Biodiversidad de artrópodos argentinos

Roig-Juñent, Sergio
Claps, Lucía E.
Morrone, Juan José
(Directores)

Volumen 4

ISBN Obra Completa: 978-987-754-247-9
ISBN Volumen 3: 978-987-754-246-2

Sergio Roig-Juñent. *Doctor en Ciencias Naturales de la Facultad de Ciencias Naturales y Museo de la Universidad Nacional de La Plata. Sus investigaciones se centran en sistemática, evolución y biogeografía de coleópteros, en especial de Carabidae. Desde 1991 desarrolla sus actividades en el IADIZA (Mendoza) como investigador del CONICET. Es Socio Activo de la Sociedad Entomológica Argentina desde 1979, ha participado en dicha Sociedad como organizador del III Congreso Argentino de Entomología, como Editor Asociado de su Revista y como Presidente de la SEA.*

Lucía E. Claps. *Doctora en Ciencias Biológicas de la Facultad de Ciencias Naturales e Instituto Miguel Lillo de la Universidad Nacional de Tucumán. Sus investigaciones se centran en la biología y sistemática de insectos fitófagos, en especial de hemípteros cocoideos. Desarrolla sus actividades en el Instituto Superior de Entomología "Dr. Abraham Willink" de la UNT. Ha participado en la Sociedad Entomológica Argentina como Secretaria y posteriormente como Editora de la Revista de la SEA y como Presidenta del VI Congreso Argentino de Entomología.*

Juan J. Morrone. *Doctor en Ciencias Naturales por la Facultad de Ciencias Naturales y Museo de la Universidad Nacional de La Plata. Desde 1998 es Profesor Titular de tiempo completo de la Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM) e Investigador nivel III del Sistema Nacional de Investigadores. Es miembro de la Academia Mexicana de Ciencias. Imparte cursos de biogeografía, sistemática y biología comparada. Ha publicado una treintena de libros y más de 300 trabajos científicos y de difusión sobre biogeografía, sistemática filogenética y biología evolutiva.*

Sergio Roig-Juñent, Lucía E. Claps y Juan J. Morrone
(Directores)

Biodiversidad de Artrópodos Argentinos

Volumen 4

Instituto
Superior de Entomología
"Dr. Abraham Willink"

Facultad de Ciencias
Naturales e Instituto
Miguel Lillo

Universidad
Nacional de
Tucumán

INSUE - UNT Ediciones
Instituto Superior de Entomología
"Dr. Abraham Willink"
Facultad de Ciencias Naturales e Instituto Miguel Lillo
Universidad Nacional de Tucumán

BIODIVERSIDAD DE ARTRÓPODOS ARGENTINOS

Volumen 4

Sergio Roig-Juñent, **Lucía E. Claps y Juan J. Morrone**
(Directores)

Primera edición 2020
Impreso en San Miguel de Tucumán
Noviembre del 2020

Reservados todos los derechos

2014. Instituto Superior de Entomología "Dr. Abraham Willink" (INSUE)
Miguel Lillo 205 - 4000 - San Miguel de Tucumán - Argentina
Tel /Fax 54.381.4232965
e-mail: insue@csnat.unt.edu.ar – En internet: www.csnat.unt.edu.ar/insue

Claps, Lucía Elena
Biodiversidad de artrópodos argentinos / Lucía Elena Claps ; Sergio Alberto Roig-Juñent.- 1a ed.- San Miguel de Tucumán : Universidad Nacional de Tucumán, 2020.
Libro digital, PDF

Archivo Digital: descarga y online
ISBN 978-987-754-246-2

1. Biodiversidad. 2. Argentina. I. Roig-Juñent, Sergio Alberto. II. Título.
CDD 595.7

Fecha de catalogación: 19/11/2020

Roig-Juñent, Sergio Alberto
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos / Sergio Alberto Roig-Juñent ; Lucía Elena Claps ; Juan J. Morrone. - 1a ed adaptada. - San Miguel de Tucumán : Universidad Nacional de Tucumán, 2020.
Libro digital, PDF

Archivo Digital: descarga y online
ISBN 978-987-754-247-9

1. Biodiversidad. 2. Distribución Geográfica. 3. Morfología. I. Claps, Lucía Elena. II. Morrone, Juan J. III. Título.
CDD 595.0982

ISBN Obra Completa (Obra Digital): 978-987-754-247-9

ISBN Volumen 4 (Obra Digital): 978-987-754-246-2

Corrector de pruebas:
María Dolores Claps (loliclaps@gmail.com)

Diagramación y diseño gráfico obra impresa y digital:
Luis A. Esteban (luisalfredo.esteban@gmail.com)

Para citar esta publicación

La obra completa: Roig-Juñent, S.; L.E. Claps & J.J. Morrone (Directores). 2020. *Biodiversidad de Artrópodos Argentinos* volumen 4. Editorial INSUE - UNT, San Miguel de Tucumán, Argentina.

Secciones dentro de la obra: Amorim, D.S. 2014. *Scatopsidae*. En Roig-Juñent, S.; L.E. Claps & J.J. Morrone (Directores). 2020. *Biodiversidad de Artrópodos Argentinos* Volumen 4. Páginas 333-338. Editorial INSUE -UNT, San Miguel de Tucumán, Argentina.

Para la realización de este volumen se contó con el auspicio de la
Sociedad Entomológica Argentina

Con todo afecto dedicamos este libro a nuestro amigo y colega Fernando Navarro, quien partió tempranamente, cuando todavía tenía mucho por andar, hacer y dejar en este mundo.

Fernando fue un gran entomólogo, comprometido con todo lo que hacía, un gran colaborador de la Sociedad Entomológica Argentina, del INSUE UNT y de la Facultad de Ciencias Naturales de Tucumán, además de un excelente profesor y formador de entomólogos. En lo personal su entrega era total, con alumnos, discípulos y colegas, siempre alegre, respetuoso y poseedor de una enorme humildad.

Que este libro, que también incluye un capítulo escrito por Fernando, sirva como un pequeño homenaje a este gran Amigo.

CONTENIDO

Prólogo. *M. Lizarralde de Grosso* 7

Introducción 9

Abreviaturas 10

La evolución de la biodiversidad de artrópodos terrestres de la Argentina re lejada por sus trazas fósiles. *J.F. Genise, L.C. Sarzetti, M.V. Sánchez y J.L. Farina* 11

Entomología forense. *N.D. Centeno y F.H. Aballay* 31

Protura, **Diplura**, **Microcoryphia** y **Zygentoma**. *J.G. Palacios-Vargas y A. García-Gómez* 45

Zoraptera. *M.S. Engel*.....53

Phasmatodea. *M.C. Domínguez y A. Vera* 63

Hymenoptera 71
Tenthredinoidea, **Siricoidea** y **Orussoidea**. *D. Smith y F. Fernández*.....71
Scelionidae. *C. Margaría, M. Loiácono y A.A. Lanteri*.....97
Diapriidae. *M. Loiácono y C. Margaría*.....109
Figitidae. *N.B. Diaz y F.E. Gallardo*.....117
Mymaridae. *E. Luft Albarracín, D. Aquino y S.V. Triapitsyn* 127
Chalcididae. *M.T. Tavares y D.A. Aquino* 139
Stephanidae. *A.P. Aguiar* 149
Aulacidae. *D.R. Smith* 163
Gasteruptiidae. *J.J. Martínez y A.C.C. Macedo* 167
Evaniidae. *J.J. Martinez y G. Galvani* 171
Plumariidae. *P.A. Diez y P. Fidalgo* 177
Bethylidae. *C.O. Azevedo, G.O. Lanes y F.T. Gobbi*.....185
Halictidae. *M. Dalmazzo, R.A. González Vaquero, A. Roig Alsina y G. Debandi*.....203
Colletidae. *L. Compagnucci*.....221
Bradynobaenidae. *J. Torréns*.....237
Chiphotidae. *J. Torrén y P. Fidalgo*.....241
Rhopalosomatidae. *A. Roig Alsina y J.J. Martínez*.....247

Lepidoptera 251
Lepidopteros primitivos (no Ditrisianos). *P. Gentili*.....251
Saturniidae. *A.I. Zapata*.....271
Sphingidae. *M. Moré, I.J. Kitching y A.A. Cocucci* 281
Geometridae. *A. Chalup* 297
Noctuidae. *G. San Blas y F. Navarro* (†) 313

Diptera 333
Scatopsidae. *D.S. Amorim*.....333
Cecidomyiidae. *V.C. Maia*.....339
Rangomaramidae. *D.S. Amorim y R.L. Falaschi* 359
Ditomyiidae. *R.L. Falaschi y D.S. Amorim*.....363
Diadocidiidae. *R.L. Falaschi y D.S. Amorim*.....367
Keroplatidae. *R.L. Falaschi* 369
Lygistorrhinidae. *S.S. Oliveira y D.S. Amorim*.....375
Mycetophilidae. *S.S. Oliveira y D.S. Amorim* 379
Pantophtalmidae. *J.R. Pujol-Luz y C.V.A. Pujol-Luz* 391
Stratiomyidae. *J.R. Pujol-Luz y C.V.A. Pujol-Luz* 399
Nemestrinidae. *C. Kosmann, C.J.E. Lamas y J.R. Pujol-Luz* 407

Bombyliidae. *C.J.E. Lamas* y *N.L. Evenhuis* 417
Mydidae. *J.C. Almeida* y *C.J.E. Lamas* 425
Empididae y **Brachystomatidae**. *J.A. Rafael* y *C.B. Chagas* 431
Hybotidae. *R. Ale-Rocha* y *R.A.P. Freitas-Silva* 439
Pipunculidae. *J.A. Rafael* y *E. Amat* 447
Platypezidae. *J.A. Rafael* y *R. Vieira* 457
Calliphoridae. P*.R. Mulieri*, *J.C. Mariluis* y *L.D. Patitucci* 463
Sarcophagidae. *C.A. Mello-Patiu*, *J.C. Mariluis*, *K.P. Silva*, *L.D. Patitucci* y *P.R. Mulieri* 475
Conopidae. *J.F. Gibson*, *J,H. Skevington* y *S. Camras* 491
Pyrgotidae. *R.L. Mello* 499
Lauxaniidae. *V.C. Silva* 505
Ropalomeridae. *R. Ale-Rocha* 511
Sepsidae. *V.C. Silva* 517
Sphaeroceridae. *S.A. Marshall*, *J. Kits* y *M. Buck* 523

Discusión y conclusiones de la biodiversidad de artrópodos argentinos. *S. Roig-Juñent*, *L.E. Claps* y *J.J. Morrone* 537

Índice taxonómico 545

PRÓLOGO

Este es el cuarto tomo sobre la Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, ediciones en las que colaboran la Sociedad Entomológica Argentina (SEA) y el Instituto Superior de Entomología *"Dr. Abraham Willink"* (INSUE), dependiente de la Universidad Nacional de Tucumán. Esta visionaria y valiosa iniciativa, que comenzó en 1998, se prolongó a través de 4 volúmenes en 16 años, actualizando y aumentando sus contenidos, con el esfuerzo que significó para autores y editores, en épocas no siempre fáciles de nuestro país.

La mayoría de los capítulos de este volumen 4 tratan a los holometábolos, los insectos con mayor grado de complejidad, que incluyen grupos de importancia en epidemiología humana y animal, controladores de plagas, polinizadores, etc. Se cuenta con varias generaciones de autores, desde investigadores de gran experiencia hasta jóvenes, con el entusiasmo y apertura científica del inicio de sus carreras, lo que hace prever que la reposición de taxónomos, a pesar de las vicisitudes, sigue activa. En este tomo también colaboraron numerosos investigadores extranjeros, aumentando con sus contribuciones el conocimiento de grupos que, en la Argentina, aún carecen de especialistas.

En las últimas décadas del siglo XX fue notoria, a nivel mundial, la falta de visibilidad de los estudios taxonómicos. En la Argentina tuvimos un largo proceso sobre revalorización de esta rama de la ciencia, desde la reunión de Río de 1992 a la actualidad. Las políticas parecen haber sufrido un cambio positivo, no tan fuerte como hubiéramos deseado, pero cambio al fin.

A fines de los 90 se organizaron las primeras reuniones de taxónomos en el Museo Argentino de Ciencias Naturales *"Bernardino Rivadavia"*, de las cuales surgieron algunas notas dirigidas a los organismos de política científica, fundamentando la importancia de la revalorización de la taxonomía. En esa época, la Sociedad Entomológica Argentina fue invitada por la Cancillería Argentina a participar de Bionet, una organización internacional dedicada a promover los estudios taxonómicos en el mundo, sucediéndose así workshops internacionales sobre taxonomía en Cardiff, Pretoria, Londres y Kuala Lumpur, donde nuestro país siempre estuvo representado. El INSUE, junto con otras instituciones argentinas, participa además como punto focal de la Iniciativa Global de Taxonomía, conocida por su sigla en inglés, GTI. Estos movimientos dieron como resultado la creación de la Red Argentina de Colecciones Biológicas y, gracias al esfuerzo y dedicación de algunos de sus representantes, el Ministerio de Ciencia, Técnica e Innovación Productiva, junto con el Consejo Interinstitucional de Ciencia y Tecnología (CICyT), creó en el 2009 el Sistema Nacional de Datos Biológicos (SNDB). Éste es un paso sustancial y un reconocimiento fundamental del valor de las colecciones biológicas y lo que significan en la conservación de la biodiversidad, como repositorio de datos de especies a veces de reciente extinción; en las colecciones es frecuente encontrar ejemplares de especies recolectadas en los siglos XIX y XX, que ya no se encuentran en el campo o que en la actualidad se ha restringido marcadamente su distribución. Éste fue un largo camino que dio sus frutos y al que muchos investigadores ayudaron a construir.

Paralelamente tuvieron lugar tres congresos Nacionales de Conservación de la Biodiversidad. En el 2010, la Convención de la Biodiversidad, con sede en Montreal, declaró la *"Década de la Diversidad Biológica"*, que en la Argentina comenzó con el Primer Congreso Latinoamericano de Conservación de la Biodiversidad, realizado en Tucumán en noviembre del 2010.

El cierre de este tomo coincidió con la temprana desaparición física del Dr. Fernando Navarro, especialista en lepidópteros y coautor de uno de sus capítulos. Fernando fue formador de especialistas, investigador y docente; combinaba sus conocimientos con una personalidad afable, responsable y solidaria. Fue vicepresidente de la SEA en el período 1998-2005, y estaba a cargo de la organización del V Encuentro de Lepidoptera Neotropicales, a desarrollarse en Tucumán en el año 2015. Fernando era uno de nosotros, lo digo desde el alma, en representación de todo el Instituto Superior de Entomología de la UNT (INSUE), del que fue uno de sus miembros fundadores, querido amigo y a quien le dedicamos este tomo.

Mercedes Lizarralde de Grosso
INSUE- Universidad Nacional de Tucumán

INTRODUCCIÓN

Continuando con la serie Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, iniciada en 1998 con el volumen 1 y en 2008 con el volumen 2, presentamos ahora simultáneamente el tercer y cuarto volumen, en este último se tratan numerosas familias de tres órdenes de insectos, de los hiperdiversos como son Hymenoptera, con el desarrollo de 17 familias, Lepidoptera con cinco capítulos y Diptera con 25, además de abordar otros tres órdenes menos numerosos como son los Protura, Zoraptera y Phasmatodea. Al igual que en volúmenes anteriores se incluyen dos capítulos generales, uno referido a trazas fósiles de artrópodos y otro sobre el desarrollo de la entomología forense en la Argentina.

Al avanzar con el estudio de los diferentes grupos de artrópodos, muchos de los cuales no son investigados actualmente por especialistas argentinos, invitamos a colegas extranjeros, quienes conocen de la fauna local, a colaborar con la obra, quienes no dudaron en incorporarse al proyecto.

En esta oportunidad, al iniciar nuestra convocatoria no pensamos que la aceptación en colaborar iba a ser tan grande, habiendo reunido un total de 100 capítulos, por lo que nos vimos en la necesidad de dividir los mismos en dos tomos y es por eso que realizamos simultáneamente los volúmenes 3 y 4 e incluyendo en este último, como capítulo final un análisis, discusión y conclusiones a las que llegamos, con toda la información reunida a la fecha.

Esperamos que esta serie pueda continuarse en un futuro próximo, aumentando el conocimiento de la diversidad de los artrópodos argentinos, información que será empleada y analizada a diferentes escalas.

Este volumen se pudo concretar, en primer lugar, gracias a la participación de los numerosos autores que ofrecieron toda la información de la que disponen de los diferentes grupos, a ellos les agradecemos su colaboración y su paciencia y especialmente a Sarah Siqueira Oliveira y Dalton de Souza Amorim por permitirnos ilustrar la tapa de este volumen con una imagen del capitulo de Diptera Mycetophilidae, de su autoria.

Asimismo para este tomo tuvimos la gran ayuda de Dalton de Souza Amorim (São Paulo, Brasil), Arturo Roig Alsina (Buenos Aires) y Fernando Navarro (Tucumán), a quienes acudimos en reiteradas oportunidades pidiendo ayuda y aconsejamiento sobre especialistas y ordenamiento de Diptera, Hymenoptera y Lepidoptera, respectivamente.

Agradecemos especialmente a la Sociedad Entomológica Argentina por continuar auspiciando esta serie y al Instituto Superior de Entomología “Dr. Abraham Willink” dependiente de la Universidad Nacional de Tucumán, por actuar como sello editorial de la obra y por brindar todo el apoyo necesario para la concreción de este volumen, al igual que a la Imprenta de la Universidad Nacional de Tucumán, en forma especial a su Director, Luis Esteban.

Sergio Roig-Juñent, Lucía E. Claps y Juan J. Morrone

ABREVIATURAS

Las siguientes abreviaturas se refieren a las provincias de la Argentina, otras abreviaturas empleadas en los respectivos capítulos se aclaran en cada uno de ellos.

Bs. As.	Buenos Aires
Cba.	Córdoba
Cha.	Chaco
Chu.	Chubut
Cm.	Catamarca
Cs.	Corrientes
E.R.	Entre Ríos
Fo.	Formosa
Ju.	Jujuy
L.P.	La Pampa
L.R.	La Rioja
Malv.	Islas Malvinas
Mnes.	Misiones
Mza.	Mendoza
Nq.	Neuquén
R.N.	Río Negro
Sal.	Salta
S.C.	Santa Cruz
S.E.	Santiago del Estero
S.Fe	Santa Fe
S.J.	San Juan
S.L.	San Luis
T.F.	Tierra del Fuego
Tuc.	Tucumán

LA EVOLUCIÓN DE LA BIODIVERSIDAD DE ARTRÓPODOS TERRESTRES DE LA ARGENTINA REFLEJADA POR SUS TRAZAS FÓSILES

***Jorge F. GENISE,**
***Laura C. SARZETTI**
***M. Victoria SÁNCHEZ,**
****Juan L. FARINA**

* CONICET - Museo Argentino de Ciencias Naturales, División Icnología, Av. Ángel Gallardo 470, 1405 Buenos Aires, Argentina.
jgenise@macn.gov.ar
laurasarzetti@gmail.com
mvsanchez@macn.gov.ar

** Museo Municipal de Ciencias Naturales "Lorenzo Scaglia", Área Entomología, Av. Libertad 3099, Plaza España, 7600 Mar del Plata, Buenos Aires, Argentina.
juanlfarina@yahoo.com.ar

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Las evidencias de comportamiento, tales como túneles, huellas, nidos, cámaras, cuevas y capullos, que los organismos producen en los sustratos con los que interactúan, se pueden preservar como trazas fósiles en las rocas sedimentarias. Las trazas fósiles, particularmente aquellas atribuidas a artrópodos continentales, ocurren mayormente en paleosuelos (suelos fosilizados), en restos vegetales y en ambientes lacustres. Ejemplos de estas trazas son las bolas y masas de cría de Scarabaeinae (Coleoptera: Scarabaeidae), celdillas de abejas solitarias (Hymenoptera: Apoidea), cámaras pupales de coleópteros (Scarabaeidae: Geotrupinae y Aphodinae) y de lepidópteros (Sphingidae), cámaras de alimentación de ninfas de Cicadidae (Hemiptera: Auchenorrhyncha), nidos de Pompilidae (Hymenoptera), termiteros y hormigueros. En algunos paleosuelos, se han registrado también trazas fósiles de decápodos (Astacidea: Parastacidae) y en canales fluviales y planicies de inundación, túneles de cangrejos (Brachyura: Trichodactylidae). Las trazas fósiles en restos vegetales se preservan fundamentalmente en hojas y maderas, aunque también las hay en frutos, semillas y polen, entre otros. Las más abundantes son las trazas en hojas (excisiones, picaduras, oviposiciones, agallas y minaciones), las cuales son producidas principalmente por insectos fitófagos, que utilizan los tejidos y fluidos para alimentación y refugio, o como sustrato para empupar o nidificar. Entre estos productores se reconocen Cecidomyiidae (Diptera), Lestidae y Coenagrionidae (Odonata), Nepticulidae (Lepidoptera) y Megachilidae (Hymenoptera). Otro grupo de trazas en restos vegetales, igualmente frecuentes, son las galerías de coleópteros xilófagos (Cerambycidae, Curculionidae y Buprestidae) y de termitas, excavadas en madera. Finalmente, en ambientes lacustres se registran comúnmente rastrilladas de artrópodos (indeterminados) y capullos de Trichoptera, los cuales proveen información paleoecológica importante. El análisis de los cambios, desde el Jurásico Superior al Neógeno de la Argentina, de la icnodiversidad permite contribuir al conocimiento de la evolución de la biodiversidad de sus artrópodos continentales.

Abstract

Behavioral evidence, such as tunnels, footprints, nests, chambers, caves and cocoons, that organisms produce in the substrates with which they interact, may be preserved in sedimentary rocks as trace fossils. These trace fossils, particularly those produced by continental arthropods, occur mostly in paleosols (fossilized soils), in plant remains and in lacustrine environments. Brood masses and brood balls of dung beetles (Coleoptera: Scarabaeidae, Scarabaeinae), cells of solitary bees (Apoidea), pupation chambers of coleopterans (Coleoptera: Scarabaeidae, Geotrupinae and Aphodinae), and lepidopterans (Lepidoptera: Sphingidae), cicada nymph feeding chambers (Hemiptera: Auchenorrhyncha), nests of Pompilidae (Hymenoptera), termite and ant nests, are all examples of insect trace fossils in paleosols. In some paleosols are also preserved trace fossils of decapods (Astacidea: Parastacidae), whereas

in river channels and floodplains occur tunnels made by crabs (Brachyura: Trichodactylidae). Trace fossils in plant remains are mostly those produced in leaves and wood, although they are also recorded in fruits, seeds and pollen, among others. The most abundant trace fossils in leaves are excisions, piercings, ovipositions, galls and mines made by phytophagous insects, which use the plant tissues to feed on, as dwellings, or as substrate to pupate or nest. Among these producers it can be recognized Cecidomyiidae (Diptera), Lestidae and Coenagrionidae (Odonata), Nepticulidae (Lepidoptera), and Megachilidae (Hyemonptera). Another group of traces in plant remains, which are also abundant, are the borings in wood by xylophagous coleopterans (Cerambycidae, Curculionidae and Buprestidae) and by termites. Finally, in lacustrine paleoenvironments are commonly recorded tracks of undetermined arthropods and caddisfly (Trichoptera) cases, which yield significant paleoecological information. In sum, the analysis of ichnodiversity from the upper Jurassic to the Neogene in Argentina, contributes to the knowledge of biodiversity evolution of its continental arthropods.

Introducción

En 1998, en el primer volumen de esta serie, el querido Dr. Willink escribía en su capítulo sobre avispas: "La única persona que trabajó durante varios años haciendo estudios sobre el comportamiento de estas avispas en el país, especialmente Sphecidae, es el Dr. Jorge F. Genise... Desgraciadamente dejó estas investigaciones para dedicarse a otras actividades científicas". Lo que sigue encierra muy resumidamente estas actividades de los últimos 20 años, en los que afortunadamente la escuela sudamericana de icnología continental, gracias al desempeño de muchos colegas, y otros tantos pioneros de la talla de Joaquín Frenguelli, Lucas Roselli y José Laza, se abrió camino en el mundo de la icnología y la paleoentomología.

La icnología

La icnología, y especialmente la icnología continental, es una disciplina joven que estudia los distintos tipos de trazas, como túneles, huellas, nidos, cámaras, cuevas, capullos y otras evidencias que los organismos dejan en los sustratos con los que interactúan. La paleoicnología estudia las trazas fósiles que quedan preservadas en las rocas sedimentarias, constituyéndose en una base de datos única sobre el comportamiento de distintos organismos a lo largo del tiempo geológico. Las trazas fósiles se clasifican, siguiendo una nomenclatura binomial regida por el Código de Nomenclatura Zoológica, en icnoespecies, icnogéneros e icnofamilias (Bertling *et al.*, 2006). Esta nomenclatura está basada en la mayoría de los casos, y así es recomendado, sobre rasgos morfológicos de las trazas y en ningún caso sobre el supuesto productor. Puede decirse que los icnotaxones representan patrones de comportamiento clasificados binomialmente y preservados en las rocas.

La paleoicnología brinda la única evidencia física sobre la evolución del comportamiento y aporta datos significativos para la calibración de relojes moleculares en filogenias (Grimaldi & Engel, 2005). En muchos casos completa el registro de cuerpos fósiles y ciertamente, a veces lo mejora, ya que en ocasiones las trazas preceden en tiempo a los fósiles (Sánchez *et al.*, 2005; Bedatou *et al.*, 2008; Genise *et al.*, 2008; Krause *et al.*, 2008; Sarzetti *et al.*, 2008, 2009). Además, se preservan donde fueron hechas, aportando datos paleoecológicos únicos sobre los grupos bajo estudio, lo cual es inusual para los cuerpos fósiles de artrópodos que comúnmente son transportados a ambientes alóctonos.

Las trazas de artrópodos continentales, como túneles, nidos, cámaras, cuevas y capullos, se encuentran en la mayoría de los casos en paleosuelos (los suelos se pueden fosilizar en su conjunto si son cubiertos por una capa de sedimentos, preservando trazas de animales y raíces), en restos vegetales, como hojas, semillas y maderas permineralizadas, y en ambientes lacustres, donde predominan capullos de tricópteros y rastrilladas (conjunto de huellas individuales que muestran el desplazamiento de un organismo con patas). A lo largo de este capítulo veremos la diversidad de trazas fósiles de artrópodos continentales de la Argentina, recapitulando la evolución de estas icnofaunas desde el Mesozoico (el Paleozoico sólo registra rastrilladas de artrópodos indeterminados) hasta el Neógeno, como un complemento de la información que nos brinda la paleoentomología en un intento por comprender el origen de la biodiversidad presente de los artrópodos argentinos.

Trazas fósiles en paleosuelos

Las trazas fósiles de insectos son las más abundantes en los paleosuelos de la Argentina y de otras partes del mundo, particularmente a partir del Cenozoico (Genise, 2004). Los suelos más antiguos seguramente también estaban habitados y dominados por insectos como los actuales, pero sus trazas posiblemente hayan sido simples excavaciones, y como tales no se preservaron, o bien, por ser muy simples, su atribución general a insectos no podría ser precisada lo suficiente como para contribuir con la historia evolutiva de ningún grupo en particular. La abundancia y diversidad en paleosuelos se debe en parte a que los insectos han sido desde hace millones de años un grupo altamente diversificado con una capacidad de colonización muy grande. Ellos colonizan los sedimentos recién depositados tan pronto como son expuestos al aire, contribuyendo con la formación de suelos. Así, las trazas fósiles de insectos son una de las herramientas más útiles que los geólogos tienen para reconocer paleosuelos, hasta los más inmaduros, aun en ausencia de otros rasgos edáficos (Genise *et al.*, 2004)

Las trazas fósiles de insectos en paleosuelos son generalmente nidos o cámaras pupales y ésto no es una casualidad; por el contrario, es la clave que permite explicar su abundancia e importancia paleoecológica, estratigráfica y evolutiva (Genise, 1999). Los nidos y cámaras pupales contienen provisiones y larvas respectivamente que son muy sensibles a las condiciones ambientales: un exceso de humedad favorece el desarrollo de hongos, y la consiguiente degradación de las

provisiones y larvas, mientras que su defecto produce su deshidratación. ¿Cómo alcanzan los insectos estas condiciones ambientales tan específicas para sus cámaras? En primer lugar, por su ubicación precisa en los suelos, lo cual puede ser analizado a distintas escalas. A escala específica, cada especie se distribuye en un área con clima y vegetación determinados, que a su vez provee al suelo de un gradiente de temperatura y humedad en sus distintos horizontes. A escala individual, cada larva por empupar o cada adulto por hacer un nido, ubica sus trazas a una profundidad determinada para satisfacer las necesidades de temperatura y humedad preferidas. Estas preferencias ecológicas de los insectos productores de trazas han sido usadas exitosamente para extraer información paleoecológica, estratigráfica y sedimentológica a partir de las trazas fósiles (Laza, 1982; Bown & Laza, 1990; Genise, 1997, 1999).

En segundo lugar, y desde un punto de vista más biológico, es otro de los recursos con que los insectos cuentan para ambientar sus cámaras el que le ha conferido a las trazas fósiles su valor en la reconstrucción de la historia evolutiva de sus productores. Los insectos proveen a sus cámaras pupales y nidos con paredes construidas o tapizadas y a veces con formas complejas, con lo que consiguen aislarlas del suelo, tanto para lograr condiciones de temperatura y humedad precisas como para protegerse de los depredadores y parásitos. Este mejoramiento morfológico incrementa la complejidad de las estructuras, lo cual tiene una serie de consecuencias que se analizan brevemente a continuación. Para construir o tapizar paredes los insectos usan diferentes tipos de materia orgánica en combinación con material del suelo. La incorporación de materia orgánica hace de los insectos agentes importantes en la formación de suelos, como se mencionó antes, pero además aumenta el potencial de preservación de estas trazas (Genise & Bown, 1994). Muchos insectos nidifican en los suelos pero los nidos de abejas, escarabajos coprófagos y termitas son los más comunes como trazas fósiles en los paleosuelos. ¿Por qué es esto? Porque no son sólo excavaciones, sino estructuras construidas o tapizadas. Tienen los elementos para atravesar la barrera tafonómica ya que el aporte de materia orgánica favorece la precipitación de sales, óxidos y soluciones cementantes que consolidan estas construcciones y les permiten resistir inalteradas en los suelos vivos y favorecer su cementación diferencial en los paleosuelos (Genise & Bown, 1994).

El aumento de la complejidad de las estructuras implica también un aumento en el número de caracteres diagnósticos que permiten atribuir las trazas con un alto grado de confiabilidad a taxones precisos. Cuanto más compleja es la estructura la atribución es más confiable. Por ejemplo, las celdillas fósiles de abejas tienen como rasgo distintivo tapones en espiral, otras trazas muestran las marcas dejadas por los apéndices del productor al construirlas, otras presentan ordenamientos de pellets fecales, muchos nidos de termitas presentan morfologías que son exclusivas para las especies de un género y así otros rasgos que son estudiados micromorfológicamente en cortes delgados bajo el microscopio, con tomografías computadas o reconstrucciones tridimensionales (Genise *et al.*, 2004). Los caracteres diagnósticos estudiados con estas metodologías permiten la atribución de los icnofósiles a grupos actuales de insectos y estas atribuciones permiten contribuir, a su vez, con el conocimiento de su historia evolutiva. El registro de insectos y otros artrópodos que se brinda en este capítulo muestra la posibilidad de estimar la biodiversidad pasada de artrópodos que habitaban los suelos, para localidades y edades sin registro de cuerpos fósiles (Apéndice 1).

Trazas fósiles en restos vegetales

Las trazas en restos vegetales brindan información acerca del origen y evolución de las relaciones que los insectos poseen con las plantas (en muchos casos relaciones coevolutivas), así como pueden proporcionar datos para evaluar cambios paleoclimáticos (Wilf *et al.*, 2001; Sarzetti & Genise, 2009).

Las trazas fósiles en restos vegetales se distribuyen principalmente en dos grupos: aquellas que ocurren en hojas y las que aparecen en maderas, aunque también las hay en frutos, semillas y polen. Las primeras son originadas por artrópodos (principalmente insectos fitófagos) que utilizan los tejidos vegetales ya sea para su alimentación o también como refugio, o como sustrato para empupar o nidificar. Estas trazas, en comparación con las producidas en madera, son más abundantes en el registro fósil y ésto se relaciona directamente con la mayor diversidad de artrópodos capaces de provocarlas y de yacimientos con abundantes hojas preservadas de angiospermas con láminas foliares amplias. Las trazas en hojas fósiles se pueden separar en: excisiones (marginales, no-marginales, en ventana y esqueletonizaciones), picaduras, oviposiciones, agallas y minaciones, siendo las dos últimas las que brindan una mayor información acerca de la especificidad de la relación entre la planta y el insecto, así como al ser estructuras más complejas, permiten adjudicarlas de manera más certera a los posibles grupos productores.

Las trazas del segundo grupo corresponden principalmente a galerías en restos de maderas permineralizadas que evidencian un comportamiento de alimentación xilófaga. Comúnmente estas estructuras son elaboradas como redes anostomosadas o con morfologías radiales de túneles longitudinales conectados a túneles tangenciales, que pueden llegar a contener en su interior coprolitos. Existen varios grupos de artrópodos (incluyendo ácaros e insectos) con este modo de alimentación. Sin embargo, los coleópteros, y secundariamente las termitas, son los productores más comunes de estas galerías y a los cuales se le han adjudicado la mayoría de las trazas fósiles encontradas en madera (Brues, 1936; Walker, 1938, Rothwell & Scott, 1983; Lesnikowska, 1990; Genise, 1995). Otras interacciones menos comunes en el registro fósil son las trazas de insectos en frutos (Genise, 1995; Mikuláš *et al.*, 1998), semillas y polen (Chaloner *et al.*, 1991).

Capullos fósiles de tricópteros

Los tricópteros poseen larvas subacuáticas que construyen estructuras de refugio móviles (capullos) con

materiales orgánicos o inorgánicos a los que adhieren con seda. Estos capullos se preservan frecuentemente como impresiones fósiles (Lewis, 1970; Lewis & Heikes, 1991) y al ser construidos en el mismo ambiente donde vivían las larvas, son elementos que proveen importante información paleoecológica (Elias, 1994; Sukatsheva, 1999).

El estudio icnológico de los capullos de tricópteros es uno de los más extensos conocidos, con aproximadamente 200 icnotaxones propuestos. Los estudios más completos fueron llevados a cabo en materiales de Rusia por Vialov (1973), Vialov & Sukatsheva (1976) y Sukatsheva (1982), quienes utilizaron para clasificarlos la abundancia relativa de los materiales de construcción en los capullos. Definieron, entre otros, el icnogénero *Folindusia* que incluye los capullos formados básicamente por partes de hojas, *Conchindusia* construidos con conchillas de conchostracos, *Ostracindusia* con ostrácodos, *Pelindusia* formados por conchillas de bivalvos, *Piscindusia* con escamas de peces, *Terrindusia* construido con fragmentos de rocas, *Secrindusia* que son tubos básicamente de seda y *Molindusia* que es el único icnogénero que no está definido por su contenido sino por su forma con proyecciones laterales o "alas" (Sukatsheva, 1999).

Rastrilladas

Las rastrilladas de artrópodos, a veces compuestas por largas series de huellas individuales en dos filas, son comunes en ambientes de dunas o playas de cuerpos de agua donde tienen posibilidades de quedar marcadas y preservadas. Para la Argentina sólo se ha descripto una icnoespecie, *Hexapodichnus casamiquelai* del Jurásico de Santa Cruz, que puede ser atribuida a un insecto alado debido a la repetición alternada de marcas triples, que representan las patas de cada lado del cuerpo, pero sin más precisiones (de Valais *et al.*, 2003). Rastrilladas de artrópodos indeterminados, que ofrecen poca información sobre el grupo productor, fueron descriptas del Paleozoico de La Rioja y La Pampa (Zhang *et al.*, 1998; Melchor & Sarjeant, 2004).

La evolución de la icnofauna de artrópodos terrestres de la Argentina

Parastácidos (Crustacea): Dominadores de los suelos mesozoicos

En el Triásico no existen trazas en paleosuelos que inequívocamente puedan adjudicarse a insectos. Algunas razones argumentadas para explicar esta ausencia son la naturaleza de los paleosuelos de las cuencas triásicas de la Argentina, que son poco favorables para la ocurrencia de estas trazas, sea porque los suelos originales soportaron inundaciones frecuentes o por su posterior destrucción por procesos edáficos (Genise *et al.*, 2004). No obstante, otra razón igualmente importante y aplicable a paleosuelos precretácicos de todo el mundo, es la ausencia de los grupos de insectos constructores, como abejas, escarabajos coprófagos y termitas, cuyas trazas son las más preservables y abundantes (Genise & Bown, 1994; Genise *et al.*, 2004). En paleosuelos jurásicos de la Patagonia aparecen por primera vez, y de manera dominante, trazas que pueden ser atribuidas inequívocamente a otro grupo de artrópodos que habitan suelos: los crustáceos Parastacidae (*crayfishes*). Las trazas de los parastácidos, junto con las de lombrices, son las dominantes en los paleosuelos jurásicos y cretácicos de la Patagonia (Bedatou *et al.*, 2008, 2009; Genise *et al.*, 2008). Este grupo de crustáceos construía túneles verticales de paredes gruesas, que muchas veces se bifurcaban en Y hacia arriba, y que mostraban en su superficie interna marcas de raíces de las cuales se alimentaban (*Loloichnus baqueroensis*) (Fig. 1, A). El fondo de los túneles llegaba hasta la freática, lo cual les permitía la respiración branquial bajo agua. Los parastácidos no sólo habrían precedido a los insectos en la construcción de paredes discretas con pellets de suelo para sus túneles, sino también en la construcción de celdillas. Se han registrado dos tipos distintos de nidos: una cámara central hemiesférica de la cual irradian cortos túneles (*Dagnichnus titoi*); y túneles de adultos, de los cuales irradian celdillas hechas por los juveniles (*Cellicalichnus meniscatus*) (Genise *et al.*, 2008). Estos túneles o celdillas de diámetro pequeño en relación con los túneles o las cámaras construidos por los adultos, impedirían que éstos ataquen a sus crías para alimentarse de ellas. En contraste con esta abundancia de datos sobre la amplia distribución de los parastácidos tanto en el Mesozoico como en el Cenozoico de la Patagonia brindada por la icnología, sus cuerpos fósiles sólo han sido registrados del Oligoceno de Neuquén (Aguirre-Urreta, 1992).

La evidencia aportada por la icnología sugiere que los parastácidos habrían tenido una distribución muy extensa y habrían sido verdaderos ingenieros de ecosistemas dentro de la biodiversidad de la fauna de suelos mesozoicos en la Patagonia, para finalmente desaparecer de sus suelos cuando durante el Mioceno la cordillera redujo sustancialmente el régimen de precipitaciones, para quedar restringidos a una distribución disyunta en Chile y sur de Brasil y Uruguay (Bedatou *et al.*, 2008).

Primeras trazas de insectos en paleosuelos del Cretácico superior

El Cretácico es un período crítico para los insectos y sus trazas, ya que junto con la aparición de las primeras angiospermas, y en relación directa o no con este suceso, se registran por primera vez los grupos de insectos que poseen la habilidad de construir o tapizar paredes con secreciones, excreciones, material de suelo o ambos, como abejas, escarabajos coprófagos, termitas, hormigas y otros grupos de insectos superiores (Grimaldi & Engel, 2005).

Para el Cretácico Inferior hay un registro único cuyas afinidades son dudosas (Genise *et al.*, 2010). Se trata de unas estructuras esféricas compuestas de matas de raíces con una pared externa, cuyos potenciales productores podrían haber sido insectos sociales (hormigas o termitas). Estas estructuras representarían la primera evidencia física conocida de agricultura en insectos. La

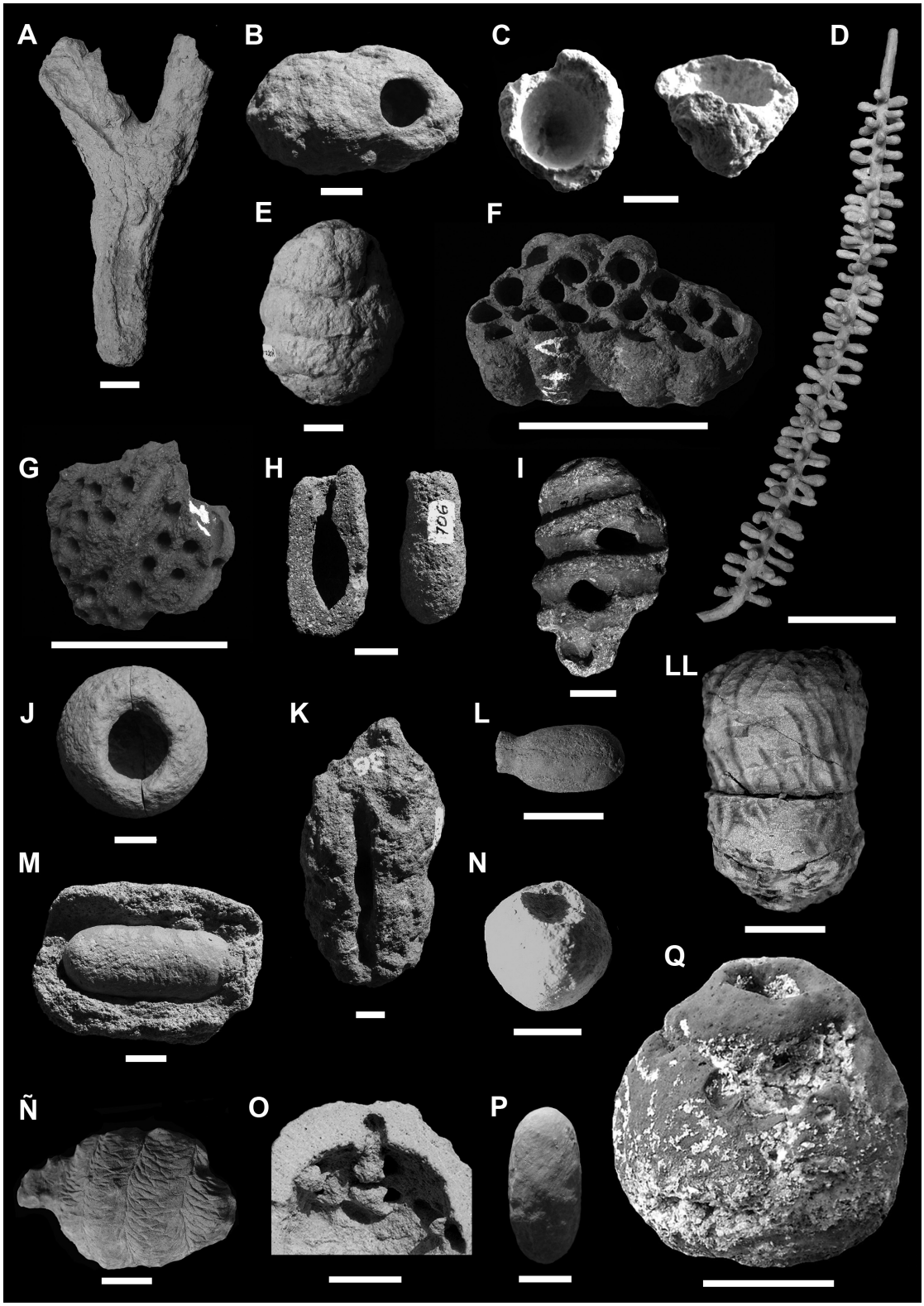


Fig. 1. Trazas en paleosuelos. A. *Loloichnus baqueroensis,* escala: 1 cm; B. *Rebuffoichnus casamiquelai*, escala: 1 cm; C. *Feoichnus challa*, escala: 1 cm; D. *Cellicalichnus chubutensis*, escala: 5 cm; E. *Eatonichnus claronensis*, escala: 1 cm; F. *Uruguay auroranormae*, escala: 5 cm; G. *Corimbatichnus fernandezi*, escala: 5 cm; H. *Palmiraichnus castellanosi*, escala: 1 cm; I. *Elipsodeichnus meyeri*, escala: 1 cm; J. *Coprinisphaera murguiai*, escala: 1 cm; K. *Monesichnus ameghinoi*, escala: 1 cm; L. *Celliforma germanica*, escala: 1 cm; LL. *Capayanichnus vinchinensis*, escala: 2,5 cm; M. *Teisseirei barattinia*, escala: 1 cm; N. *Pallichnus dakotensis*, escala: 1 cm; Ñ. *Chubutolites gaimanensis*, escala: 1 cm, O. *Tombownichnus pepei*, escala: 1 cm; P. *Rebuffoichnus sciuttoi*, escala: 1 cm; Q. *Attaichnus kuenzeli*, escala: 5 cm.

interpretación está basada sobre el hecho que el desarrollo de raíces contiguas formando una bola sólo sería posible por la excavación de una cámara a su alrededor que produjera el medio favorable rico en oxígeno y brindara espacio para su desarrollo, comportamiento que es conocido en termitas y hormigas cultivadoras de hongos. El desarrollo desproporcionado de las raíces favorecería a su vez el de los hongos, de los cuales se habrían alimentado (Genise *et al.*, 2010).

Las primeras trazas de insectos inequívocas aparecen en el Cretácico Superior en muy pocas localidades en el mundo, entre las que se encuentran dos en Chubut y una en Río Negro. Las trazas de insectos cretácicas más claras y destacables son cámaras pupales de coleópteros, posiblemente Curculionidae o Scarabaeidae (*Rebuffoichnus casamiquelai*) (Fig. 1 B) y capullos de avispas Sphecidae o Pompilidae (*Rebuffoichnus sciuttoi*) (Genise *et al.*, 2002b, 2007) (Fig. 1 P). Las segundas preservan la marca de la delicada trama de seda tejida por las larvas junto con material de suelo y en un caso registrado en Río Negro se encuentran asociadas a un huevo de dinosaurio (Genise & Sarzetti, 2011). El elenco se completa con cámaras que fueron interpretadas como de coleópteros Geotrupidae (Retallack, 1984) aunque sus afinidades no son claras (Genise *et al.*, 2007). *Cellicalichnus chubutensis* (Fig. 1 D) es un nido compuesto por un túnel central y celdillas en verticilos que originalmente fue interpretado como de Halictini (Apoidea: Halictidae) (Genise *et al.*, 2002b), constituyéndose en uno de los registros más antiguos de abejas y uno de los pocos del Cretácico.

Si bien las avispas se originan en el Triásico y es posible que sus capullos puedan registrarse desde antes, el resto de los posibles productores de estas trazas se originaron en el Cretácico (Grimaldi & Engel, 2005). De acuerdo con ésto, los paleosuelos del Cretácico Superior todavía muestran la dominancia de parastácidos y lombrices junto con las primeras apariciones de trazas de insectos, grupo que desplazaría a los primeros como dominante después del evento del K-T.

Capullos de tricópteros

Los capullos de tricópteros poseen un buen registro en la Argentina, donde se documentaron las evidencias más antiguas conocidas (Monferran *et al.*, 2008). Estos capullos provienen de las localidades Laguna del Carbón (Formación La Matilde, Santa Cruz) y Cerro Cóndor (Formación Cañadón Asfalto, Chubut) del Jurásico Medio-Superior y son estructuras cónico-cilíndricas con ambos extremos truncados, construidas con valvas de conchostracos, vegetales y secundariamente clastos (*Conchindusia isp.*) (Fig. 2, E), valvas de ostrácodos (*Ostracindusia isp.*) y clastos (*Terrindusia isp.*) (Genise *et al.*, 2002a; Monferran *et al.*, 2008). Otras evidencias más recientes fueron descriptas para el Eoceno Inferior de Chubut en la Localidad de Laguna del Hunco (Formación La Buitrera) y son capullos compuestos esencialmente por material vegetal (*Folindusia isp.*) (Genise & Petruleviĉius, 2001) (Fig. 2, F). También del Eoceno, otros materiales constituidos por pequeños fragmentos de rocas han sido observados en la paleoflora de Río Pichileufú (Sarzetti, inéd.).

Trazas de insectos en sustratos vegetales del Mesozoico de la Argentina

En la Argentina los registros de trazas de insectos en restos vegetales para el Mesozoico provienen principalmente de maderas del Jurásico del bosque petrificado de Jaramillo en Santa Cruz (Genise & Hazeldine, 1995) y del Cretácico Superior del Bajo de Santa Rosa en Río Negro (Genise, 1995) (Tabla I). En la primera localidad fue registrada la icnoespecie *Dekosichnus meniscatus* (Fig. 2 B), que está compuesta por túneles longitudinales conectados por otros tangenciales, posiblemente producidos por coleópteros Cerambycidae. Para la localidad del Bajo de Santa Rosa (Río Negro) fueron descriptas las icnoespecies *Xylonichnus trypetus*, interpretada como galerías de coleópteros en coníferas, *Stipitichnus koppae* (Fig. 2, D) en el estípite de una palmera, *Cycalichnus garciorum*, un termitero en un tallo de cica y por último las icnoespecies *Carporichnus maximus* (Fig. 2 A), *C. bertheorum* y *C. minimus*, interpretadas como perforaciones de Bruchidae en endocarpios de palmera. En cuanto a las trazas en hojas, los registros son más raros y esta condición se relaciona posiblemente con la escasez de estudios acerca de estos tópicos en las paleofloras de Argentina. Recientemente, en hojas provenientes de la Formación Mata Amarilla (Cretácico Superior) en la provincia de Santa Cruz se mencionaron excisiones marginales aisladas en una hoja de angiosperma (Iglesias *et al.*, 2007) y en la paleoflora de Lefipán (Cúneo *et al.*, 2007) se han identificado abundantes evidencias de trazas en hojas principalmente de dicotiledóneas (Sarzetti, inéd.).

Diversidad de trazas de insectos en relación con el óptimo climático del Eoceno Inferior

Durante el Eoceno Inferior se registra un óptimo climático que afecta al planeta produciendo climas cálidos y húmedos, favorables para los insectos, aun en latitudes altas (Zachos *et al.*, 2001) (Fig. 3). En el período entre el Cretácico Superior y el Eoceno Inferior, antes de este óptimo climático, casi no hay registro de trazas fósiles. Después de la dominancia de las trazas de parastácidos hasta el Cretácico Superior, los paleosuelos paleocenos y del eoceno inferior de la Patagonia muestran muy pocas trazas, aunque esta escasez podría no ser indicativa de la ausencia de los grupos productores, sino que podría deberse en alguna medida a procesos tafonómicos o de ausencia de meteorización diferencial que habrían impedido la preservación de las trazas o su exhumación en condiciones diferenciales del resto de la roca de caja. Las excepciones a esta regla son básicamente dos trazas fósiles: *Eatonichnus claronensis* (Fig.1 E), que es una cámara con una pared helicoidal compuesta por pellets, proveniente de la Formación Las Flores (Paleoceno Superior-Eoceno Inferior) de Chubut, que se interpreta como la cámara pupal de un Scarabaeinae (Genise *et al.*, 2001; Krause *et al.*, 2007; Sánchez *et al.*, 2010b); y *Feoichnus challa* (Fig. 1 C), cuyo registro más antiguo es del Eoceno Inferior de

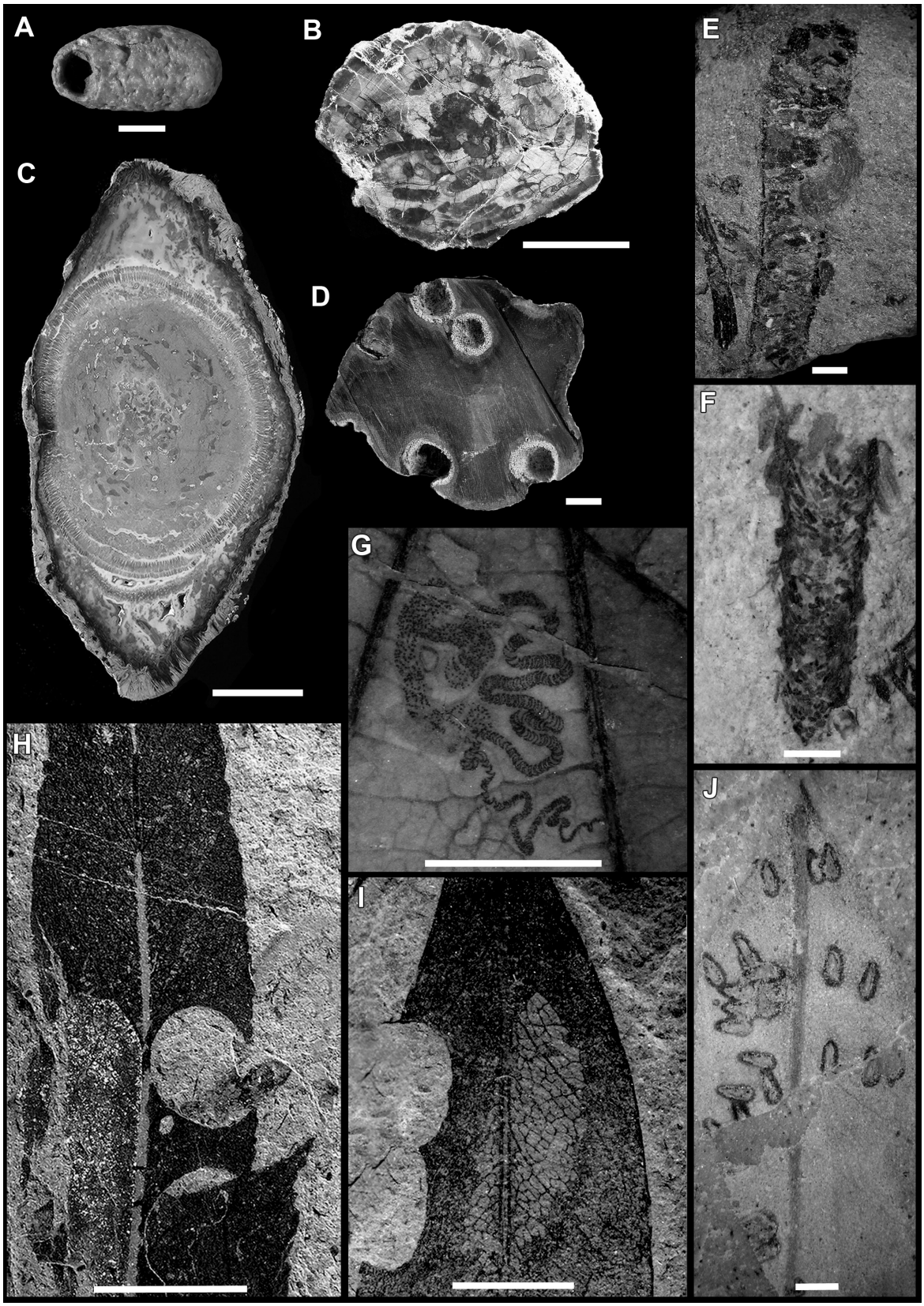


Fig. 2. Trazas en restos vegetales. A. *Carporichnus maximus*., escala: 1 cm; B. *Dekosichnus meniscatus*, escala: 5 cm; C. *Cycalichnus garciorum*, escala: 5 cm; D. *Stipitchnus koppae*, escala: 1 cm; E. *Conchindusia isp*., escala: 1 mm; F. *Folindusia isp*., escala: 2 mm; G. *Stigmellites isp*., escala: 1 cm, H. *Phagophytichnus pseudocircus*, escala: 1 cm; I. *Phagophytichnus ekowskii* en el borde de la hoja y *Folifenestra isp*. en el interior de la lámina, escala: 1 cm; J. *Paleoovoidus arcuatum*, escala: 1 mm.

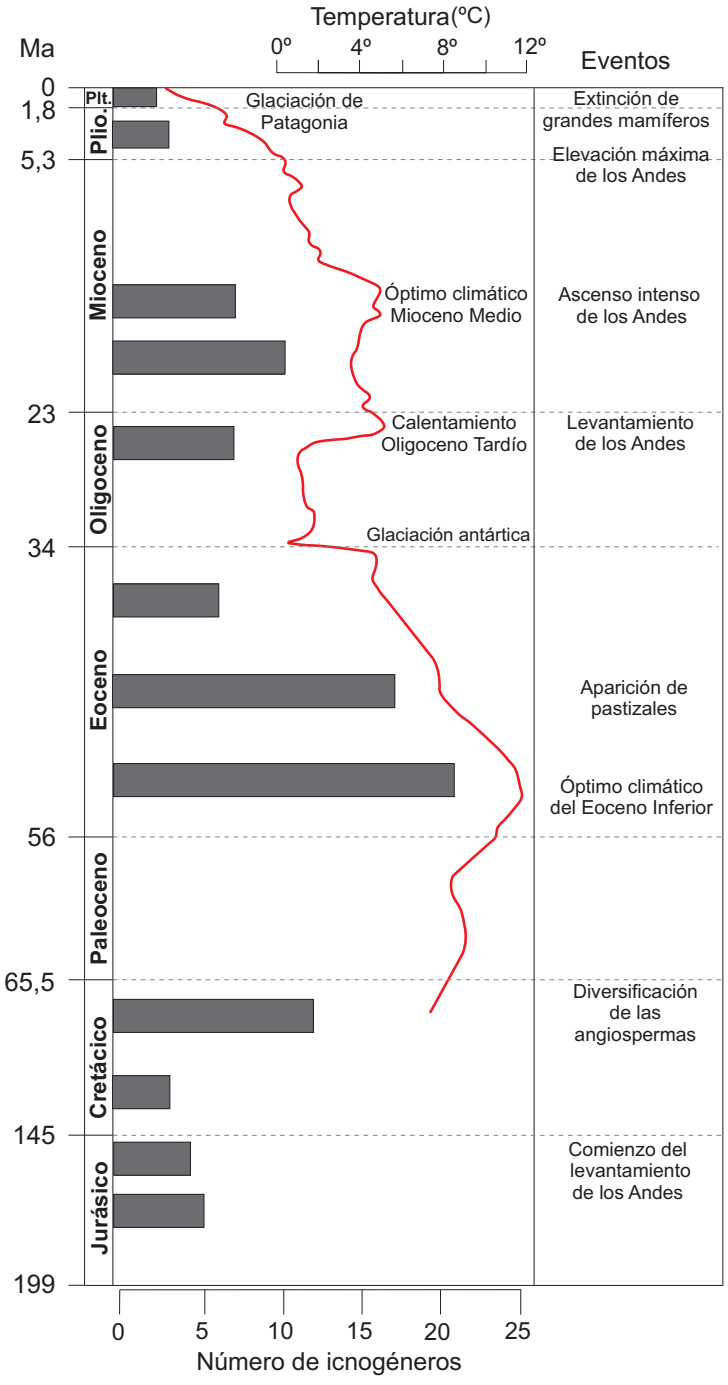


Fig. 3. Evolución de la biodiversidad de los artrópodos continentales de la Argentina reflejada por sus trazas fósiles. La línea continua señala los cambios de temperatura a lo largo del tiempo geológico según Zachos *et al.* (2001).

Chubut y el más moderno es del Mioceno de Santa Cruz, que representa los fondos de cámaras de alimentación de ninfas de Cicadidae (Krause *et al.*, 2008).

En contraste, otros paleosuelos del Eoceno Inferior, en Entre Ríos y La Pampa, así como hojas fósiles de la localidad de Laguna del Hunco en Chubut, poseen un registro muy diverso de trazas fósiles de insectos. La Formación Asencio, extendida en todo el oeste del Uruguay llega hasta la Argentina en la margen del río Uruguay en Entre Ríos, donde se la conoce como Formación Puerto Unzué (Genise & Zelich, 2001). Estas formaciones, particularmente estudiadas del lado uruguayo (Verde & Genise, 2007), guardan el registro más diverso conocido de trazas fósiles de insectos en paleosuelos. Su edad es estimada en eocena temprana, ya que sus suelos lateríticos sólo se habrían extendido tan al sur en el continente durante el óptimo climático de esa edad (Bellosi *et al.*, 2004; Genise *et al.*, 2004) y la abundancia de trazas de escarabajos coprófagos que muestra es improbable para el Paleoceno, cuando no existían todavía grandes mamíferos (Genise *et al.*, 2002b). Es la formación que presenta además la diversidad más alta de trazas de abejas. Son comunes los clusters de celdillas (*Uruguay auroranomae* y *Uruguay rivasi*; Fig. 1 F) adjudicados a abejas oxaeinas (Andrenidae) (Genise & Bown, 1996), *Corimbatichnus fernandezi* adjudicado a Halictidae (Genise & Verde, 2000), y también las celdillas fósiles

aisladas como *Palmiraichnus castellanosi* (Fig. 1 H) también adjudicables a oxaeinas (Andrenidae) (Genise & Hazeldine, 1998a). Particularmente *Uruguay* y *Palmiraichnus* son muy abundantes revelando la existencia de poblaciones muy grandes de abejas, pero también diversificadas, ya que dentro del primer icnogénero pueden ser reconocidos al menos tres productores diferentes. Una curiosa traza de forma helicoidal y con celdillas, *Elipsoideichnus meyeri* (Fig. 1 I), puede ser también adjudicada a abejas, aunque no se conoce un nido similar actual (Genise & Hazeldine, 1998b). Sin embargo, no eran sólo las abejas las principales componentes de la biodiversidad del NE de la Argentina y el Uruguay, sino que también los coleópteros coprófagos estaban bien representados, y los lepidópteros y los cicádidos en menor medida. Las bolas de cría fósiles de los escarabajos coprófagos (*Coprinisphaera ispp*; Fig. 1 J) fueron por primera vez descriptas de la Formación Asencio incluyendo distintas icnoespecies y tamaños de bolas y agujeros de emergencia (Roselli, 1939), indicando la presencia de una diversificada fauna de Scarabaeinae (Roselli, 1987; Laza, 2006a; Verde & Genise, 2007). Otras trazas de coleópteros son *Rebuffoichnus casamiquelai* (Fig. 1 B) posiblemente producida por Curculionidae o Scarabaeidae (Genise *et al.*, 2002b) y *Monesichnus ameghinoi* (Fig. 1 K) (Genise & Laza, 1998) sobre la que investigaciones en curso sugieren que podría tratarse de cámaras de alimentación de cigarras. Los lepidópteros se encuentran representados por *Teisseirei barattinia* (Fig. 1 M) una cámara pupal que se cree puede haber sido producida por Sphingidae (Farina *et al.*, 2010). Recientes investigaciones muestran que la diversidad de trazas que contiene esta formación es aun mayor. No existe en el mundo otra localidad con semejante diversidad, abundancia y excelente preservación de trazas fósiles de insectos en paleosuelos.

En La Pampa, el Gran Salitral es otra localidad que corresponde al Eoceno Inferior, aunque en este caso en un ambiente más árido que el anterior. Allí también se registran trazas de abejas de distintos tipos, desde celdillas aisladas hasta clusters (*Celliforma germanica*; Fig. 1 L y *Rosellichnus isp.*) y también de esfíngidos (*Teisseirei barattinia*) entre las trazas de insectos más reconocibles (Melchor *et al.*, 2002), aunque la abundancia y diversidad de insectos habría sido bastante menor que la de Entre Ríos y Uruguay a juzgar por sus trazas fósiles.

En la paleoflora de Laguna del Hunco en Chubut han sido reconocidas una importante diversidad y cantidad de trazas adjudicadas a insectos en hojas de angiospermas (Wilf *et al.*, 2001; Sarzetti *et al.*, 2008; 2009). Estas hojas muestran una amplia variedad de morfologías de excisiones marginales, no marginales, esqueletonizaciones y excisiones en ventana, así como también se reconocieron otras trazas más complejas destacándose diversas minaciones tanto lineales como en forma de cámara, alguna de las cuales es típica de ciertos Lepidoptera. Además, existe una importante cantidad de agallas típicas de diferentes grupos de insectos, oviposiciones (*Paleoovoidus* ispp.) inducidas por Lestidae (Odonata) y picaduras de origen incierto. Las minaciones y agallas tienen valor como indicadores paleoclimáticos (Wilf *et al.*, 2001). Los estudios actuales acerca de la biología de los insectos gallícolas indican que éstos son más frecuentes en ambientes más áridos (Fernandez & Price, 1992), mientras que la abundancia de minaciones puede relacionarse con una mayor humedad ambiente (Willmer, 1982; Connor & Taverner, 1997; Givnish, 1999). Por tal motivo, la mayor proporción de minaciones en relación con las agallas podría señalar un paleoclima húmedo en Laguna del Hunco, tal como fue inferido en estudios paleobotánicos (Wilf *et al.*, 2005; González, 2009) y consistente con el óptimo climático del Eoceno Inferior (Zachos *et al.*, 2001).

Eoceno Medio I: Establecimiento de pastizales e insectos asociados en la Patagonia

Luego del óptimo climático, tanto la temperatura como las precipitaciones comenzaron a descender y en la Patagonia se registra para el Eoceno Medio la presencia de los primeros ecosistemas dominados por gramíneas, lo cual queda atestiguado por la abundancia y diversidad de trazas de escarabajos coprófagos (Sánchez *et al.*, 2010a) en la Formación Sarmiento en Gran Barranca (Chubut), y también por otras evidencias paleontológicas, como la hipsodoncia de los mamíferos, y la presencia de sílicofitolitos de gramíneas (Madden *et al.*, 2010).

La Formación Sarmiento en Gran Barranca (Chubut), la localidad tipo, ha sido muy bien estudiada tanto paleontológica como geológicamente. Es una sucesión continental compuesta por numerosos paleosuelos donde se preserva, desde el Eoceno medio al Mioceno inferior, un registro muy diverso de trazas fósiles de insectos. Es común encontrar en ellos bolas de cría fósiles de Scarabaeinae (*Coprinisphaera* ispp.; Fig. 1 J), celdillas de abejas solitarias (*Celliforma rosellii*), cámaras pupales de Sphingidae (*Teisseirei isp.*), y en menor medida, cámaras de alimentación de ninfas de Cicadidae (*Feoichnus challa*; Fig. 1 C) y cámaras pupales de coleópteros Geotrupidae (*Pallichnus dakotensis*; Fig. 1 N). Algunos de estos paleosuelos preservan también trazas de crustáceos Parastacidae (*Loloichnus baqueroensis*; Fig. 1 A). También para el Eoceno medio, pero en otras localidades de Chubut (Gaiman, Bryn Gwyn y Bahía Solano), se registra otro tipo de traza fósil (*Chubutolites gaimanensis*, Fig. 1 Ñ), la cual ha sido atribuida a Pompilidae, aunque en la actualidad esta asignación se considera dudosa. Otro registro para el Eoceno medio-Oligoceno en la misma Formación pero en la localidad de Sierra de Talquino (Chubut), es el de pequeñas cámaras pupales (*Tombownichnus pepei*; Fig. 1 O) preservadas en la cara interna de la pared de las *Coprinisphaera*. Estas cámaras registran la actividad de cleptoparásitos, tales como Aphodinae (Coleoptera: Scarabaeidae) o Sarcophagidae (Diptera), cuyos huevos habrían sido depositados en la bosta de los herbívoros, y posteriormente transportados en la porción seleccionada por los escarabajos coprófagos para construir las bolas de cría. Dentro de dichas bolas, las larvas desarrolladas habrían salido de la bosta aprovisionada y excavado cámaras pupales

en la pared. Estas trazas preservadas dentro de otras trazas, registran la actividad de otros organismos que junto con los escarabajos coprófagos, formaron parte de la comunidad de invertebrados asociada a la bosta de los herbívoros (Sánchez & Genise, 2009).

La Formación Sarmiento en Gran Barranca, donde las bolas de cría fósiles de Scarabaeinae son muy abundantes, posee una alta resolución estratigráfica. Por ello, el análisis de la densidad, abundancia, icnodiversidad y tamaño de los ejemplares de *Coprinisphaera* para cada nivel estratigráfico muestreado, permitió estudiar los cambios en la diversidad de escarabajos coprófagos, y en los paleoecosistemas de pastizales, desde el Eoceno medio al Mioceno inferior (Sánchez, 2009). De dicho análisis, fue posible estimar el número mínimo de posibles especies de escarabajos coprófagos involucradas, dando como resultado un mínimo estimado de dos especies para el Eoceno medio, y un valor máximo de 10 hacia el Oligoceno tardío (Sánchez, 2009). Estos cambios en la cantidad estimada de especies, muestra un paralelo con el surgimiento y establecimiento de los pastizales, mientras que el aumento del diámetro de las bolas se puede relacionar con el de los mamíferos productores de la bosta usada por los escarabajos coprófagos durante el Oligoceno.

En resumen, a partir del Eoceno medio, el establecimiento de un ecosistema de pastizales en la Patagonia, fue acompañado por la aparición de una alta diversidad de insectos, tales como coleópteros coprófagos (Scarabaeinae, de distintas especies, Aphodinae cleptoparásitos y Geotrupinae), dípteros (Sarcophagidae), himenópteros (Pompilidae), así como la permanencia de otros, como lepidópteros (Sphingidae), cigarras (Cicadidae), y de otros artrópodos, tales como crustáceos Parastacidae.

Eoceno Medio II: La diversidad de trazas de insectos en hojas de Río Pichileufú

Las trazas fósiles en hojas evidencian la presencia de una considerable variedad de grupos de insectos que en su mayoría carecen hasta el momento de registro fósil documentado para el Eoceno Medio en Argentina. Especialmente, en la paleoflora de Río Pichileufú (RP) en Río Negro se registró una amplia diversidad de todos los tipos de excisiones, así como de agallas, minaciones, oviposiciones y picaduras en hojas de angiospermas (Sarzetti *et al.*, 2008, 2009, Sarzetti, inéd.). La identificación de ciertas trazas particulares propone la presencia de insectos pertenecientes a distintos órdenes, y de otros artrópodos. En particular, Lepidoptera se encuentra representado por minaciones lineales incluidas en el icnogénero *Stigmellites* (Fig. 2 G) y por minaciones en cámara de forma circular asignadas a Incurvariidae. Hymenoptera está representado por excisiones marginales incluidas en la icnoespecie *Phagophytichnus pseudocircus* (Fig. 2 H) asignable a abejas del género *Megachile* (Megachilidae). Diptera fue identificado por ciertas morfologías específicas de agallas adjudicadas a Cecidomyiidae, además de las icnoespecies de minaciones del icnogénero *Cuniculonomus*. Las icnoespecies *Paleoovoidus arcuatum* (Fig. 2 J), *Paleoovoidus bifurcatus* y *Paleoovoidus rectus* corresponden a oviposiciones endofíticas de Odonata. Finalmente, ciertas morfologías de agallas con formas irregulares y otras alargadas distribuidas sobre las venas secundarias indican la presencia de ácaros de la familia Eriophyidae. Por otro lado, la proporción de agallas y minaciones (que puede servir como un indicador paleoclimático) en la paleoflora de RP es inversa respecto a lo observado en la paleoflora de Laguna del Hunco, lo cual evidencia la disminución de las precipitaciones desde el Eoceno Inferior al Medio.

En resumen, las trazas fósiles registradas en la paleoflora del Eoceno medio, documentan la presencia de distintos órdenes de insectos, tales como Lepidoptera, Hymenoptera, Diptera, Hemiptera y Odonata, además de Acari.

Disminución de la icnodiversidad en Patagonia hacia el Mioceno medio

La elevación progresiva de la Cordillera de los Andes durante el Mioceno medio produjo en la Patagonia la disminución de las precipitaciones y cambios significativos en los ecosistemas de sabanas y pastizales subtropicales que fueron reemplazados progresivamente por las actuales estepas y matorrales (Blisniuck *et al.*, 2005). Estos cambios debieron haber afectado la biodiversidad, lo cual queda también registrado en cierta disminución del elenco de trazas fósiles de insectos en paleosuelos.

Un ejemplo particularmente notable de estos cambios ocurre en la Formación Sarmiento en la localidad de Gran Barranca en Chubut, donde se registra para el Mioceno inferior la desaparición de algunas de las trazas más conspicuas, tales como las bolas de cría de escarabajos coprófagos (*Coprinisphaera* ispp.), desaparición que refleja el advenimiento de condiciones climáticas desfavorables para los pastizales habitados por grandes herbívoros, las cámaras pupales de Lepidoptera (*Teisseirei barattinia*) y los tubos verticales de crustáceos Parastacidae (*Loloichnus baqueroensis*).

En la Formación Pinturas al oeste de Santa Cruz (Mioceno inferior-medio) se registran bolas de cría de escarabajos coprófagos (*Coprinisphaera* ispp.), cámaras de alimentación de ninfas de Cicadidae (*Feoichnus challa*), túneles de Parastacidae (*Loloichnus baqueroensis*), celdillas de Apoidea (*Celliforma rosellii* y *Palmiraichnus pinturensis*) y un posible termitero (*Syntermesichnus fontanai*) (Bown & Laza, 1990; Genise & Bown, 1994; Krause *et al.*, 2008). Diversos indicadores muestran que esta formación mantuvo un clima húmedo interrumpido por lluvias de cenizas volcánicas (Bown & Larriestra, 1990), tal vez un poco más de tiempo que otras localidades extraandinas y de allí que la diversidad de esta formación sea aun comparable con la de edades mayores. Algo más joven en el Mioceno medio, la Formación Collón-Curá en las provincias del Chubut y Río Negro registra la presencia de celdillas curvas de abejas compatibles con las que en la actualidad producen los colétidos Diphaglossinae y clusters de celdillas de abejas de identidad desconocida (*Rosellichnus patagonicus*). En esta formación también

se registran las últimas trazas de crustáceos Parastacidae en paleosuelos (*Loloichnus baqueroensis*), que actualmente no habitan más los suelos de la Patagonia argentina y bolas de cría de coleópteros coprófagos (*Coprinisphaera* ispp.).

El deterioro progresivo de estos ecosistemas de pastizales debido al enfriamiento y disminución de las precipitaciones se ve particularmente reflejado en la disminución de la diversidad y abundancia de las trazas fósiles en general, y en particular en aquellas producidas por escarabajos coprófagos (*Coprinisphaera ispp*), lepidópteros (*Teisseirei isp*) y parastácidos (*Loloichnus baqueroensis*).

Otras localidades neógenas extrapatagónicas

Los registros más jóvenes de trazas fósiles de artrópodos terrestres de la Argentina provienen en su mayoría de formaciones del Plioceno y Pleistoceno de la provincia de Buenos Aires, y también de Salta y Tucumán, con algunos datos del Mioceno de San Juan, San Luis, Catamarca, Santa Fé, La Pampa y La Rioja (Genise *et al.*, 2000; Melchor *et al.*, 2010) (Apéndice 1).

Recientemente en el Mioceno de Vinchina (La Rioja) se han descubierto cuevas de cangrejos de agua dulce (*Capayanichnus vinchinensis*) comparables a las excavadas por especies de decápodos Trichodactilidae (Melchor *et al.*, 2010). Estas cuevas se encuentran asociadas a una alta diversidad de huellas de mamíferos y aves y también de otros invertebrados indeterminados en ambientes de márgenes de cuerpos de agua. En el Mioceno de La Pampa, la Formación Cerro Azul preserva el primer hormiguero fósil descripto (*Attaichnus kuenzeli*) (Laza, 1982), que es una de las primeras trazas fósiles de insectos usada para extraer inferencias paleoclimáticas. Este hormiguero fue atribuido originalmente a alguna especie del género *Atta*, pero actualmente se considera que podría tratarse de algún otro Attini más relacionado con las *Trachymyrmex*. En esta misma localidad también aparecen bolas de cría de escarabajos coprófagos (*Coprinisphaera* ispp.). Esta última traza se registra también en formaciones miocenas de San Luis, San Juan y Catamarca, pliocenas de Salta y Jujuy, y pleistocenas de Entre Ríos, Santa Fe y Tucumán (Genise *et al.*, 2000).

El resto de las trazas fósiles de insectos del Neógeno provienen de la provincia de Buenos Aires, mayormente de afloramientos pliocenos y pleistocenos de la costa atlántica. Se registran allí trazas interpretadas como termiteros (*Tacuruichnus farinai*, *Barberichnus bonaerensis* y otros innominados) (Laza, 1995, 2006b; Genise, 1997) y hormigueros (Laza, 1995, 1997), además de *Coprinisphaera ispp.* (Laza, 1986, 2006a, Genise *et al.*, 2000) y trazas asociadas (Mikuláš & Genise, 2003).

En su conjunto estas trazas fósiles de insectos de paleosuelos neógenos extrapatagónicos muestran el establecimiento de distintos ambientes dominados por pastizales con coleópteros coprófagos, cuya diversidad nunca volvió a alcanzar la del Eoceno, tal vez influida por la extinción de los grandes mamíferos cenozoicos (Halffter, 1991). A su vez, el progresivo desmejoramiento climático hacia condiciones más frías y secas, se refleja en la presencia en el Neógeno de termiteros y hormigueros que actualmente solo se registran en latitudes menores (Laza, 1982; Bown & Laza, 1990; Genise, 1997).

Conclusiones

La figura 3, basada sobre el Apéndice 1, muestra los cambios en la biodiversidad de los artrópodos continentales de la Argentina con capacidad de dejar trazas fósiles desde el Jurásico Superior al Neógeno. La relativamente baja biodiversidad del Mesozoico puede ser adjudicada a la ausencia de los insectos con capacidad constructora que se originaron hacia fines del Cretácico y la imposibilidad de adjudicar trazas más simples a taxones precisos. La ausencia en el Paleoceno se debe a la falta de registro y/o a la escasez de afloramientos continentales de esa edad, mientras que el pico de biodiversidad durante el Eoceno Inferior tanto para fauna de suelo como para aquella asociada a hojas, puede ser una combinación de distintos factores. Indudablemente el óptimo climático debe haber favorecido la abundancia y diversidad de insectos, pero también este pico se puede deber a la diversidad de afloramientos de esta edad ampliamente prospectados. La disminución progresiva de la diversidad después del óptimo climático, solo alterada por el aumento de escarabajos coprófagos en la Patagonia favorecida por el establecimiento de ecosistemas dominados por pastizales, también es una combinación de factores reales y otros producidos por la falta de afloramientos disponibles o investigaciones. La disminución global de la temperatura que continuó hasta el Neógeno y de las precipitaciones en la Patagonia produjeron la desaparición de algunos grupos, como los crustáceos parastácidos, o el desplazamiento hasta latitudes más bajas de otros, como algunas hormigas y termitas. Los coprófagos se vieron más afectados por la extinción de los grandes mamíferos, hasta la posterior aparición de ganado traído por el hombre.

Clave para separar icnofamilias de trazas fósiles de insectos en paleosuelos

1- Trazas fósiles compuestas por celdillas que tienen un extremo redondeado y el otro plano, el que puede estar cerrado por un tapón espiral.....Celliformidae
- Trazas fósiles que presentan otra combinación de caracteres.....2
2- Trazas fósiles compuestas por: (a) cámaras de diferentes formas interconectadas por una red de túneles de distinto diámetro; (b) cámaras aisladas con una red interna de túneles; y/o (c) cámaras con un sistema de túneles radiales.....Krausichnidae
- Trazas fósiles que presentan otra combinación de caracteres.....3
3- Trazas fósiles compuestas por cámaras aisladas o agrupadas, esféricas, con forma de pera o elipsoides, rodeadas por una pared discreta construida. .....Coprinisphaeridae

- Trazas fósiles compuestas por cámaras esféricas, elipsoides, con forma de gancho o semilunar sin una pared discreta construida.....Pallichnidae

Clave para separar icnogéneros de Celliformidae de la Argentina

1- Celdillas aisladas.....2
- Celdillas en grupos (clusters) o adosadas a túneles...3
2- Celdillas con antecámaras y paredes discretas construidas.....*Palmiraichnus*
- Celdillas preservadas como moldes o cámaras carentes de pared discreta y antecámaras.....*Celliforma*
3- Clusters compuestos por filas de celdillas adyacentes.....4
- Celdillas adosadas a túneles.....6
4- Celdillas que tienen pared discreta construida.....5
- Celdillas que carecen de paredes discretas, la entrada de las celdillas se encuentra en una superficie convexa del cluster.....*Corimbatichnus*
5- La entrada de las celdillas se encuentra en una superficie cóncava del cluster.....*Uruguay*
- La entrada de las celdillas se encuentra en una superficie plana del cluster.....*Rosellichnus*
6- Celdillas adosadas a un túnel helicoidal... .....*Elipsoideichnus*
- Celdillas adosadas a túneles curvos o rectos... .....*Cellicalichnus*

Clave para separar icnogéneros de Krausichnidae de la Argentina

1- Cámaras esféricas de gran tamaño (9-13 cm de diámetro) con uno o dos agujeros en alguno de los polos o que se encuentran conectadas con un túnel vertical principal, inferior; sin pared construida o tapizada.....*Attaichnus*
- Otra combinación de caracteres, paredes tapizadas o construidas.....2
2- Estructuras compuestas por cámaras tapizadas tabulares, planas o en *chevron*, apiladas, sostenidas por pilares y conectadas por pasajes de pequeño tamaño.....*Krausichnus*
- Estructuras compuestas en su totalidad (o que contienen) cámaras subesféricas conectadas por redes de túneles.....3
3- Cámara única central grande, abierta arriba, con forma de copa rodeada por una gruesa pared construida que contiene una red de túneles y cámaras secundarias; sistema periférico de túneles radiales que parten de la base de la cámara central.....*Tacuruichnus*
- Otra combinación de caracteres.....4
4- Estructura globular algo alargada horizontalmente, atravesada por una red de túneles de distintos diámetros conectados con cámaras.....*Barberichnus*
- Estructura con una parte central constituida por cámaras tabulares, regulares, apiladas y zona periférica formada por una red de túneles de distinto diámetro que conecta entre sí cámaras sub-esféricas y alargadas.....*Syntermesichnus*

Clave para separar icnogéneros de Coprinisphaeridae de la Argentina

1- Cámaras esféricas, subesféricas, biesféricas o con forma de pera.....*Coprinisphaera*
- Cámaras ovoides, sub-ovoides o elipsoides.....2
2- Estructuras elipsoidales con pared externa helicoidal.....*Eatonichnus*
- Estructuras elipsoidales sin pared externa helicoidal..3
3- Cámaras con relleno meniscado.....*Monesichnus*
- Cámaras vacías o con relleno sin estructura.....4
4- Cámaras con sección transversal deprimida; la superficie interna puede mostrar marcas de apéndices, algunos ejemplares muestran un corto túnel en la entrada o antecámara.....*Teisseirei*
- Cámaras con sección transversal circular.....*Rebuffoichnus*

Clave para separar icnogéneros de Pallichnidae de la Argentina

1- Forma semiesférica algo irregular, los ejemplares *in situ* con la concavidad hacia arriba, paredes interna y externa rugosas.....*Feoichnus*
- Forma esférica, ovoide o elipsoide.....2
2- Forma esférica con una marca circular en uno de los polos.....*Pallichnus*
- Forma elipsoide u ovoide.....*Fictovichnus*

Nota: La información aquí brindada está actualizada a diciembre del 2011.

Agradecimientos

Emilio Bedatou, Ricardo Melchor, Marcelo Krause y Eduardo Bellosi colaboraron con el material para las figuras. Esta contribución fue financiada por el PICT 07/1972 de la Agencia Nacional de Promoción Científica y Tecnológica.

Literatura citada

AGUIRRE-URRETA, M.B. 1992. Tertiary freshwater Decapoda (Crustacea: Parastacidae) from the Ñirihuau basin, Patagonia, Argentina. *J. Paleontol*. 66: 817-825.

BEDATOU, E., 2010. Icnofábricas continentales complejas de Patagonia Central: Significado y potenciales aplicaciones. Tesis Doctoral de la Facultad de Ciencias Físico-Matemáticas y Naturales, Universidad Nacional de San Luis. 272 p.

BEDATOU, E., R.N. MELCHOR, E.S. BELLOSI & J.F. GENISE. 2008. Crayfish burrows from Late Jurassic-Late Cretaceous continental deposits of Patagonia: Argentina. Their palaeoecological, palaeoclimatic and palaeobiogeographical significance. *Palaeogeogr. Palaeoclimatol. Palaeoecol*. 57: 169-184.

BEDATOU, E., R.N. MELCHOR & J.F. GENISE. 2009. Complex palaeosol ichnofabrics from Late Jurassic-Early Cretaceous volcaniclastic successions from Patagonia, Argentina. *Sediment. Geol*. 218: 74-102.

BELLOSI, E.S., J.F. GENISE & M. GONZÁLEZ. 2004. Origen y desmantelamiento de lateritas paleógenas del sudoeste del Uruguay (Formación Asencio). *Rev. Mus. Argent. Cienc. Nat. Bernardino Rivadavia* 6: 25-40.

BELLOSI E. S., J. H. LAZA, M. V. SÁNCHEZ & J. F. GENISE. 2010. Ichnofacial analysis of the Sarmiento Formation (Middle Eocene-Lower Miocene) at Gran Barranca, Central Patagonia. *In*: Madden, R. *et al*. (eds.), *The Paleontology of Gran Barranca: Evolution and Environmental Change through the Middle Cenozoic of Patagonia*. Madden, R. *et al*. (eds.). Cambridge University Press. 306-316.

BERTLING, M., S. BRADDY, R.G. BROMLEY, G. DEMATHIEU, J.F. GENISE, R. MIKULÁŠ, J.K. NIELSEN, K.S.S. NIELSEN, A. RINDSBERG, M. SCHLIRF & A. UCHMAN. 2006. Names for trace fossils: A uniform approach. *Lethaia* 39: 265-286.

BLISNIUK, P.M., L.A. STERN, C.P. CHAMBERLAIN, B.IDLEMAN, & P.K. ZEITLER. 2005. Climatic and ecologic changes during Miocene surface uplift in the Southern Patagonian Andes. *Earth Planet. Sci. Lett*. 230: 125-142.

BOWN, T.M. & C. LARRIESTRA. 1990. Sedimentary paleoenvironments of fossil platyrrhine localities, Miocene Pinturas Formation, Santa Cruz Province, Argentina. *J. Hum. Evol*. 19: 87-119.

BOWN, T.M. & J.H. LAZA. 1990. A miocene fossil termite nest from southern Argentina and its paleoclimatological implications. *Ichnos* 1: 73-79.

BRUES, C.T. 1936. Evidences for insect activity preserved in fossil wood. *J. Paleontol*. 10: 637-643.

CHALONER, W.G., A.C. SCOTT & J. STEPHENSON. 1991. Fossil evidence for plant-arthropod interaction in the Paleozoic and Mesozoic. *Philos. T. Roy. Soc*. B 333: 177-186.

CONNOR, E.F. & M.P. TAVERNER. 1997. The evolution and adaptative significance of leaf-mining habit. *Oikos* 79: 6-25.

CÚNEO, R.N., K. JOHNSON, P. WILF, R. SCASSO, M.A. GANDOLFO & A. IGLESIAS. 2007. A preliminary report on the diversity of latest cretaceous floras from northern Patagonia, Argentina. GSA Denver Annual Meeting, p. 584.

DE VALAIS, S., R.N. MELCHOR & J.F. GENISE. 2003. *Hexapodichnus casamiquelai* isp. nov.: An insect trackway from the La Matilde Formation (Middle Jurassic), Santa Cruz, Argentina. *Publ. Esp. Asoc. Paleont. Argent*. 9: 35-41.

ELIAS, S.A. 1994. *Quaternary insects and their environments*. Smithsonian Institution Press, xiii + 284 pp.

FARINA, J.L., M. VERDE & J.F. GENISE. 2010. The constructor of *Teisseirei*. *In:* Resúmenes del Primer Simposio Latinoamericano de Icnología, Brasil. p.33.

FERNANDES, G.W. & P.W. PRICE. 1992. The adaptative significance of insect gall distribution survivorship os species in xeric and mesic habitat. *Oecologia* 90: 14-20.

GENISE, J.F. 1995. Upper Cretaceous trace fossils in permineralized plant remains from Patagonian Argentina. *Ichnos* 3: 287-299.

GENISE. J.F. 1997. A fossil termite nest from the Marplatan stage (late Pliocene) of Argentina: Palaeoclimatic indicator. *Palaeogeogr. Palaeoclimatol. Palaeoecol*. 136: 139-144.

GENISE, J.F. 1999. Paleoicnología de Insectos. *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 58 (1-2): 104-116.

GENISE, J. F. 2000. The ichnofamily Celliformidae for *Celliforma* and allied ichnogenera. *Ichnos* 7(4): 267-282.

GENISE, J.F. 2004. Ichnotaxonomy and ichnostratigraphy of chambered trace fossils in palaeosols attributed to coleopterans, termites and ants. *In:* McIlroy, D. (ed.), *The application of ichnology to palaeoenvironmental and stratigraphic analysis*, Geological Society of London Special Publications, 228: 419-453.

GENISE, J.F., ALONSO ZARZA, A.M., KRAUSE, J.M., SANCHEZ, M.V., SARZETTI, L., FARINA, J.L., GONZALEZ, M.G., COSARINSKY, M. & BELLOSI,.S. 2010. Rhizolith balls from the Lower Cretaceous of Patagonia: just roots or the oldest evidence of insect agriculture?. *Palaeogeogr. Palaeoclimatol. Palaeoecol*. 287: 128-142.

GENISE, J.F., E. BEDATOU & R.N. MELCHOR. 2008. Terrestrial crustacean breeding trace fossils from the Cretaceous of Patagonia (Argentina): palaeobiological and evolutionary significance. *Palaeogeogr. Palaeoclimatol. Palaeoecol*. 264: 128-139

GENISE, J.F., E.S. BELLOSI & M.G. GONZÁLEZ. 2004. An approach to the description and interpretation of ichnofabrics in palaeosols. *In:* McIlroy, D (ed.), *The Application of Ichnology to Palaeoenvironmental and Stratigraphic Analysis*, Geological Society of London Special Publications 228: 355-382.

GENISE, J. F & T. M. BOWN. 1990. The constructor of the ichnofossil *Chubutolithes*. *J. Paleontol*. 64(3): 482-483.

GENISE, J.F. & T.M. BOWN. 1994. New Miocene scarabeid and hymenopterous nests and Early Miocene (santacrucian) paleoenvironments, Patagonian Argentina. *Ichnos* 3: 107-117.

GENISE, J.F. & T.M. BOWN. 1996. *Uruguay* Roselli and *Roselli-chnus* n. ichnogen. two ichnogenera for cluster of fossil bee cells. *Ichnos* 4: 199-217.

GENISE, J.F., G. CLADERA & S. TANCOFF. 2001. La presencia de *Eatonichnus claronensis* en el Paleoceno del Chubut (R. Argentina). *In:* Resúmenes de la IV Reunión Argentina de Icnología y II Reunión de Icnología del Mercosur. Tucumán. p. 45.

GENISE, J.F., O.F. GALLEGO, R.N. MELCHOR & S. DE VALAIS. 2002a. Capullos fósiles de tricópteros (*Conchindusia* isp.) (Insecta) construidos con valvas de conchóstracos del Jurásico de la Patagonia. *In:* Resúmenes del VIII Congreso Argentino de Paleontología y Bioestratigrafía, Corrientes. p. 93.

GENISE, J.F. & P.L. HAZELDINE. 1995. A new insect trace fossil in Jurassic wood from Patagonian Argentina. *Ichnos* 4: 1-5.

GENISE, J.F. & P.L. HAZELDINE. 1998a. The ichnogenus *Palmiraichnus* Roselli for fossil bee cells. *Ichnos* 6: 151-166.

GENISE, J.F & P.L. HAZELDINE. 1998b. 3D-reconstruction of insect trace fossils: *Ellipsoideichnus meyeri* Roselli. *Ichnos* 5: 167-175.

GENISE, J.F. & J.H. LAZA. 1998. *Monesichnus ameghinoi* Roselli: A complex insect trace fossil produced by two distinct trace makers. *Ichnos* 5: 213-223.

GENISE, J.F., J.H. LAZA, W. FERNÁNDEZ & J. FROGONI. 2002b. Cámaras pupales fósiles de coleópteros: el icnogénero *Rebuffoichnus* Roselli. *Rev. Mus. Argent. Cienc. Nat. Bernardino Rivadavia*. 4: 159-165.

GENISE, J.F., M.G. MÁNGANO, L.A. BUATOIS, J.H. LAZA & M. VERDE. 2000. Insect trace fossil associations in paleosols: The *Coprinisphaera* ichnofacies. *Palaios* 15: 49-64.

GENISE, J.F., R.N. MELCHOR, E. BELLOSI, M. GONZÁLEZ & M. KRAUSE. 2007. New insect pupation chambers (Pupichnia) from the Late Cretaceous of Patagonia (Argentina). *Cret. Res*. 28: 545-559.

GENISE, J.F. & J.F. PETRULEVIČIUS. 2001. Caddisfly cases from the early Eocene of Chubut, Patagonia, Argentina. *In:* Second International Congress on Paleontomology, Cracovia, Polonia, 12-13 pp.

GENISE, J.F. & L.C. SARZETTI, 2011. Fossil cocoons associated with a dinosaur egg from Patagonia, Argentina. *Palaeontology*, 54: 815-823.

GENISE, J.F. & M. VERDE. 2000. *Corimbatichnus fernandezi*: A cluster of fossil bee cells from the Late Cretaceous-Early Tertiary of Uruguay. *Ichnos* 7(2): 115-125.

GENISE, J.F. & M.R. ZELICH. 2001. Trazas fósiles de insectos de la Formación Puerto Unzué (Cretácico Superior-Paleógeno) de Entre Ríos. *In:* Resúmenes de la IV Reunión Argentina de Icnología y II Reunión de Icnología del Mercosur. Tucumán. p. 44.

GIVNISH, T.J. 1999. On the causes of gradients in tropical tree diversity. *J. Ecol*. 87: 193-210.

GONZÁLEZ, C. 2009. Revisión taxonómica y biogeográfica de las familias de angiospermas dominantes de la "Flora del Hunco" (Eoceno temprano), Chubut, Argentina. Tesis doctoral, Universidad Nacional de Buenos Aires, 181 p.

GRIMALDI, D.A. & M.S. ENGEL. 2005. *Evolution of the insects*. Cambridge University Press, New York, 755 pp.

HALFFTER, G. 1991. Historical and ecological factors determining the geographical distribution of beetles (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae). *Folia Entomol. Mex*. 82: 195-238.

IGLESIAS, A., A.B. ZAMUNER, D.G. POIRÉ & F. LARRIESTRA. 2007. Diversity, taphonomy and palaeoecology of an angiosperm flora from the cretaceous (Cenomanian-Coniacian) in southern Patagonia, Argentina. *Palaeontology* 50: 445-466.

KRAUSE, M., E. BELLOSI & J.F. GENISE. 2007. Evolución de la icnofauna terrestre de la Patagonia Central II. El Grupo Río Chico: Desde el K-T hasta la explosión del Eoceno Medio. *In:* Resúmenes de la V Reunión Argentina de Icnología y III Reunión de Icnología del Mercosur, Ushuaia, p. 38.

KRAUSE, M., T. BOWN, E. BELLOSI & J.F. GENISE. 2008. Trace fossils of cicadas from the Cenozoic of Central Patagonia (Argentina). *Palaeontology* 51: 405-418.

KRAUSE, J. M. & J. F. GENISE. 2004. *Chubutolithes* Ihering en Bahía Solano, Comodoro Rivadavia, Chubut, Argentina. Consideraciones sedimentológicas e icnológicas. *In:* Resúmenes de la 10ª Reunión Argentina de Sedimentología: 84-85.

KRELL, F. T. 2007. Catalogue of fossil Scarabaeoidea (Coleoptera: Polyphaga) of the Mesozoic and Tertiary. *Denver Museum of Nature & Science Technical Report* 2007-8, 1-81.

LAZA, J.H. 1982. Signos de actividad atribuibles a *Atta* (Myrmicidae) en el Mioceno de la Provincia de La Pampa, República Argentina: Significación paleozoogeográfica. *Ameghiniana* 19: 109-124.

LAZA, J.H. 1986. Icnofósiles de paleosuelos del Cenozoico mamalífero de Argentina. II Neógeno. *Bol. Asoc. Paleont. Argent*. 15: 13.

LAZA, J.H. 1995. Signos de actividad de insectos. *In:* Alberdi, T.M., G. Leone & E.P. Tonni (eds.), *Evolución biológica y climática de la región pampeana durante los últimos cinco millones de años*. Consejo de Investigaciones Científicas de España, Madrid, p. 347-361.

LAZA, J.H. 1997. Signos de actividad atribuibles a dos especies de *Acromyrmex* (Myrmicinae, Formicidae, Hymenoptera) del Pleistoceno en la provincia de Buenos Aires, República Argentina: Significado paleoambiental. *Rev. Univ. Guarulhos, Geociencias* 2(6): 56-62.

LAZA, J.H., 2006a. Dung-Beetle fossil brood balls: The ichnogenera *Coprinisphaera* Sauer and *Quirogaichnus* nov. (Coprinisphaeridae). *Ichnos* 13: 217-235.

LAZA, J.H. 2006b. Termiteros del Plioceno y Pleistoceno de la provincia de Buenos Aires, República Argentina: Significación paleoambiental y paleozoogeográfica. *Ameghiniana* 43: 641-648.

LESNIKOWSKA, A.D. 1990. Evidence of the herbivory in tree-fern petioles from the Calhoun Coal (Upper Pennsylvanian) of Illinois. *Palaios* 5: 76-80.

LEWIS, S.E. 1970. Fossil caddisfly cases (Trichoptera) from the Cobb's Creek Site (Cretaceous) near New Ulm, Minnesota. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 63: 1179-1780.

LEWIS, S.E. & P.M. HEIKES. 1991. Fossil caddisfly cases (Trichoptera) Miocene of eastern Washington, USA. Occasional papers in Paleobiology St. Cloud State University 4(18): 1-8.

MADDEN, R., A. CARLINI, M. VUCETICH & R. KAY. 2010. *The paleontology of Gran Barranca: Evolution and environmental change through the Middle Cenozoic of Patagonia*. Cambridge University Press. 458 p.

MELCHOR, R.N., J.F GENISE, J.L. FARINA, M.V. SÁNCHEZ, L.C. SARZETTI & G. VISCONTI. 2010. Large striated burrows from fluvial deposits of the Neogene Vinchina Formation, La Rioja, Argentina: A crab origin suggested by neoichnology and sedimentology. *Palaeogeogr. Palaeoclimatol. Palaeoecol*. 291: 400-418.

MELCHOR, R.N., J.F. GENISE & S. MIQUEL. 2002. Ichnology, sedimentology and paleontology of Eocene calcareous paleosols from a palustrine sequence, south west La Pampa, Central Argentina. *Palaios* 17: 16-35.

MELCHOR, R.N. & W.A.S. SARJEANT. 2004. Small amphibian and reptile footprints from the Permian Carapacha Basin, Argentina. *Ichnos* 11: 57-78.

MIKULÁŠ, R., Z. DUOŘÁK & I. PEK. 1998. *Lamniporichnus vulgaris* igen. et isp nov. traces of insect larvae in Stone fruits of hackberry (Celtis) from the Miocene and Pleistocene of the Czech Republic. *J. Czech Geol. Soc*. 43: 277-280.

MIKULÁŠ, R. & J.F. GENISE. 2003. Traces within traces: Holes, pits and galleries in walls and fillings of insect trace fossils in paleosols. *Geol. Acta* 1: 339-348.

MONFERRAN, M.D., J.F. GENISE & O.F. GALLEGO. 2008. Capullos fósiles de tricópteros del Jurásico Medio a Superior de la Patagonia Argentina. *In:* Resúmenes del VII Congreso Argentino de Entomología, p. 230.

RETALLACK, G.J. 1984. Trace fossils of burrowing beetles and bees in an Oligocene paleosol, Badlands National Park, South Dakota. *J Paleontol*. 58: 571-592.

ROSELLI, F.L. 1939. Apuntes de geología y paleontología uruguaya. Sobre insectos del Cretácico del Uruguay o descubrimiento de admirables instintos constructivos de esa época. *Bol. Soc. Amig. Cienc. Nat. "Kraglievich-Fontana"* 1: 72-102.

ROSELLI, F.L. 1987. Paleoicnología: nidos de insectos fósiles de la cubertura Mesozoica del Uruguay. *Publ. Mus. Mun. Nueva Palmira* 1(1): 1-56.

ROTHWELL, G.W. & A.C. SCOTT. 1983. Coprolites within the marattiaceous fern stems (*Psaronius magnificus*) from the Upper Pennsylvanian of the Appalachian Basin, U.S.A. *Palaeogeogr. Palaeoclimatol. Palaeoecol*. 41: 227-232.

SÁNCHEZ, M.V. 2009. Trazas fósiles de Coleópteros coprófagos del Cenozoico de la Patagonia Central. Significado evolutivo y paleoambiental. Tesis Doctoral de la Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad de Buenos Aires. 313 p.

SÁNCHEZ, M.V. & J.F. GENISE. 2009. Cleptoparasitism and detritivory in dung beetle fossil brood balls from Patagonia (Argentina). *Palaeontology* 52: 837-848.

SÁNCHEZ, M.V., J.H. LAZA, E.S. BELLOSI & J.F. GENISE. 2005. Comparación preliminar del registro fósil de Scarabaeinae (Coleoptera: Scarabaeidae). *In:* Resúmenes del VI Congreso Argentino de Entomología, Tucumán. p. 120.

SÁNCHEZ, M.V., J.H. LAZA, E.S. BELLOSI & J.F. GENISE. 2010a. Ichnostratigraphy of middle Cenozoic *Coprinisphaera* from central Patagonia: Insights into the evolution of dung beetles, herbivores and grass-dominated habitats. Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology 297: 633-648.

SÁNCHEZ, M.V., J.M. KRAUSE, M.G. GONZÁLEZ, P.A. DINGHI & J.F. GENISE. 2010b. The pupation chamber of dung beetles (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae). *Coleopts. Bull*. 64: 277-284.

SARZETTI, L. Inédito. Análisis Icnológico de las asociaciones planta-insecto de la tafoflora de Río Pichileufú (Eoceno Medio, Río Negro). Tesis Doctoral de la Universidad Nacional de Tucumán, 2010. 344 p.

SARZETTI, L. & J.F. GENISE. 2009. Agallas y minaciones en el Eoceno Temprano y Medio de Patagonia y su importancia como indicadores de condiciones paleoambientales. *In:* Reunión Anual de la Asociación Paleontológica Argentina, p. 68.

SARZETTI, L., C. LABANDEIRA & J.F. GENISE. 2008. A leaf-cutter bee trace fossil from the Eocene of Patagonia, Argentina and a review of megachilid (Hymenoptera) ichnology. *Palaeontology* 51: 933-941.

SARZETTI, L., C. LABANDEIRA, J. MUZÓN, P. WILF, R. CÚNEO, K. JOHNSON & J.F. GENISE. 2009. Odonatan endophytic oviposition from the Eocene of Patagonia: The ichnogenus *Paleoovoidus* and implications for behavioral stasis. *J. Paleontol*. 83: 431-447.

SUKATSHEVA, I.D. 1982. Historical development of the Order Trichoptera. *Tr. Paleontologicheskogo Inst*. 157: 1-111.

SUKATSHEVA, I.D. 1999. The lower Cretaceous caddis cases assemblages (Trichoptera). *In:* Proceedings of the First Palaeontomological Conference, Moscu, pp. 163-166.

VERDE, M. & J.F. GENISE. 2007. Evolución de la icnofauna terrestre de la Patagonia Central IV. Formación Asencio del Terciario temprano del Uruguay: ¿El antecedente de la explosión del Eoceno Medio en la Patagonia Central?. *In:* Resúmenes de la V Reunión Argentina de Icnología y III Reunión de Icnología del Mercosur, Ushuaia, p. 40.

VIALOV, O.S. 1973. Classification of fossil caddisfly cases. *Deop. Akad Nauk Ukra RSR*. (B): 585–588.

VIALOV, O.S & I.S. SUKATSHEVA. 1976. Fossil cases of caddisfly larvae (Insecta; Trichoptera) and their stratigraphic significance. *Tr. Sovm. Sov.-Mong. Paleont. Eksped. 3:* 169-231.

WALKER, M.V. 1938. Evidence of Triassic insects in the Petrified Forest National Monument, Arizona. *Proc. U.S. Natl. Mus*. 85: 137-141.

WILF, P., C.C. LABANDEIRA, K.R. JOHNSON, P.D. COLEY & A.D. CUTTER. 2001. Insect herbivory, plant defense, and early Cenozoic climate change. *Proc. Natl. Acad. Sci. U. S. A*. 98: 6221-6226.

WILF, P., K.R. JOHNSON, R.N. CÚNEO, E.M: SMITH, B.S. SINGER & M.A. GANDOLFO. 2005. Eocene plant diversity of Laguna del Hunco and Río Pichileufú, Patagonia, Argentina. *Am. Nat*. 165: 634-650.

WILLINK, A. 1998. Vespidae y Sphecidae. Capítulo 40: 427-444. *In:* Morrone, J.J. & S. Coscarón (dirs.), *Biodiversidad de artrópodos argentinos*. Ediciones Sur, La Plata.

WILLMER, P.G. 1982. Microclimate and the environmental physiology of insects. *In:* Advances in insect physiology, vol. 16: 1-58 pp. Academy Press, Londres.

ZACHOS, J., M. PAGANI, L. SLOAN, E. THOMAS & K. BILLUPS. 2001. Trends, rhythms, and aberrations in global climate 65 Ma to present. *Science* 292: 686-693.

ZHANG, G., L.A. BUATOIS, M.G. MÁNGANO & F.G. ACEÑOLAZA. 1998. Sedimentary facies and environmental ichnology of a Permian playa-like complex in western Argentina. *Palaeogeogr. Palaeoclimatol. Palaeoecol*. 138: 221-243.

Apéndice 1. Trazas fósiles de artrópodos continentales registradas de la Argentina

ICNOESPECIE	PRODUCTOR	SUSTRATO	EDAD	PROCEDENCIA	OTRAS REFERENCIAS
Attaichnus kuenzeli Laza, 1982	Hymenoptera, Formicidae, Attini	Paleosuelo	Mioceno	Fm. Co. Azul, Macachín, La Pampa	Genise, 2004
Barberichnus bonaerensis Laza, 2006	Isoptera, Termitidae	Paleosuelo	Pleistoceno medio	Fm. Buenos Aires, La Plata, Buenos Aires	Laza, 2006b
Capayanichnus vinchinensis Melchor *et al.*, 2010	Decapoda, Trichodactylidae	Canales fluviales y planicies de inundación	Oligoceno temprano-Mioceno	Fm. Vinchina, Quebrada del Yeso y Quebrada de La Troya, y Fm. Toro Negro, Quebrada Piedras Moradas, La Rioja	
Carporichnus bertheorum Genise, 1995	Coleoptera, Bruchidae	Frutos permineralizados	Cretácico tardío	Fm. Allen, Bajo de Santa Rosa, Río Negro	
Carporichnus maximus Genise, 1995	Coleoptera, Bruchidae	Frutos permineralizados	Cretácico tardío	Fm. Allen, Bajo de Santa Rosa, Río Negro	
Carporichnus minimus Genise, 1995	Coleoptera, Bruchidae	Frutos permineralizados	Cretácico tardío	Fm. Allen, Bajo de Santa Rosa, Río Negro	
Cellicalichnus chubutensis Genise, 2000	Hymenoptera, Halictidae, Halictini	Paleosuelo	Cretácico tardío	Fm. Laguna Palacios, Cañadón Puerta del Diablo, Chubut	
Cellicalichnus meniscatus Genise *et al.*, 2008	Decapoda, Parastacidae	Paleosuelo	Cretácico	Fm. Punta del Barco, Estancia Bajo Tigre, Santa Cruz; Fm. Laguna Palacios, Co. de Galvéniz, Chubut	
Celliforma rosellii Genise & Bown, 1994	Hymenoptera, Apoidea	Paleosuelo	Eoceno temprano-Mioceno medio	Fm. Gran Salitral, Gran Salitral, La Pampa; Fm. Sarmiento, Gran Barranca, Chubut; Fm. Pinturas, Perito Moreno, Santa Cruz; Fm. Collún-Curá, El Petiso, Chubut	Melchor *et al.*, 2002; B *et al.*, 2010; Bedatou, 2010

Celliforma germanica Brown, 1935	Hymenoptera, Apoidea	Paleosuelo	Eoceno temprano	Fm. Gran Salitral, Gran Salitral, La Pampa	Melchor *et al.*, 2002
Chubutolites gaimanensis Bown & Ratcliffe, 1988	Hymenoptera, Pompilidae	Paleosuelo	Eoceno medio	Fm. Sarmiento, Gaiman, Bryn Gwyn y Bahía Solano, Chubut	Genise & Bown, 1990; Krause & Genise, 2004
Conchindusia isp. Genise *et al.*, 2002	Trichoptera	Tobas de origen lacustre	Jurásico medio-tardío	Fm. La Matilde, Laguna del Carbón, Santa Cruz y Fm. Cañadón Asfalto, Co. Cóndor, Chubut	Monferran *et al.*, 2008, 2009
Coprinisphaera murguiai (Roselli 1939) (non Laza 2006) (= *ecuadoriensis* Sauer 1955)	Coleoptera, Sacarabaeidae, Scarabaeinae	Paleosuelo	Eoceno temprano-Pleistoceno tardío	Fm. Asencio, Nueva Palmira (Uruguay); Fm. Casamayor, Chubut y Santa Cruz; Fm. Musters, Chubut; Fm. Deseado, Chubut; Fm. Rodados Lustrosos, Mendoza; Fm. Sarmiento, Gran Barranca, Valle Herrmoso, Co. Huacho, Ea. El Rincón, Co. del Humo, Bajada del Diablo, Sierra de Talquino, Chubut; Cañadón Los Leones y Punta Casa Mayor, Santa Cruz; Fm. Pinturas, Arroyo Feo, Santa Cruz; Fm. Santa Cruz, Santa Cruz; Fm. Collún-Curá, El Petiso, Chubut, Neuquén, Río Negro; Fm. Paso de las Carretas, San Luis; Fm. las Flores, San Juan; Fm. Andalhualá, Catamarca; Fm. Co. Azul, La Pampa y Buenos Aires; Fm. Monte Hermoso, Buenos Aires; Fm. Piquete, Salta y Jujuy; Fm. Maimará, Maimará, Jujuy; Fm. Chapadmalal, Buenos Aires, Fm. San Andrés, Buenos Aires; Fm. Ensenada, Entre Ríos y Santa Fé; Fm. Tezanos Pinto, Santa Fé; Fm. Buenos Aires, Buenos Aires; Fm. Luján, Buenos Aires y Santa Fé; Fm. Tafí del Valle, Tucumán	Genise *et al.*, 2000; Genise, 2004; Laza, 2006a; Krell, 2007; Sánchez, 2009; Bedatou, 2010
Coprinisphaera isp. A Sánchez, 2009	Coleoptera, Sacarabaeidae, Scarabaeinae	Paleosuelo	Eoceno temprano-Plioceno temprano	Fm. Asencio, Nueva Palmira (Uruguay); Fm. Sarmiento, Gran Barranca, Valle Hermoso, Co. del Humo, Bajada del Diablo, Sierra de Talquino, Chubut; Punta Casamayor, Cañadón Los Leones, Santa Cruz; Fm. Maimará, Maimará, Jujuy; Fm. Pinturas, Santa Cruz; Fm. Co. Azul, La Pampa y Buenos Aires	Genise *et al.*, 2000; Laza, 2006a; Krell, 2007; Sánchez, 2009
Coprinisphaera kheprii Laza 2006	Coleoptera, Sacarabaeidae, Scarabaeinae	Paleosuelo	Eoceno medio-Mioceno temprano	Fm. Sarmiento, Gran Barranca y Sierra de Talquino, Chubut, Los Leones, Santa Cruz; Fm. Pinturas, Santa Cruz	Krell, 2007; Sánchez, 2009
Coprinisphaera kraglievichi (Roselli, 1939)	Coleoptera, Sacarabaeidae, Scarabaeinae	Paleosuelo	Eoceno temprano-Mioceno tardío	Fm. Asencio, Nueva Palmira (Uruguay); Fm. Sarmiento, Gran Barranca, Chubut; Fm. Co. Azul, La Pampa	Genise *et al.*, 2000; Genise2004; Laza, 2006a; Krell, 2007; Sánchez, 2009

Coprinisphaera tonnii Laza, 2006	Coleoptera, Sacarabaeidae, Scarabaeinae	Paleosuelo	Eoceno medio-Mioceno temprano	Fm. Sarmiento, Gran Barranca, Chubut, Punta Casamayor, Santa Cruz	Sánchez, 2009
Coprinisphaera isp. B Sánchez, 2009	Coleoptera, Sacarabaeidae, Scarabaeinae	Paleosuelo	Plioceno	Fm. Vorohué, Necochea, Buenos Aires	Sánchez, 2009
Corimbatichnus fernandezi Genise & Verde, 2000	Hymenoptera, Halictidae, Augochlorini	Paleosuelo	Eoceno temprano	Fm. Asencio, Nueva Palmira, Uruguay	Genise, 2000
Cuniculonomus paralellus Straus, 1977	Diptera, Agromyzidae	Hojas de dicotiledóneas	Eoceno medio	Fm. Ventana, Río Pichileufú, Río Negro	Sarzetti, inéd.
Cuniculonomus isp. Sarzetti, inéd.	Diptera	Hojas de dicotiledóneas	Eoceno medio	Fm. Ventana, Río Pichileufú, Río Negro	
Cycalichnus garciorum Genise, 1995	Isoptera	Tallo permineralizado de Cycadales	Cretácico tardío	Fm. Allen, Bajo de Santa Rosa, Río Negro	
Dagnichnus titoi Genise *et al.*, 2008	Decapoda, Parastacidae	Paleosuelo	Cretácico temprano	Fm. Bajo Tigre, Ea. Bajo Tigre y Bajo Grande, y Fm. Punta del Barco, Ea. Bajo Tigre, Meseta de Baqueró, Santa Cruz	Bedatou, 2010
Dekosichnus meniscatus Genise & Hazeldine, 1995	Coleoptera, Cerambycidae	Madera permineralizada de conífera	Jurásico	Fm. La Matilde, bosque petrificado de Jaramillo, Santa Cruz	
Eatonichnus claronensis Bown *et al.*, 1997	Coleoptera, Scarabaeidae, Scarabaeinae	Paleosuelo	Eoceno temprano	Fm. Las Flores, Comodoro Rivadavia, Chubut	Genise *et al.*, 2001; Genise, 2004; Krause *et al.* 2007
Elipsoideichnus meyeri Roselli,1987	Hymenoptera, Apoidea	Paleosuelo	Eoceno temprano	Fm. Asencio, Nueva Palmira (Uruguay)	Genise & Hazeldine, 1998b; Genise 2000
Feoichnus challa Krause *et al.*, 2008	Hemiptera Cicadidae	Paleosuelo	Eoceno temprano-Mioceno medio	Fm. Koluel Kaike, Sarmiento, Chubut; Fm. Sarmiento, Gran Barranca, Chubut; Fm. Pinturas, Perito Moreno, Santa Cruz	
Folifenestra dubia Vasilenko 2007	Insecta	Hoja de dicotiledónea	Eoceno medio	Fm La Buitrera, Laguna del Hunco, Chubut; Fm. Ventana, Río Pichileufú, Río Negro	Sarzetti, inéd.
Folifenestra isp. Sarzetti inéd.	Insecta	Hoja de dicotiledónea	Eoceno inferior-medio	Fm. La Buitrera, Laguna del Hunco, Chubut; Fm. Ventana, Río Pichileufú, Río Negro	
Folindusia isp. Genise & Petruleviĉius, 2001	Trichoptera	Tobas de origen lacustre	Eoceno inferior	Fm. La Buitrera, Laguna del Hunco, Chubut	
Loconomus vitis Straus 1977	Diptera	Hoja de dicotiledónea	Eoceno medio	Fm. Ventana, Río Pichileufú, Río Negro	Sarzetti inéd.
Hexapodichnus casamiquelai de Valais *et al.*, 2003	Insecta, Pterigota	Areniscas y limos tobáceos de origen fluvial	Jurásico medio	Fm. La Matilde, Ea. Laguna Manantiales, bosque petrificado de Jaramillo, Santa Cruz	

Loloichnus baqueroensis Bedatou *et al.*, 2008	Decapoda, Parastacidae	Paleosuelo	Jurásico tardío-Mioceno medio	Fm. Bajo Grande, Ea. Bajo Tigre, Meseta de Baqueró, Santa Cruz; Fm. Bajo Tigre, Ea. Bajo Tigre, Meseta de Vaquero; Co. La Horqueta, Monumento Natural Bosque Petrificado, Santa Cruz; Fm. Punta del Barco, Ea. Bajo Tigre, Meseta de Baqueró, Santa Cruz; Fm. Laguna Palacios, Cañadón Puerta del Diablo y Co. Colorado de Galvéniz, Chubut; Fm Koluel Kaike, Cañadon Hondo, Chubut; Fm. Asencio, Nueva Palmira (Uruguay); Fm. Sarmiento, Gran Barranca, Ea. El Rincón y Cerro Huacho, Chubut; Fm. Pinturas, Santa Cruz; Fm. Collón-Curá, Paso del Sapo, Chubut	
Monesichnus ameghinoi Roselli, 1987	Hemiptera Cicadidae	Paleosuelo	Eoceno temprano	Fm. Asencio, Nueva Palmira (Uruguay)	Genise y Laza, 1998; Genise 2004
Ostracindusia isp. Monferran *et al*, 2009	Trichoptera	Tobas de origen lacustre	Jurásico tardío	Fm. La Matilde Laguna del Carbón, Santa Cruz; Fm. Cañadón Asfalto, Co. Cóndor, Chubut	
Paleoovoidus bifurcatus Sarzetti *et al.*, 2009	Odonata, Lestidae	Hojas de *Schmidelia proedulis* (Sapindaceae)	Eoceno temprano	Fm. La Buitrera, Laguna del Hunco, Chubut	
Paleoovoidus rectus Vasilenko, 2005	Odonata, Lestidae	Hojas de *Myrcia chubutensis* (Myrtaceae)	Eoceno temprano	Fm La Buitrera, Laguna del Hunco, Chubut	Sarzetti *et al.*, 2009
Paleoovoidus arcuatum (Krassilov, 2008)	Odonata, Coenagrionidae	Hojas de Myrtaceae, Malvaceae, Proteaceae, y hojas indeterminadas	Eoceno temprano-medio	Fm. La Buitrera, Laguna del Hunco, Chubut; Fm. Ventana, Río Pichileufú, Río Negro	Sarzetti *et al.*, 2009
Pallichnus dakotensis Retallack, 1984	Coleoptera, Geotrupidae	Paleosuelo	Cretácico tardío-Mioceno temprano	Fm. Bajo Barreal, Sierra Nevada, Chubut; Fm. Sarmiento, Gran Barranca, Chubut	Genise, 2004; Genise *et al.*, 2007; Bellosi *et al.*, 2010
Palmiraichnus castellanosi (Roselli, 1939)	Hymenoptera, Andrenidae, Andreninae	Paleosuelo	Eoceno temprano	Fm. Asencio, Nueva Palmira (Uruguay); Fm. Puerto Unzué, Colón, Entre Ríos	Genise y Hazeldine, 1998a; Genise, 2000; Genise & Zelich, 2001
Palmiraichnus pinturensis (Genise & Bown, 1994)	Hymenoptera, Andrenidae, Andreninae	Paleosuelo	Mioceno temprano-medio	Fm. Pinturas, Perito Moreno, Santa Cruz	Genise & Hazeldine 1998a; Genise 2000
Phagophytichnus pseudocircus Sarzetti *et al.*, 2008	Hymenoptera, Megachilidae, Megachilinae	Hojas de dicotiledóneas	Eoceno medio	Fm. Ventana, Río Pichileufú, Río Negro	
Phagophytichnus eckowskii Van Amerom 1966	Insecta	Hojas de dicotiledóneas	Eoceno medio	Fm. Ventana, Río Pichileufú, Río Negro	Sarzetti, inéd.

Phagophytichnus regularis (Vasilenko, 2006)	Insecta	Hojas de dicotiledóneas	Eoceno medio	Fm. Ventana, Río Pichileufú, Río Negro	Sarzetti, inéd.
Phagophytichnus ispp. Sarzetti, inéd.	Insecta	Hojas de dicotiledóneas	Eoceno temprano- medio	Fm. La Buitrera, Laguna del Hunco, Chubut; Fm. Ventana, Río Pichileufú, Río Negro	
Rebuffoichnus casamiquelai Roselli, 1987	Coleoptera, Curculionidae o Scarabaeidae	Paleosuelo	Cretácico tardío-Mioceno medio	Fm. Laguna Palacios, Chubut; Fm. Asencio, Nueva Palmira (Uruguay); Fm. Collún-Curá, Chubut	Genise, 2004; Genise *et al.*, 2002a, 2007
Rebuffoichnus sciuttoi Genise *et al.*, 2007	Hymenoptera, Sphecidae o Pompilidae	Paleosuelo	Cretácico tardío-Mioceno medio	Fm. Bajo Barreal, Sierra Nevada, Chubut; Fm. Collún-Curá, Chubut	
Rosellichnus patagonicus Genise & Bown, 1996	Hymenoptera, Apoidea	Paleosuelo	Mioceno medio	Fm. Collón-Curá, Ingeniero Jacobacci, Río Negro	Genise, 2000
Stigmellites ispp. Sarzetti, inéd.	Lepidoptera, Nepticulidae	Hojas de dicotiledóneas	Eoceno medio	Fm. La Buitrera, Laguna del Hunco, Chubut; Fm. Ventana, Río Pichileufú, Río Negro	
Stipitichnus koppae Genise, 1995	Coleoptera, Curculionidae	Estípite permineralizado de Arecaceae	Cretácico tardío	Fm. Allen, Bajo de Santa Rosa, Río Negro	
Syntermesichnus fontanai Bown & Laza, 1990	Isoptera, Termitidae	Paleosuelo	Mioceno inferior-medio	Fm. Pinturas, Perito Moreno, Santa Cruz	Genise, 2004
Tacuruichnus farinai Genise, 1997	Isoptera, Termitidae	Paleosuelo	Plioceno tardío	Fm. Barranca de los Lobos, Mar del Plata, Buenos Aires	Genise, 2004
Terrindusia isp. Monferran *et al* 2009	Trichoptera	Tobas de origen lacustre	Jurásico superior	Fm. La Matilde, Laguna de Carbón, Santa Cruz; Cañadón Asfalto, Co. Cóndor, Chubut, Laguna	
Teisseirei barattinia Roselli, 1939	Lepidoptera, Sphingidae	Paleosuelo	Eoceno temprano-Mioceno medio	Fm. Asencio, Nueva Palmira (Uruguay); Fm. Gran Salitral, Gran Salitral, La Pampa; Fm. Puerto Unzué, Colón, Entre Ríos; Fm. Collún-Curá, El Petiso, Chubut	Genise & Zelich, 2001; Melchor *et al.*, 2002; Genise, 2004; Bedatou, 2010; Farina *et al.*, 2010
Teisseirei isp.	Lepidoptera, Sphingidae	Paleosuelo	Eoceno medio-Mioceno temprano	Fm. Sarmiento, Gran Barranca y Bryn Gwyn, Chubut	Genise, 2004; Farina *et al.*, 2010; Bellosi *et al.*, 2010
Tombownichnus pepei Sánchez & Genise, 2009	Coleoptera, Scarabaeidae, Aphodinae o Diptera, Sarcophagidae	*Coprinisphaera* ispp.	Eoceno medio-Oligoceno	Fm. Sarmiento, Gran Barranca y Sierra de Talquino, Chubut	
Uruguay auroranormae Roselli, 1939	Hymenoptera, Andrenidae, Oxaeinae	Paleosuelo	Eoceno temprano	Fm. Asencio, Nueva Palmira (Uruguay); Fm. Puerto Unzué, Colón, Entre Ríos	Genise & Bown, 1996; Genise, 2000; Genise & Zelich, 2001
Uruguay rivasi Roselli, 1987	Hymenoptera, Andrenidae, Oxaeinae	Paleosuelo	Eoceno temprano	Fm. Asencio, Nueva Palmira (Uruguay); Fm. Puerto Unzué, Colón, Entre Ríos	Genise & Bown, 1996; Genise, 2000; Genise & Zelich, 2001

Xylonichnus trypetus Genise, 1995	Coleoptera, Buprestidae	Madera permineralizada de conífera	Cretácico tardío	Fm. Allen, Bajo de Santa Rosa, Río Negro	

ENTOMOLOGÍA FORENSE

***Néstor D. CENTENO**
****Fernando H. ABALLAY**

*Laboratorio de Entomología Aplicada y Forense (LEAF), Universidad Nacional de Quilmes, Sáenz Peña 352, B1876BXD Bernal, Argentina.
ncenteno@unq.edu.ar

**Laboratorio de Entomología. Instituto Argentino de Investigaciones de Zonas Áridas (IADIZA), CCT CONICET Mendoza. Av. A. Ruiz Leal s/n, Pque. Gral. San Martín. CC 507. 5500 Mendoza, Argentina.
faballay@mendoza-conicet.gob.ar

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Aunque recientes en la Argentina, los estudios entomológicos forenses se incrementan rápidamente tanto en sus aspectos básicos como aplicados. Las pericias entomológicas consisten en el estudio de los insectos carroñeros y permiten aportar información relevante a los investigadores forenses. La fauna cadavérica está constituida por los insectos adultos que concurren al cadáver para alimentarse y depositar sus huevos, en su mayoría pertenecientes a los órdenes Diptera y Coleoptera. Estos insectos se asocian a los estadios de la descomposición, que varían con el tiempo; debido a esto, su estudio permite realizar un pronóstico del tiempo transcurrido o conocer una potencial alteración del proceso normal. Los experimentos de descomposición cadavérica usando modelos porcinos permiten conocer la fauna carroñera y contar con la información necesaria para estudios forenses. En este capítulo, para mostrar un panorama sobre la fauna carroñera argentina, se resumen los principales resultados de los experimentos hechos en diferentes regiones del país, así como los datos obtenidos de casos forenses. También se explican en forma breve las principales metodologías para los trabajos de campo, la recolección y preservación de las muestras, el cultivo de ejemplares y el análisis de los datos entomológicos.

Abstract

Although recent in Argentina, the forensic entomological studies are increasing quickly as much in their basic and applied aspects. The study of the scavenger insects allows to contribute relevant information to the forensic investigators. The cadaveric fauna includes the insects that happen in the corpse to feed and to breed their immature stages, mainly including the orders Diptera and Coleoptera. These insects are associated with decomposition stages that they change with time; due to this, their study allows the estimation of the spent time or to know a potential alteration of the normal process. In this chapter the main results of the experiments done in different regions from the country, as well as the collected data of forensic cases are shown. Also the main methods for the fieldworks, the collection and preservation of the specimens, the rearing procedures and the analysis of the entomological data are explained briefly.

Definición y fundamentos

La entomología forense es una disciplina que básicamente comprende el estudio de los insectos y otros artrópodos carroñeros que aparecen asociados a cadáveres de vertebrados, mientras que su aspecto aplicado consiste en la realización de pericias sobre la entomofauna hallada en un cadáver humano; aunque también ha sido utilizada cuando se investiga la muerte de otros vertebrados, como en la caza ilegal (Anderson, 1999). Asimismo, debido a que las moscas Calliphoridae que participan de la fauna cadavérica son también causantes de miasis, se han realizado

pericias entomológicas para determinar negligencia o abandono en infantes o ancianos (Benecke & Lessig, 2001; Benecke *et al.*, 2004). La mayoría de las veces las pericias entomológicas se realizan en el marco de investigaciones forenses conducidas por instituciones judiciales o policiales, que procuran establecer las causas y circunstancias de la muerte de una persona, se trate de un homicidio, muerte natural, accidental o de origen dudoso. La información surgida de la investigación forense será eventualmente usada en la instrucción de la causa judicial o en el juicio posterior. Es así que la entomología forense se constituye en una disciplina científica auxiliar de la justicia, junto con la genética, la patología, la antropología y otras. Su utilidad ha sido establecida a través de numerosos estudios de caso publicados (Goof, 1991; Greenberg, 1991; Benecke, 1998, entre otros). Algunos aspectos del desarrollo histórico de la disciplina pueden consultarse en Benecke (2001).

La pericia entomológica es un informe que el entomólogo suministra a los investigadores a partir del estudio de la fauna cadavérica encontrada en el cuerpo, en el lugar de su hallazgo o en otro sitio donde eventualmente aquel podría haber estado. El análisis de dicha fauna implicará la determinación taxonómica de los ejemplares, estableciendo el estadio de desarrollo alcanzado, una estimación de la edad de los más antiguos (tiempo trascurrido desde la oviposición), un análisis del proceso de descomposición y su interacción con la fauna cadavérica y cualquier otra información que pueda ser de utilidad a la investigación. De acuerdo con esto, el perito entomólogo deberá poseer no solamente un amplio conocimiento de la sistemática, biología y ecología de las especies de insectos carroñeros, sino también de las características del fenómeno de la descomposición cadavérica y de las posibles alteraciones que éste o la fauna asociada pudieran experimentar, de acuerdo con las diferentes condiciones ambientales y las variaciones espaciales o temporales del proceso.

La descomposición cadavérica

Un cadáver expuesto al aire libre recibe la influencia de los diferentes agentes ambientales como también el ataque de organismos, siendo la entomofauna carroñera uno de los principales. El cuerpo constituye para dichos insectos un recurso trófico y reproductivo efímero, que se transforma progresivamente y en donde estos artrópodos se constituyen en un importante factor en la tarea de reducir los tejidos cadavéricos, consumir el putrílago y esqueletizar el cuerpo. Los insectos carroñeros detectan y colonizan un cuerpo casi de inmediato, aun antes que éste comience a despedir un olor notable por los humanos, si bien esto depende de las condiciones climáticas. La temperatura es un factor que acelera la actividad bacteriana y está correlacionado positivamente a la actividad y abundancia de moscas carroñeras, lo que también puede ser influido por la ocurrencia de lluvias o vientos fuertes. La colonización del cuerpo por las moscas, a partir de la oviposición, pueden demorarse si el cadáver estuviera envuelto o si se encontrara en una habitación o recinto semejante, pero normalmente logran ingresar por las hendijas de puertas y ventanas, ojos de cerraduras, etc. Cuando el cuerpo está ubicado en lugares confinados en forma hermética la fauna se encuentra ausente. Si el tamaño de las hendijas existentes lo permite, el cadáver es colonizado por especies de muy pequeño tamaño, como las moscas Phoridae, o bien larvas de moscas Sarcophagidae, que son larvíparas, pudiendo sus larvas atravesar mallas o hendijas de pocos milímetros.

El proceso de descomposición de un cadáver humano es semejante al de otros vertebrados, pudiendo existir variaciones debidas principalmente al tamaño y a las faneras de cada especie. La tanatología ha considerado tradicionalmente que el cadáver atraviesa cinco estadios de la descomposición, en forma continua y sin límites precisos: fresco, cromático, enfisematoso, colicuativo y la reducción de los restos (esqueletización, momificación, corificación o saponificación). Dependiendo de la temperatura, en cuanto ocurre la muerte, en los primeros momentos (minutos, horas) el cuerpo se encuentra en el estadio fresco y no hay indicadores organolépticos de la descomposición. Sin embargo, este proceso ya ha comenzado desde el momento mismo del deceso. Las células experimentan el fenómeno de autolisis por el que sus membranas se desintegran y se digieren sus componentes mientras que las bacterias del tubo digestivo comienzan a proliferar, esto conduce a la necrosis de los tejidos. El período cromático se establece cuando se visibiliza en la fosa ilíaca derecha, una mancha verde producto de la fermentación bacteriana, junto con el entramado venoso oscuro debido a la alteración de la hemoglobina. Posteriormente, los gases provenientes de la fermentación se acumulan y distienden el abdomen, dándole un aspecto hinchado al cuerpo, estado denominado enfisematoso. Cuando el gas es finalmente evacuado al desgarrarse los tejidos putrefactos, se establece el estadio denominado colicuativo, en donde distintas transformaciones químicas de las proteínas y grasas formarán una masa semisólida denominada putrílago. Finalmente se producirá la reducción esquelética junto con la desecación de los restos, estadios denominados alternativamente como de esqueletización, donde sólo persistirá el tejido óseo, o bien corificación o momificación, donde además se agregarán tejidos blandos secos. Una forma de preservación común en cuerpos inhumados en ambientes húmedos y alcalinos es la saponificación, en la que los lípidos cadavéricos experimentan una hidrólisis en medio alcalino (formándose algo semejante a un jabón), preservando parcialmente a los tejidos blandos de la putrefacción. Por otra parte, la entomología ha establecido también cinco estadios, los que se definen basados en la relación entre el estadio tanatológico y la actividad de la entomofauna asociada al cuerpo (Payne, 1965). De acuerdo con esto pueden reconocerse los estadios: fresco, hinchado, descomposición activa, descomposición avanzada y restos (Figs. 1-5). La correspondencia entre estadios tanatológicos y entomológicos puede verse en la Tabla I.

Fig. 1: Estadio fresco.

Fig. 2: Estadio hinchado.

Fig. 3: Estadio descomposición activa.

Fig: 4: Estadio descomposición avanzada.

Fig. 5: Estadio restos.

Tabla I: Relación entre estadios de descomposición tanatológicos y la sucesión cadavérica.

Estadios tanatológicos	Estadios de la sucesión entomológica	Características
Fresco	Fresco	Colonización por insectos: oviposición y primeros estadios larvales de Diptera
Cromático	Hinchado Descomposición activa	Larvas de Diptera y colonización por Coleoptera
Enfisematoso	Descomposición activa	Mayor abundancia de larvas de Diptera y Coleoptera necrófilos
Colicuativo	Descomposición activa Descomposición avanzada	Disminución de larvas de Diptera y aumento de Coleoptera necrófagos
Reducción de restos	Descomposición avanzada Restos	Predominio de Coleoptera necrófagos

Más allá de los aspectos tanatológicos, el proceso de descomposición cadavérica debe abordarse como un fenómeno ecológico, que en los ambientes naturales (con poca influencia humana) se encuentra sometido a una dinámica marcada por lo efímero del recurso. Éste es escaso y se dispone a modo de parche, disponible sólo durante un período limitado. Los insectos carroñeros dependen de este tipo de recurso y esto determinó adaptaciones para la rápida detección del parche y su posterior colonización, lo que incluyó el desarrollo de interacciones competitivas entre las especies colonizadoras, sobre todo entre las Calliphoridae, las que serían fundamentales en la estructuración de la taxocenosis (Hanski & Kuusela, 1980). De este modo, los primeros individuos que acceden al sustrato de cría tendrán mayor probabilidad de estar representados en la siguiente generación, dado que sus larvas eclosionarán en primer término y aventajarán a las restantes competidoras (Hanski & Kuusela, 1980; Wells, 1992).

Entre las moscas Calliphoridae, una de las adaptaciones competitivas más llamativas es la depredación que realizan las larvas de *Chrysomya albiceps* sobre otras larvas presentes en el parche. Estas especies son depredadoras facultativas en su estadio de larva III (Wells & Greenberg, 1992), suscitándose una interacción mixta descripta como competencia asimétrica (Wells, 1992) dado que dichas especies obtienen un recurso extra, alimentándose no solamente de los tejidos en descomposición sino también de individuos de otras especies. Este tipo de interacción se ha mencionado como la causante de drásticas reducciones en la abundancia de otras Calliphoridae (Hanski, 1977; Guimaraes *et al.*, 1979; Baumgartner & Greenberg, 1984).

Se ha sostenido que la descomposición cadavérica puede asimilarse a una sucesión heterotrófica, a partir de un recurso trófico y reproductivo, que se va transformando con el tiempo y que posee una serie de estadios de la descomposición con una entomofauna asociada. La actividad de los insectos sobre los restos produce su modificación y determina las condiciones necesarias para que se establezcan los organismos de las etapas posteriores (Bornemisza, 1957). La diversidad iría en aumento a medida que el cuerpo es colonizado y transformado, para luego declinar en las etapas posteriores de la descomposición. Sin embargo, algunos autores consideran que los estadios de descomposición no son verdaderas etapas serales, ya que no necesariamente la existencia de un estadio anterior sería condición para el arribo a una etapa posterior (Schoenly & Reid, 1987). En la Tabla II se muestran, en forma general, los estadios de la sucesión cadavérica y las principales familias asociadas a cada uno de ellos.

En ese sentido, es ampliamente aceptado que la mayoría de las veces el proceso transcurre como un mosaico en donde pueden coexistir tejidos cadavéricos en distintas fases de descomposición, los que suelen tener asociada una entomofauna compatible al estadio correspondiente. Los hábitos tróficos y reproductivos de dicha fauna son características de cada especie, aunque en forma general, suele haber bastante uniformidad de hábitos dentro de cada familia; estos hábitos son los que determinan qué utilización realizarán del recurso cadáver los insectos, y su grado de asociación, a un estadio de descomposición definido.

La entomofauna carroñera

Tradicionalmente se han establecido cuatro gremios cadavéricos en la bibliografía (Leclercq, 1976), aunque a veces se hace difícil encuadrar a los insectos cadavéricos en dichas categorías dada la escasa información existente referida a este aspecto de la comunidad cadavérica. De acuerdo con lo anterior, se reconocen cuatro categorías tróficas, las que podrían asemejarse al concepto de gremios, las mismas se detallan a continuación:

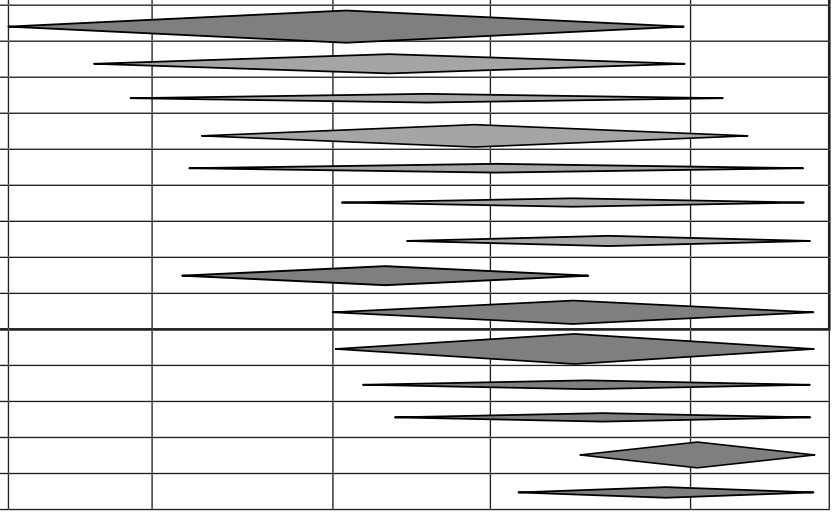
Necrófagos: Son los que deben alimentarse exclusivamente de tejidos corporales en distinto estado de descomposición, del putrílago formado en los estadios avanzados o de las faneras (piel seca, pelos, uñas y otros restos secos) resultantes de la esqueletización, corificación o momificación.

Necrófilos: Se trata de los insectos que no consumen el cadáver pero sí concurren a éste para alimentarse de huevos, larvas o adultos de otros integrantes de la comunidad cadavérica, muchos de ellos necrófagos.

Omnívoros: Se incluye aquí a los insectos que facultativamente consumen tejidos cadavéricos y/o distintos estadios de desarrollo de otros artrópodos.

Tabla II: Asociación entre los estadios de la sucesión cadavérica y las distintas Familias de insectos. Des. Activa= Descomposición Activa; Des. Avanz. = Descomposición Avanzada

Entomofauna cadavérica		Estadio de la descomposición				
Orden	Familia	Fresco	Hinchado	Des. Activa	Des. Avanz	Restos
Diptera	Calliphoridae					
	Muscidae					
	Fanniidae					
	Sacophagidae					
	Anthomyidae					
	Piophilidae					
	Phoridae					
Coleoptera	Staphylinidae					
	Histeridae					
	Cleridae					
	Tenebrionidae					
	Silphidae					
	Dermestidae					
	Trogidae					



Accidentales: Organismos que son hallados asociados al cuerpo en descomposición pero que normalmente no establecen interacciones con la comunidad, salvo en forma eventual o muy poco frecuente.

En las Tablas III, IV y V se detallan los insectos que fueran recolectados asociados a cadáveres de vertebrados en experiencias de descomposición, o bien en pericias entomológicas. Se consigna el gremio al cual es asignada cada especie, de acuerdo con la bibliografía o bien a los datos relevados en experimentos, aun no publicados.

Las moscas Calliphoridae son normalmente las más abundantes en los primeros estadios de la descomposición, compartiendo el recurso con larvas de otras familias de dípteros aunque cuando aquellas están presentes suelen mostrar dominancia sobre las otras familias. En la Tabla III pueden apreciarse las diferentes especies de dípteros necrófagos registrados. Es destacable la diversidad de especies de Calliphoridae respecto de las otras familias, esto puede explicarse en el hecho de que son moscas cadavéricas típicas, aunque no obligadas. Se trata de insectos necrobiontófagos que en sus fases larvales se alimentan de materia orgánica proveniente de tejidos animales (vivos o muertos), aunque pueden hacerlo de cualquier otro sustrato rico en proteínas: residuos urbanos, excrementos, alimento para mascotas, etc. (Nuorteva, 1963; Mendes & Linhares, 1993). Su ciclo vital puede oscilar entre dos semanas y dos meses aproximadamente, dependiendo de la especie y de la temperatura en el que se desarrolla. La hembra fertilizada coloca sus huevos en lugares húmedos y poco expuestos del sustrato; en los cadáveres la oviposición se realiza en aberturas naturales: boca, nariz, hendedura palpebral, oído, ano y genitales. Del huevo eclosiona la larva del primer estadio denominada larva I, ésta es pequeña (2-5 mm aproximadamente) y delicada, suele mantenerse en el área de la puesta, licuando los tejidos con enzimas líticas para absorberlos; se la reconoce por carecer de espiráculos anteriores y poseer solo una hendidura en los posteriores (Fig. 6). La larva I continuará su desarrollo hasta mudar e ingresar al segundo estadio, denominado larva II la que poseerá espiráculos anteriores y dos hendeduras en los posteriores. Luego de una nueva fase de crecimiento vuelve a mudar para arribar al tercer estadio llamado larva III, con tres hendeduras en los espiráculos posteriores, fácilmente observables. Aquí alcanzará su mayor tamaño y actividad, desplazándose por todo el cadáver (Fig. 7). Después de un tiempo, la larva III deja de alimentarse y generalmente se aleja del sustrato donde se crió para enterrarse en el suelo, esconderse en grietas o pliegues de la ropa. Allí permanece en un estado de quiescencia que se denomina pre-pupa. La metamorfosis continuará, transformándose sucesivamente en pupa y en adulto farado. En estas dos últimas etapas, el individuo estará encerrado por la cutícula de la última exuvia larval, la que se acorta y engrosa adquiriendo forma oblonga, constituyendo el pupario (Fig. 8). Éste se endurece y sirve como protección mientras la mosca completa su desarrollo, cuando la metamorfosis finaliza, el pupario se abre y emerge el imago (Fig. 9).

Además de oviponer sobre cadáveres, las Calliphoridae también pueden hacerlo en animales vivos, sobre heridas o tejidos necrosados; las larvas consumen éstos y eventualmente pueden avanzar sobre tejidos sanos, ocasionando una enfermedad denominada miaisis. Al finalizar su desarrollo, suelen dejar los tejidos parasitados para empupar. En ocasiones, los acúmulos de secreciones y excrementos funcionan como atractores de las moscas y pueden ocasionar la miasis al estimular la oviposición. *Cochiomyia hominivorax* es considerada parásita obligada, atacando tejidos vivos directamente. De acuerdo con lo mencionado, las Calliphoridae pueden ser consideradas como insectos de interés sanitario, tanto veterinario como humano, además pueden actuar como vectores de distintas enfermedades infecciosas y endoparasitosis

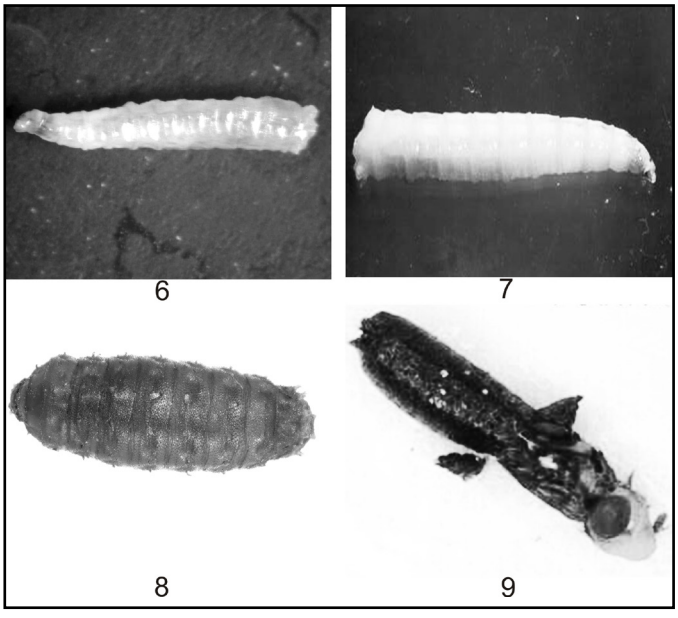
(Greenberg, 1991; Maldonado & Centeno, 2003). La taxonomía de las Calliphoridae argentinas ha sido abordada en numerosos trabajos, utilizándose para la determinación de los adultos la clave publicada en Mariluis & Schnack (2002) y para los estadios preimaginales la clave de Oliva (2002), si bien esta última no incluye todas las especies autóctonas, dado que existen muy pocas publicaciones sobre estados inmaduros de estas especies.

Entre las Muscidae, cabe destacar las especies de *Ophyra* que suelen hacerse presentes durante el período enfisematoso o colicuativo (descomposición activa o avanzada); más raramente son halladas en los primeros estadios de la descomposición. Esta mosca también puede comportarse como depredadora de otras larvas disminuyendo drásticamente su abundancia en el sustrato y eventualmente, colonizando casi completamente el cadáver (obs. pers.). Una revisión del género para la Argentina, así como la distribución de las especies argentinas y una clave para su determinación sistemática, pueden consultarse en Patitucci *et al*. (2010). En la Tabla III únicamente se consigna sólo información ya publicada, en donde se ha mencionado unicamente a *O. aenecens*. No se descarta que otras especies *Ophyra* sean de interés forense y al contarse con la publicación de Patitucci *et al*. (2010) es probable que se puedan determinar con más facilidad. En cuanto a *Musca domestica*, ésta es atraída por numerosos sustratos de materia orgánica (excrementos, alimentos, residuos orgánicos, entre otros) pudiendo oviponer y criarse en ellos. Si bien en Oliva (1997) fue consignada como una especie rara en situaciones forenses, *M. domestica* fue registrada colonizando cadáveres humanos y también en experiencias de descomposición (Battan *et al.*, 2005), aunque sólo en algunas ocasiones ha sido mencionada como dominante (obs. pers.). Por tal motivo, debe ser considerada una especie de interés forense, aunque es probable que sean circunstancias especiales las que determinen que se instaure como dominante en la comunidad carroñera, tal como la presencia de materia fecal (humana o del ganado) y de restos de alimentos en contenido estomacal, las que podrían determinar su presencia (Byrd & Castner 2001). Además, el carácter sinantrópico de sus hábitos puede determinar que se constituya en especie diagnóstica en cadáveres hallados en áreas urbanas. Otras Muscidae con potencial importancia forense son *Muscina stabulans* y *Muscina asimilis*, las que fueran registradas tanto en estudios de descomposición como sobre cadáveres humanos aunque, tal como ocurre con *Ophyra* spp., no parecen colonizar el cuerpo desde los estadios iniciales.

Otra familia que integra la entomofauna carroñera es Sarcophagidae, otra mosca cadavérica no obligada. Estos insectos tienen la particularidad de retener los huevos en el útero hasta la eclosión y luego depositar directamente las larvas. Esto les otorga ciertas ventajas para la colonización del cadáver dado que la incubación, de varias horas, transcurre en la madre y por lo tanto, se encuentran menos expuestas a los agentes ambientales (frío, desecación) y a los depredadores, además de poder buscar rápidamente un sitio en donde comenzar su alimentación. Sin embargo, no siempre son las más abundantes en los cuerpos en descomposición, si bien existen casos donde han sido citadas (Oliva, 1997). Para la identificación de ejemplares adultos de las Sarcophagidae de Argentina puede consultarse el trabajo de Mulieri *et al*. (2010). Este reciente artículo permitirá seguramente la determinación de numerosos ejemplares recolectados en diferentes experimentos, los que aun se encuentran sin clasificar. Sin embargo, para los estados inmaduros de las especies argentinas no existen claves y su identificación resulta problemática, excepto que se cultiven las larvas hasta su emergencia, obteniéndose eventualmente un ejemplar macho, dado que su determinación se basa en los genitales de dicho sexo.

En cuanto a las Fanniidae, en Oliva (1997) aparecen mencionadas como de interés forense y sus larvas han sido halladas en cuerpos en descomposición. En los últimos años se ha logrado la determinación de los adultos gracias a la existencia de una clave (Domínguez, 2007), lo que determinó inclusive en el hallazgo de una especie nueva, *Fannia sanihue* (Domínguez & Aballay, 2008), que aparece asociada a cadáveres aunque hasta el momento sólo como adulto. Sin embargo, también las larvas de Fanniidae son de difícil determinación y no se cuenta aun con una clave para sus estadios preimaginales. Las larvas de esta familia suelen criarse en ambientes húmedos como los desagües y sus larvas, normalmente en escaso número, han sido detectadas cuando hay abundante líquido cadavérico o en el putrílago, durante el estadio enfisematoso o el colicuativo (Centeno *et al.*, 2002).

La familia Phoridae está constituida por cerca de 3000 especies con diferentes formas de vida que incluyen la saprotrofía, parasitismo y depredación.



Figs. 6 -9: 6: Larva I de Calliphoridae. 7: Larva III de Calliphoridae en fase alimentaria. 8: Pupario de Calliphoridae encerrando la pupa. 9: Adulto de Calliphoridae.

Sus larvas se desarrollan en materia orgánica de origen animal o vegetal y tanto éstas como los adultos son de muy pequeño tamaño: 1,5 a 6 mm aproximadamente (Byrd & Castner, 2001). Algunas especies aparecen asociadas a cuerpos en descomposición, sobre todo en situaciones de encierro como las existentes en baúles, habitaciones, ataúdes y otros. También pueden colonizar cuerpos enterrados, se ha comprobado que sus larvas pueden desplazarse por los microespacios existentes en el suelo hasta alcanzar un cuerpo (Smith, 1986) y los adultos son capaces de ingresar en cámaras de cría, atravesar mallas de pequeño tamaño (tul o gasa) y contaminar cultivos de otras larvas realizados con carne (Centeno, obs. pers.). En la Argentina, las especies consignadas en la Tabla III fueron registradas como adultos y también como larvas, en cuerpos exhumados, cultivos y experimentos de campo (Oliva, 1997, 2004; Centeno *et al.*, 2002).

Dentro de las Stratiomyidae, se ha registrado *Hermetia illuscens* en casos forenses (Oliva, 1997). En un caso no publicado, sus larvas se encontraron asociadas con un cadáver esqueletizado, junto con abundante materia orgánica vegetal y putrílago (Centeno, obs. pers.). Esta especie se presenta en las etapas finales de la descomposición, con abundante humedad y temperatura cálida, normalmente en verano (Lord *et al.*, 1994).

Las Piophilidae son también un grupo que incluye especies, como *Piophila casei*, que aparecen asociadas a las etapas avanzadas de la sucesión, en la denominada descomposición caseica de las proteínas, de ahí que a sus larvas se las denomina popularmente "gusanos

Tabla III: Especies de Diptera necrófagas registradas en Argentina, en experiencias de descomposición cadavérica o asociadas a cadáveres humanos. * = recolectada sólo como adulto; ** = determinación en proceso, clave de especies recientemente publicada (Mulieri *et al.*, 2010).

Familia	Especies
Calliphoridae	*Calliphora nigribasis* (Macquart)
	Calliphora vicina Robineau-Desvoidy
	Chlorobrachycoma versicolor (Bigot)
	Chrysomya albiceps (Wiedemann)
	Chrysomya chloropyga (Wiedemann)
	Chrysomya megacephala (Fabricius)
	Cochliomyia macellaria (Fabricius)
	Compsomyiops fulvicrura (Robineau-Desvoidy)
	Lucilia cluvia (Walker)
	Lucilia cuprina (Wiedemann)
	Lucilia eximia (Wiedemann)*
	Lucilia peruviana (Robineau-Desvoidy)*
	Lucilia sericata (Meigen)
	Paralucilia pseudolyrcea (Mello)*
	Sarconesia chlorogaster (Wiedemann)
	Sarconesia magellanica (Le Guillou)
Muscidae	*Muscina stabulans* (Fallen)
	Muscina asimilis (Fallen)
	Morellia diversipalpis (Rondani)*
	Morellia violacea (Robineau-Desvoidy) *
	Musca domestica Linnaeus
	Ophyra aenescens (Wiedemann)
	Synthesiomyia nudiseta (Wulp)*
Stratiomyidae	*Hermetia illuscens* (Linnaeus)
Sarcophagidae	*Microcerella rusca* (Hall)*
	Microcerella penai (Lopes)*
	Microcerella aulacophyto Pape*
	Microcerella quimaliensis (Lopes)*
	Varios morfos a determinar**
Phoridae	*Megaselia scalaris* (Loew)
	Puliciphora rufipes (Silvia Figueroa)
	Spiniphora bergenstammi (Mik)
Piophilidae	*Piophila casei* (Linnaeus)
Fanniidae	*Fannia albitarsis* (Stein)
	Fannia femoralis (Stein)
	Fannia fusconutata (Rondani) *
	Fannia heydenni (Wiedemann) *
	Fannia obscurinervis (Stein)*
	Fannia pusio (Wiedemann)*
	Fannia sanihue Domínguez-Aballay*

Tabla IV: Especies de Coleoptera de interés forense registradas en Argentina en experiencias de descomposición cadavérica o asociadas a cadáveres humanos. Se indican los gremios cadavéricos. * = Recolectados como larva; ** = Determinación en proceso basada en (Háva, J. & V. Kalík. 2005)

Dermestidae	*Dermestes maculates* De Geer*	Necrófagos
	Dermestes ater De Geer	
	Dermestes spp. *(*grupo *peruvianus*)**	
Trogidae	*Omorgus suberosus* Fabricius	
	Omorgus ciliatus Blanchard	
	Omorgus nocheles (Scholtz)	
	Polynoncus gemmingeri (Harold)	
Tenebrionidae	*Salax lacordairei* Guérin Méneville*	
	Blapstinus punctulatus Solier	
	Trichoton roigi Ferrer & Moragues	
	Hylithus tentyroides Lacordaire	
	Orthogonoderes sp.	
	Leptynoderes sp.	
	Scotobius sp.	
	Megelenophorus americanus Lacordaire	
	Achanius (*Ambigatus*) *sp.1*	
	Achanius (*Ambigatus*) *sp.2*	
Nitidulidae	*Carpophilus hemipterus* (Linnaeus)	Algunos los consideran omnívoros
Staphylinidae	*Creophilus maxilosus* (Linneaus)*	Necrófilos
	Philonthus flavolimbatus Erichson	
	Philonthus longicornis Stephens	
	Philonthus bonariensis Bernhauer	
	Platydracus chrysotrichopterus Brullé	
	Aleochara puberula Klugman	
Histeridae	*Euspilotus (Hesperosaprinus) azureus* Sahlberg	
	Euspilotus (Hesperosaprinus) caesopygus (Marseul)	
	Euspilotus (Hesperosaprinus) modestus Erichson*	
	Euspilotus (Hesperosaprinus) parenthesis Schmidt	
	Euspilotus (Hesperosaprinus) pavidus Erichson	
	Euspilotus (*Euspilotus*) *ornatus* Blanchard	
	Euspilotus (*Euspilotus*) *richteri* Lewis*	
	Euspilotus (*Euspilotus*) *lacordairei* Marseul	
	Euspilotus (*Euspilotus*) *patagonicus* Blanchard	
	Phelister sp.	
	Xerosaprinus diptychus Marseul	
Cleridae	*Necrobia rufipes* Fabricius*	Algunos los consideran omnívoros
	*Necrobia ruficol*is De Geer	
Silphidae	*Nicrophorus scrutator* Blanchard	Omnívoros: larva necrófaga y adulto necrófilo
	Oxelytrum biguttatum (Philippi)	
	Oxelytrum discicolle (Brullé)	
	Oxelytrum erythrurum (Blanchard)	

del queso". Estas pueden saltar curvando su cuerpo y sujetando con la boca sus papilas posteriores para luego soltarlas bruscamente y alejándose del sustrato al ser perturbadas o emigrar para empupar (Oliva, 1997; Byrd & Castner, 2001).

Entre los miembros del orden Coleoptera, la familia Dermestidae constituye un grupo de importancia económica y forense. Varias especies son carroñeras y se alimentan de distintos tejidos animales secos, incluyendo cadáveres humanos, aunque otras pueden atacar distintos productos (pieles, cueros, alfombras) así como las colecciones de insectos. *Dermestes maculatus* es de importancia forense y se asocia con los últimos estadios de la descomposición, su distribución es cosmopolita (Byrd & Castner, 2001). En la Argentina ha sido registrada en varios casos forenses, Oliva (1997) consigna adultos y larvas sobre cuerpos encerrados, junto con puparios vacíos de *Calliphora vicina;* la misma asociación fue mencionada en otro caso por Centeno (obs. pers.). En experimentos de descomposición fue recolectada en verano y otoño en la provincia de Buenos Aires (Centeno *et al.*, 2002). Aballay *et al.* (2008) en San Juan recolectaron *D. maculatus* sobre distintos cadáveres de vertebrados, incluyendo humanos. Por otra parte, *Dermestes ater* es mencionada como especie de importancia forense en Oliva (1997), Centeno *et al.* (2002) y Aballay *et al.* (2008) y su distribución es cosmopolita (Byrd & Castner, 2001). La especie mencionada en Oliva (1997) como

Dermestes peruvianus se trataría, en realidad, de un grupo de especies, de acuerdo con Háva & Kalík (2005) y, por tanto, sería conveniente revisar los ejemplares asignados a *D. peruvianus* en los distintos experimentos o casos forenses (Oliva, 1997; Fugassa *et al.*, 2009).

Respecto de la familia Trogidae, está constituida por escarabajos asociados también a restos secos en las etapas avanzadas y finales de la descomposición (Byrd & Castner, 2001). Tanto las larvas como los adultos viven a expensas de tejidos cadavéricos secos alimentándose de queratina, pelo y cuero. Pueden hallarse también en nidos de aves o madrigueras de mamíferos, donde aprovechan el pelo y las plumas. Diéguez & Gómez (2004) registraron a *Omorgus ciliatus* y *Omorgus suberosus*, sobre cadáveres de caballo, vaca y jabalí, en la provincia de Mendoza, en la reserva de Biosfera Nacuñán y en la de Telteca. Aballay *et al*. (2008) recolectaron ambas especies en San Juan, sobre restos de vacuno la primera, y sobre cerdo y caballo, en el caso de la segunda. En Argentina esta familia no ha sido registrada hasta el momento en casos forenses que hayan sido objeto de publicación.

Las especies de Staphylinidae están ampliamente distribuidas y se encuentran en diversos hábitats. Entre las especies carroñeras se menciona a *Creophilus maxillosus*, cuyos adultos y larvas depredan sobre larvas de dípteros, siendo los adultos recolectados desde el inicio de la descomposición, permaneciendo hasta las etapas avanzadas (Byrd & Castner, 2001; Battán *et al.*, 2005). En Centeno *et al*. (2002) se registró la presencia de Staphylinidae en las cuatro estaciones del año, en la provincia de Buenos Aires. En Oliva (1997) se recolectó esta especie debajo de los cultivos de larvas y en Aballay *et al*. (2008) se lista a *C. maxillosus* y *Philontus longicornis* asociados con cadáveres de cerdo en la provincia de San Juan. Esta última especie se encuentra distribuída en Mendoza, Buenos Aires, Santa Fe y Córdoba (Chani-Posse, 2004).

La familia Tenebrionidae reúne aproximadamente 20.000 especies con una amplia variedad de dietas y aparecen mencionados como accidentales (Oliva, 1997). Están adaptados a vivir en ambientes desérticos por lo que podrían tener importancia forense en ambientes áridos. Aballay *et al*. (2008) han registrado varias especies sobre cadáveres en San Juan: *Hylithus tentyroides*, *Blapstinus punctulatus*, *Trichoton roigi* y *Salax lacordairei*, además mencionan a *Megelenophorus americanus*, recolectado sobre un cadáver vacuno en estado de descomposición avanzada.

En cuanto a las Histeridae, se trata de escarabajos que consumen diversas fuentes de materia orgánica en descomposición, tanto de origen animal como vegetal; los carroñeros son consignados como depredadores de larvas y huevos de Diptera (Payne & King, 1970; Byrd & Castner, 2001). En la provincia de Buenos Aires fueron recolectados ejemplares de Histeridae en los cuatro experimentos estacionales realizados (Centeno *et al*. 2002), siendo registrados en los tres últimos estadios de la descomposición. El género *Euspilotus* presentó el mayor número de especies recolectadas usando el modelo porcino (Aballay *et al.*, 2008), asimismo este género ha sido recolectado sobre cadáveres humanos (Oliva, 1997).

Tabla V: Otros taxones asociados a cadáveres de vertebrados y casos forenses. * = parasitoides de larvas de Calliphoridae y Sarcophagidae.

Orden	Familia	Especie	Gremio
Hymenoptera	Formicidae	*Acromyrmex lobicornis* Emery	Necrófagos
		Solenopsis sp.	Omnívoros
		Camponotus mus Roger	Necrófilos
		Camponotus punctulatus Mayr	
		Pheidole bergi Mayr	
		Pheidole triconstricta Forel	
		Pheidole aberrans Mayr	
		Forelius chalybaeus Emery	
		Ectatomma brunneum Smith F.	
	Vespidae	*Vespula germanica* (Fabricius)	
		Polybia ruficeps Schrottky	Omnívoros
	Cabronidae	*Rubrica nasuta* (Christ)	Necrófilos
	Encyrtidae	*Tachinaephagus zealandicus* Ashmead	
	Chalcididae	*Brachymeria podagrica* (Fabricius)	
	Pteromaliidae	*Nasonia vitripennis* (Walker)	Necrófilos*
	Braconidae	*Alysia sp.*	
Lepidoptera	Tineidae	*Tineola biselliella* Hummel	Necrófagos
Coleoptera	Scarabaeoidae	*Sulcophanaeus batesi* (Harold)	Grupos accidentales u oportunistas
Araneae	Scarabaeidae	*Onthophagus sp.*	
	Lycosidae		
	Gnaphosidae		
	Clubionidae		
Scorpiones	Bothriuridae	*Brachistosternus weijenberghi* (Thorell)	
Isopoda			

Debido a que las Histeridae crían sus larvas en el cadáver, tienen potencial relevancia forense. Sin embargo, no hay información respecto de sus estadios inmaduros por lo que es necesario realizar la descripción de éstos y del ciclo de vida de las especies, a diferentes temperaturas. Esta información es valiosa en la datación de intervalo post mortem cuando se presume que ha transcurrido un largo período desde la muerte, por lo que las especies colonizadoras y secundarias de Diptera han completado su ciclo de vida, recolectándose solo puparios vacíos, por lo que no es posible saber el tiempo trascurrido desde la emergencia de las moscas adultas. En ese caso, la recolección de estadios inmaduros de Histeridae podría contribuir a precisar el intervalo postmortem (PMI).

Los escarabajos de la familia Cleridae son, en general, depredadores de insectos, tanto adultos como sus larvas (Solervicens Alessandrini, 2008) aunque las especies que integran la fauna carroñera son también mencionadas como necrófagas (Payne & King, 1970; Byrd & Castner, 2001). En la provincia de Buenos Aires esta familia fue registrada en primavera y verano, en menor medida en otoño, estando ausente en invierno. Fue recolectada asociada a los estadios de descomposición avanzada y restos, aunque en verano aparece en la descomposición activa, coincidiendo con la mayor abundancia de larvas de dípteros (Centeno *et al.*, 2002). Las especies registradas en casos forenses fueron *Necrobia rufipes* y *Necrobia ruficollis* (Oliva, 1997), las que son de distribución cosmopolita. Sin embargo *N. ruficollis* no fue recolectada aun en los ambientes áridos de la región de Cuyo (Argentina). En cambio, *N. rufipes* ha sido registrada en Buenos Aires, Córdoba, Mendoza, San Juan y en la región patagónica (Solervicens Alessandrini, 2008; Aballay *et al.*, 2008).

Otra familia que presenta relevancia forense es Silphidae, presentes principalmente en ambientes húmedos y hasta el momento no han sido recolectadas en los ambientes áridos de Argentina, tales como los de Mendoza y San Juan. Sin embargo, en el área de Buenos Aires dicha familia fue registrada en experiencias con modelos porcinos en todas las estaciones del año excepto en verano, aunque es probable que la rapidez de la sucesión no haya dado tiempo a que arribe al cadáver; en dicha localidad estuvieron presentes asociados a todos las etapas de la descomposición excepto el estadio fresco (Centeno *et al*, 2002). Entre las especies, *Oxelytrum erythrurum* fue mencionada por Oliva (2001) asociada a pequeños cadáveres en el campo y ha sido registrada sobre cuerpos humanos en ambientes rurales. En Oliva & Di Iorio (2008) se reportan adultos de *O. erythrurum* recolectados a los 8 y 13 días de acaecida la muerte (cuerpo expuesto al sol o sombra, respectivamente). Los adultos se comportan como necrófilos mientras que sus larvas serían necrófogas, siendo comúnmente halladas recorriendo el cadáver en la descomposición avanzada o bien debajo del mismo, sobre el suelo. Las especies de *Nicrophorus* se destacan por el entierro de cadáveres de pequeño tamaño para criar allí a su prole, aunque han sido registrados adultos de este género en cadáveres de gran tamaño, como *Nicrophorus scrutator,* que fuera recolectada en Salta (Ayon, com. pers.).

Por otra parte, también las Carabidae pueden ser halladas asociadas a cuerpos en descomposición, como depredadores de larvas y huevos de dípteros. Las especies más representativas, recolectadas sobre cadáveres de cerdo en experiencias realizadas en Buenos Aires, fueron *Argutoridius bonariensis* y *Trirammatus* (*Feroniomorpha*) *striatulus*, generalmente relacionadas con los primeros estadios de la descomposición (Scampini *et al.*, 2002). El hecho que aparentemente no críen sus larvas en la carroña les otorgaría menor relevancia forense en la estimación del PMI.

Contribución de los datos entomológicos a la investigación forense

El principal aporte que realiza el estudio de la fauna cadavérica lo constituye la estimación del Intervalo Postmortem, PMI por sus siglas en inglés. Este último, debe entenderse como el tiempo de descomposición transcurrido, el que resulta una aproximación a la fecha de muerte, concepto forense que establece el día y hora del suceso. El PMI sugiere un lapso que permite pronosticar la fecha de muerte aunque de forma indirecta y generalmente con un margen de error. Desde la tanatología, el PMI puede estimarse basándose en el grado de descomposición del cuerpo, considerando las temperaturas que éste habría experimentado y las condiciones de exposición (al aire libre, encerrado, envuelto, en la cama, etc.). A partir de esta información, normalmente el médico forense realiza un pronóstico basado en su experticia y experiencia casuística, aunque sin fundarse en aspectos cuantitativos.

La pericia entomológica establece el PMI basada en el estudio de la fauna cadavérica, la que reflejará el tiempo transcurrido desde que el cuerpo fue expuesto a los insectos hasta su descubrimiento. El PMI es determinado por el individuo de mayor edad entre los insectos recolectados en el cadáver al momento del hallazgo. Normalmente se trata de los estadios inmaduros de los grupos que hayan colonizado el cuerpo en primer término, principalmente moscas de las familias Calliphoridae o más raramente Sarcophagidae o Muscidae.

Se asume que las moscas pueden detectar el cuerpo desde el momento mismo de la muerte si se encuentra al aire libre o en sitios con aberturas que permitan su ingreso. Si no fuera ese el caso, deberá considerarse un posible retardo en la colonización, el que también puede ser causado por los disturbios ocasionados por vertebrados carroñeros, el forrajeo sobre las larvas por parte de hormigas, avispas u otros depredadores. En estos casos puede demorarse tanto el desarrollo de los estados inmaduros, como la sucesión y a veces faltar completamente un ensamble. Asimismo, debe considerarse que la formación de una masa de larvas permite que éstas conserven el calor metabólico pudiendo registrarse una temperatura varios grados por encima de la ambiental (Centeno *et al.*, 2002). También deben tenerse en cuenta las condiciones climáticas, las que deben ser acordes a los patrones de actividad de las especies involucradas, debiendo

estimarse los posibles retardos por precipitaciones, bajas temperaturas, vientos fuertes, tormentas, etc. Asimismo, deben considerarse estos mismos factores *a posteriori* de la colonización, ya que pueden influir tanto sobre la velocidad del proceso de descomposición como sobre el tiempo de desarrollo de los insectos.

Las larvas de moscas, principalmente Calliphoridae, son las más utilizadas en el cálculo del PMI, debido a que son las principales integrantes de las primeras etapas de la sucesión y se cuenta con información sobre varias especies respecto de su ciclo vital (Greenberg, 1991; Byrd & Castner, 2001). Se utilizan normalmente dos metodologías para la determinación de las edades de las larvas: los estudios de desarrollo y la evaluación del grado de avance de la sucesión cadavérica. En los estudios de desarrollo puede realizarse la comparación del tamaño de los ejemplares encontrados con un patrón establecido en laboratorio a partir del cultivo de larvas a temperatura constante. Para utilizar este método serán necesarias las temperaturas registradas en la zona en los días previos al hallazgo (Smith, 1986), además las larvas a estudiar deberán ser muertas con agua caliente a 80° aproximadamente y posteriormente fijadas en etanol 70°. Ésto permite que se coagulen sus proteínas y la larva se estire al máximo de su longitud. Para la utilización de esta metodología es necesario contar con el patrón de tamaño de cada una de las especies con distribución en el área donde fuera hallado el cuerpo. Este patrón debe de haberse realizado a distintas temperaturas constantes, en concordancia con las registradas en distintas estaciones del año en la región en estudio. Además deberá contarse con los datos climáticos de la estación meteorológica más cercana.

Otra metodología empleada para determinar la edad de las larvas, se basa en comparar los ciclos de desarrollo de los insectos encontrados en el cuerpo con los ciclos vitales establecidos en laboratorio a una temperatura constante. Es necesario establecer para cada especie de la región, la duración de las etapas de desarrollo para cada estado: huevo, larva y pupa. Aquí también deben utilizarse temperaturas compatibles con las locales. El tiempo estimado es expresado normalmente en ADH (*accumulative degree hours*) o ADD (*accumulated degree days*). Estos indican el tiempo requerido para arribar a cada estadio a una temperatura determinada (Catts & Haskell, 1990). Las larvas halladas en el cuerpo deben ser cultivadas en laboratorio en una incubadora a temperatura constante, preferentemente similar a las registradas en la escena del crimen los días previos al hallazgo del cadáver. El tiempo de desarrollo a partir del estadio en que se encontró la larva, puede ser comparado con el patrón de laboratorio, estimándose así cuantos días u horas empleó en llegar a dicho estadio.

La utilización de etapas serales (oleadas) de artrópodos para estimar el PMI máximo, requiere de un patrón básico que muestre cómo ocurre la sucesión y cuales son las especies involucradas. Este patrón debe establecerse en base a experiencias controladas realizadas en el laboratorio y en el campo como ya se mencionara antes. Los datos obtenidos son útiles para referenciar el cálculo del PMI, teniendo en cuenta también otras variables como las condiciones del cuerpo y las del sitio del hallazgo del mismo. Se debe establecer cuales grupos de especies están presentes o ausentes y compararlos con la línea de base establecida experimentalmente para el área (Schoenly *et al.,* 1996), asumiendo que hay una vinculación entre el tiempo transcurrido y los ensambles de insectos presentes o ausentes en el cuerpo. Se ha desarrollado un software para comparar los datos encontrados con los relevados experimentalmente, aunque no es el método de mayor consenso.

Esta metodología puede mostrar dificultades dado que se requiere contar con una gran cantidad de muestras para no excluir ningún ensamble, lo que podría alterar los resultados. En muchos casos tal cantidad de muestras no pueden ser recolectadas junto con el cuerpo, quedando en el sitio del hallazgo o se pierden, sobre todo cuando los responsables de la toma de muestras no poseen idoneidad o experiencia al respecto. Sin embargo, en ocasiones solamente se cuenta con este tipo de información y debe intentarse utilizarla, tal es el caso de los cuerpos esqueletizados, donde raramente se encuentran larvas de moscas vivas. En estos casos normalmente están presentes exuvias larvales de coleópteros (escarabajos), restos de sus excrementos (*frass*), capullos de lepidópteros. El estado de conservación de estos restos aporta datos importantes para la estimación del PMI.

Experiencias de descomposición en la Argentina

La realización de pericias entomológicas requiere contar con información básica respecto de la fauna cadavérica local o regional, dado que si bien existen especies distribuidas en varias regiones e inclusive cosmopolitas, también están aquellas restringidas a determinadas regiones geográficas. Además, las poblaciones locales de especies de distribución amplia, pueden experimentar variaciones en su fenología, hábitos o fisiología, las que deben ser registradas (Payne, 1965; Goff, 1993). Por esa causa se hace necesario la realización de experiencias de descomposición que permitan establecer la información básica acerca de la sucesión cadavérica en un área o condición determinada: el elenco específico, los ensambles de insectos que se asocian a las diferentes etapas de la descomposición, las interacciones posibles entre los integrantes del ensamble. Esto permite establecer las variaciones en la sucesión, las que pueden ser de orden temporal, principalmente por fenómenos estacionales o circadianos, junto con las diferencias que surgen al cambiar la bio región o eventualmente los micrositios donde se desarrolló la descomposición (sol/sombra, bosque/pastizal, intermarea/playa, por mencionar algunos).

En la Argentina se han desarrollado experiencias de descomposición cadavérica en: Buenos Aires,

Córdoba, Salta, Mendoza y San Juan, las que pueden consultarse en Centeno *et al*. (2002), Battan Horenstein *et al*. (2005, 2010) y Aballay *et al*. (2008), a excepción del trabajo de Salta que se encuentra pronto a publicarse. Todas las experiencias mencionadas utilizaron el modelo porcino como cebo y sustrato de cría de los insectos cadavéricos. Dicho modelo es ampliamente usado y existe bibliografía que respalda la extrapolación de datos del modelo porcino al humano. Existieron algunas diferencias metodológicas, principalmente entre los trabajos hechos en Córdoba (Battan Horenstein *et al*., 2005, 2010) y los demás citados, dado que aquellos utilizaron una trampa Schoenly consistente en una jaula con malla que impedía el paso de los insectos a excepción de determinados orificios, en éstos se colocó un frasco para recolectar los animales, tanto en su ingreso, como en el egreso a la carroña. Esta metodología permitió realizar la cuantificación de los insectos adultos que arribaron y dejaron el cuerpo, aunque resulta un tanto complicado de ser usada para estimar cuáles especies se crían en el cadáver y son de importancia forense. Los demás experimentos usaron una instalación tradicional consistente en una jaula de exclusión de malla que permitía el acceso de los artrópodos pero evitaba el de los carroñeros vertebrados. En los trabajos realizados en Salta y Mendoza se agregaron trampas de cono (tipo Malaise modificada) para capturar los insectos voladores. También se dispusieron trampas de caída alrededor del cuerpo para recolectar los insectos caminadores. Asimismo, se recolectaron ejemplares sobre el cuerpo, manualmente y con red aérea. Los resultados obtenidos hasta el momento permiten establecer diferencias en los elencos específicos de las distintas localidades, así como variaciones estacionales. Estos trabajos, si bien todavía algunos se encuentran en etapa de finalización, han aportado valiosa información para la realización de pericias entomológicas, las que anteriormente eran realizadas extrapolando información de otras regiones.

Perspectivas

Si bien las investigaciones recientes están ampliando rápidamente el elenco de especies de insectos que participan de la comunidad cadavérica, para completar al menos la información básica de las principales regiones de la Argentina, aun falta relevar las áreas (de acuerdo a Roig-Juñent *et al.*, 2008) correspondientes a las Yungas, Chaco, Bosques Subantárticos y Estepa Patagónica. En esta última han comenzado a realizarse experiencias de descomposición en la localidad de Puerto Madryn y en la ribera del Río Chubut.

Estas experiencias, conducidas por doctorandos de distintas universidades nacionales, permitirán contar a corto plazo con recursos humanos capacitados en entomología forense, con un conocimiento acabado de sus respectivas regiones y capaces de realizar pericias entomológicas basadas en datos confiables. Ésto constituirá una transferencia directa de conocimiento producido por el sistema científico a la sociedad que lo sostiene.

Literatura citada

ANDERSON, G.S. 1999. Wildlife forensic entomology: determining time of death in two illegally killed black bear cubs. *J. Forensic Sci*. 44(4):856-859.

ABALLAY, F.H., A.F. MURÚA, J.C. ACOSTA & N. CENTENO. 2008. Primer registro de artropodofauna cadavérica en sustratos humanos y animales en San Juan, Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 67(3-4): 157-163.

BATTÁN HORENSTEIN, M., M.I. ARNALDOS, B. ROSSO & M.D. GARCÍA. 2005. Estudio preliminar de la comunidad sarcosaprófaga en Córdoba (Argentina): Aplicación a la entomología forense. *Anal. Biol*. 27: 191-201.

BATTAN HORENSTEIR, M., A.X. LINHARES, B. ROSSO DE FERRADAS & D. GARCÍA. 2010. Decomposition and dipteran succession in pig carrion in central Argentina: Ecological aspects and their importance in forensic science *Med. and Vet. Entomol*. 24: 16–25.

BAUMGARTNER, D.L. & B. GREENBERG. 1984. The genus *Chrysomya* (Diptera, Calliphoridae) in the New World. *J. Medic. Entomol*. 21(1): 105-113.

BENECKE, M. 1998. Six forensic entomology cases: Description and commentary. *J. Forensic Sci*. 43: 797-805.

BENECKE, M. 2001. A brief history of forensic entomology. *Forensic Sci. Int*. 120 (2001): 2-14.

BENECKE, M. & R. LESSIG. 2001. Child neglect and forensic entomology. *Forensic Sci. Int*. 120 (2001): 155-159.

BENECKE, M., J. EBERHARD & R. ZWEIHOFF. 2004. Neglect of the elderly: Forensic entomology cases and considerations. *Forensic Sci. Int*. 146 (2004): 195–199.

BORNEMISZA, G.F. 1957. An analysis of arthropod succession in carrion and the effect of its decomposition on the soil fauna. *Aust. J. Zool*. 5: 1-12.

BYRD J.H. & J.L. CASTNER. 2001. *Forensic entomology: The utility of arthropods in legal investigations*. CRC Press, Boca Raton.

CATTS, E.P. & N.H. HASKELL. 1990. *Entomology and death: A procedural guide*. Forensic Entomology Specialties. Clemson, SC.

CENTENO, N., M. MALDONADO & A. OLIVA. 2002. Seasonal patterns of arthopods occurring on sheltered and unsheltered pig carcasses in Buenos Aires Province (Argentina). *Forensic Sci. Int*. 126: 63-70.

CHANI-POSEE, M.R. 2004. Eight Argentinean species of dung-inhabiting *Philonthus Stephens* (Coleoptera: Staphylinidae). *Stud. Neotrop. Fauna Environ*. 39 (3): 217–232.

DIÉGUEZ, V.M. & R.S. GÓMEZ. 2004. Aporte al conocimiento de Trogidae (Coleoptera) de la Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 63(1-2): 92-95.

DOMÍNGUEZ, M.C. 2007. A taxonomic revisión of the southern South American species of the genus *Fannia* Robineau-Desvoidy (Diptera: Fanniidae). *Pap. Avul. Zool*. 47(24): 289-347.

DOMÍNGUEZ, M.C. & F. ABALLAY. 2008. A new species of the genus *Fannia* Robineau-Desvoidy (Diptera: Fanniidae) collected on pig carrion in Mendoza, Argentina. *Annal. Zool*. 58(4): 819-824.

FUGASSA M.H, P. MARTÍNEZ & N. CENTENO. 2009. Capítulo 5. Ácaros, insectos y helmintos en sedimentos asociados a restos humanos en Alero Mazquiarán. *In*: Perez de Micou, C., M., Trivi de Mandri & S.L. Burry. (eds.), *Imágenes desde un alero: Investigaciones multidisciplinarias en Río Mayo*. Editorial Félix de Azara, Buenos Aires, pp. 61-80

GOFF, M.L. 1991. Comparison of insect species associated with decomposing remains recovered inside dwellings and outdoors on the island of Oahu, Hawaii. *J. Forensic Sci*. 36(3): 748-753.

GOFF, M.L. 1993. Estimation of Postmortem Interval using arthropods development and successional patterns. *Forensic Sci. Review* 5 (2): 85-94.

GREENBERG, B. 1991. Flies as forensic indicators. *J. Med. Ent.* 28(5): 565-577.

GUIMARAES, J.H., A.P. PRADO & G.M. BURALLI. 1979. Dispersal and distribution of three newly introduced species of *Chrysomya* Robineau-Desvoidy, in Brasil (Diptera, Calliphoridae). *Rev. Bras. Entomol.* 23: 245-255.

HANSKI, I. 1977. Biogeography and ecology of carrion flies in the Canary Islands. *Ann. Entomol. Fenn.* 42: 113-121.

HANSKI, I. & S. KUUSELA. 1980. The structure of carrion fly communities: differences in breeding seasons. *Ann. Zool. Fenn.* 17: 185-190.

HÁVA, J., V. KALÍK. 2005. Contribution to the *Dermestes peruvianus* species group from the Neotropical region (Coleoptera: Dermestidae). *Baltic J. Coleopterol.* 5 (2): 87-98.

LECLERCQ, M. 1976. *Entomologie et médecine légale: Datation de la mort*. Collection de Médecine Légale et de Toxicologie Médicale, N° 108, Masson, Paris.

LORD, W.D., M.L. GOFF, T.R. ADKINS & N.H. HASKELL. 1994. The black soldier fly *Hermetia illucens* (Diptera: Stratiomyidae) as a potential measure of human postmortem interval: observations and case histories. *J. Forensic Sci.* 39(1): 215-222.

MALDONADO, M. & N. CENTENO. 2003. Quantifying the potential pathogens transmission of the blowflies (Diptera: Calliphoridae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 98 (2): 213-216.

MARILUIS, J.C. & J.A. SCHNACK. 2002. Calliphoridae de la Argentina. Sistemática, ecología e importancia sanitaria (Insecta, Diptera). *In:* Salomón O.D. (ed.), *Actualizaciones en artropodología sanitaria argentina*, Fundación Mundo Sano, Buenos Aires, pp. 23-37.

MENDES, J. & A.X. LINHARES. 1993. Atratividade por iscas e estágios de desenvolvimento ovariano em váreias espécies sinantrópicas de Calliphoridae (Diptera). *Rev. Bras. Ent.* 37 (1): 157-166.

MULIERI, P.R., J.C. MARILUIS & L.D. PATITUCCI. 2010. Review of the Sarcophaginae (Diptera: Sarcophagidae) of Buenos Aires province (Argentina), with a key and description of a new species. *Zootaxa* 2575: 1–37.

NUORTEVA, P. 1963. Synanthropy of blowflies (Diptera: Calliphoridae) in Finland. *Ann. Entomol. Fenn.* 29: 1-49.

OLIVA, A. 1997. Insectos de interés forense de Buenos Aires (Argentina). Primera lista ilustrada y datos bionómicos. *Rev. Mus. Argent. Cien. Nat. Bernardino Rivadavia* 7(2): 13-59.

OLIVA, A. 2001. Insects of forensic significance in Argentina. *Forensic Sci. Int.* 120: 145-154.

OLIVA, A. 2002. Diptera (Insecta) de interés forense o causante de miasis. Claves artificiales para estadios preimaginales. *In*: Salomón O.S (ed.), *Actualización en Artropodología Sanitaria Argentina*, Fundación Mundo Sano, Buenos Aires, pp. 51-60.

OLIVA, A. 2004. Insects of forensic interest in Buenos Aires (Argentina). Addenda et corrigenda. I. Phoridae (Diptera: Brachycera). *Physis (Buenos Aires), Secc. C* 60 (138-139): 43-50.

OLIVA, A. & O.R. DI IORIO. 2008. Silphidae. *In:* Claps, L.E., G. Debandi & S. Roig-Juñent (eds.), *Biodiversidad de Artrópodos Argentinos*, Vol. 2, Sociedad Entomológica Argentina ediciones, Imprenta Universidad Nac. de Tucumán, San Miguel de Tucumán, pp. 461-470.

PATITUCCI, L.D., P.R. MULIERI, A. OLIVA & J.C. MARILUIS. 2010. Status of the forensically important genus *Ophyra* (Diptera: Muscidae) in Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 69 (1-2): 91-99.

PAYNE, J.A. 1965. A summer carrion study of the baby pig *Sus scrofa* Linnaeus. *Ecology* 46 (5): 592-602.

PAYNE, J.A. & E.W. KING. 1970. Coleoptera associated with pig carrion. *Entomol. Mon. Mag.* 105:224-232.

ROIG-JUÑENT, S., M.F. TOGNELLI & J.J. MORRONE. 2008. Aspectos Biogeográficos de los Insectos de la Argentina. *In:* Claps, L.E., G. Debandi & S. Roig-Juñent (eds.), *Biodiversidad de Artrópodos Argentinos*, *Vol.* 2, Sociedad Entomológica Argentina ediciones, Imprenta Universidad Nac. de Tucumán, San Miguel de Tucumán, pp. 11-29

SCAMPINI, E., A. CICHINO & N. CENTENO. 2002. Especies de Carabidae (Coleoptera) asociadas a cadáveres de cerdo (*Sus scrofa* L.) en Santa Catalina (Buenos Aires, Argentina). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 61(3-4): 85-88.

SCHOENLY, K. & W. REID. 1987. Dynamics of heterotrophic succession in carrion arthropod assemblages: Discrete seres or a continuum of change?. *Oecologia* (1987) 73: 192-202.

SCHOENLY, K., M.L. GOFF, J.D. WELLS & W.D. LORD. 1996. Quantifying statistical uncertainty in succession-based entomological estimates of the postmortem interval in death scene investigations: A simulation study. *Am. Entomol.* 42(2): 106-112

SMITH, K.G.V. 1986. *A manual of forensic entomology*. The Trustees of the British Museum (Natural History), Londres.

SOLERVICENS ALESSANDRINI, J. 2008. Cleridae. *In*: Claps, L.E., G. Debandi & S. Roig-Juñent, (eds.), *Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, Vol. 2*, Sociedad Entomológica Argentina ediciones, Imprenta Universidad Nac. de Tucumán, San Miguel de Tucumán, pp. 585-595.

WELLS, J.D. 1992. *Chrysomya rufifacies* (Macquart): An introduced blow fly and its effect on the native *Cochliomyia macellaria*. Doctoral dissertation, University of Illinois at Chicago. UMI Dissertation Information Service, Ann Arbor, Michigan. pp. 101.

WELLS, J.D. & B. GREENBERG. 1992. Rates of predation by *Chrysomya rufifacies* (Macquart) on *Cochliomyia macellaria* (Fabr.) (Diptera: Calliphoridae in the laboratory: Effect of predator and prey development. *Pan-Pac. Entomol.* 6 3(1):12-14.

PROTURA, DIPLURA, MICROCORYPHIA y ZYGENTOMA

José G. PALACIOS-VARGAS

Arturo GARCÍA-GÓMEZ

Laboratorio de Ecología y Sistemática de Microartrópodos, Departamento de Ecología y Recursos Naturales, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, 04510 México, D.F., México.
jgpv@hp.fciencias.unam.mx
gab12y@yahoo.com.mx

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Se hace referencia a los hexápodos que antes eran considerados como Apterygota (excepto los Collembola). Se hace una diagnosis morfológica y se ilustra el hábito de cada uno; además se discuten sus relaciones filogenéticas. Se presenta una lista faunística con 13 especies de Protura, 28 de Diplura, 12 de Microcoryphia y 12 de Zygentoma con su distribución en Argentina y se incluyen las claves taxonómicas para la identificación de familias.

Abstract

We refer to the Hexapoda which were formerly known as Apterygota (except Collembola). A morphological diagnosis for each group is provided, and the habitus of each one is illustrated; and phylogenetic relationships are discussed. The faunistic list includes 13 species of Protura, 28 of Diplura, 12 of Microcoryphia and 12 of Zygentoma, and their distribution in Argentina, and taxonomic keys for the identification of the families are included.

Introducción

Los Collembola, Protura y Diplura constituyen el grupo hermano de los restantes Hexapoda, formando un clado denominado Entognatha (Fig. 1) con varias autapomorfías (Muzón, 2005), como la modificación de las piezas bucales y su inclusión en un repliegue cefálico u oral, reducción de los palpos, órganos visuales (Collembola) o ausencia de ellos (Protura y Diplura), reducción casi total de ciegos gástricos y tubos de Malpighi, ausencia de antenas (Protura) o inserción de musculatura en cada artejo antenal y el número de segmentos abdominales (Bach de Roca *et al.*, 1999).

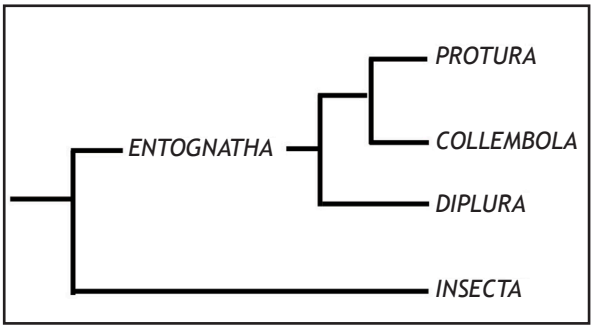


Fig. 1. Hipótesis filogenética de los grupos basales de Hexapoda, tomado de Bach de Roca *et al.* (1999).

Tradicionalmente los Hexapoda han sido emparentados con los miriápodos (Smith, 1960) en el subfilo Atelocerata, de tal forma que los insectos *s. l.* habían surgido de los primeros por un proceso de neotenia. Por otro lado, y mediante estudios moleculares y anatómicos, se dice que los hexápodos evolucionaron a partir de los crustáceos. Entre las plesiomorfías encontramos un sistema nervioso similar en ambos grupos; además, al comparar secuencias genéticas

se sugiere que los insectos están más emparentados con Copepoda, formando el subfilo Pancrustacea, teniendo a los colémbolos como grupo hermano de los crustáceos. En este sentido, la posibilidad de eventos de adaptación a la tierra puede ser variable y es muy probable que cada uno de ellos la hubiera llevado a cabo independientemente (Glenner *et al.*, 2006; Strausfeld, 2009).

Diplura e Insecta *s. s.* comparten el mismo plan en la constitución de sus apéndices y derivados apendiculares, así como la formación de uroesternos constituido por tres derivados apendiculares: subcoxa, coxa y trocánter. Tradicionalmente la condición apterigota involucraba a todos aquellos órdenes sin alas; sin embargo, actualmente está restringido al antiguo grupo "Thysanura", que por las notables diferencias en su aparato bucal y organización de su tentorio (conjunto de apodemas cefálicos), fue separado en dos órdenes, Microcoryphia (= Archaeognatha) y Zygentoma (= Thysanura *s. s.*) (Fig. 2), caracterizados por una articulación mandibular monocondilial y dicondilial respectivamente, siendo estos últimos el grupo hermano de los Pterygota (Bach de Roca *et al.*, 1999).

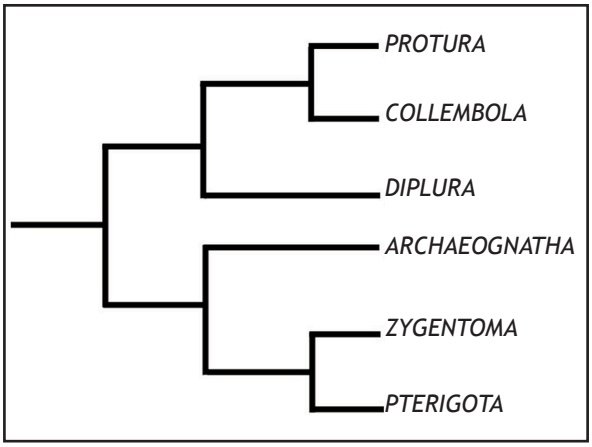


Fig. 2. Hipótesis filogenética de los grupos basales de Insecta, tomado de Bach de Roca *et al.* (1999).

En el presente trabajo se tratan los Protura, Diplura, Microcoryphia y Zygentoma de la Argentina, todos poco conocidos en el país en comparación con los Collembola, que fueron tratados en el tomo II de esta serie de libros (Bernava-Laborde & Palacios-Vargas, 2008). Los Entognatha y los Apterygota argentinos han sido poco estudiados, y no existen especialistas en el país; la mayoría de los trabajos han sido hechos por extranjeros, y no se tienen buenas colecciones en la Argentina ni en el extranjero.

Protura

Los proturos (Fig. 3) son hexápodos diminutos, de cuerpo alargado poco esclerotizado, blanquecinos o casi transparentes, en ocasiones de color pardo claro, que miden de 0,6 a 2 mm. Su cabeza tiene forma de cono, las piezas bucales están adaptadas para chupar y se encuentran dentro de la cabeza (son entognatos), presentan pseudocelos inervados por el protocerebro, no poseen ojos ni antenas, tampoco presentan tentorio (Tuxen, 1956). Las patas están constituidas por cinco artejos, presentando los tarsos unisegmentados, el primer par de patas tiene función sensorial y está dirigido hacia delante, tomando la posición y la función de las antenas, ya que están recubiertas por gran cantidad de sensilas. El nombre protura indica: *pro* = hacia delante; *uron* = cola (Nosek, 1978; Szeptycki, 2007). Presentan estilos en los primeros tres segmentos abdominales que son reminiscencias de apéndices. El gonoporo se abre en el último segmento, el abdomen no presenta cercos. Su desarrollo postembrionario es anamórfico, tienen tres mudas; al eclosionar presentan nueve segmentos abdominales y con cada muda aumentan hasta llegar a 12 en las formas adultas (Copeland & Imadaté, 1990).

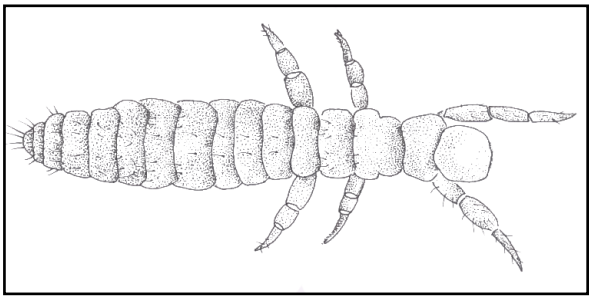


Fig. 3. Hábito de un Protura.

Estos microartrópodos viven principalmente en lugares húmedos de todo el mundo (excepto en zonas polares y montañas muy altas), desde la capa superficial hasta los 20 cm de profundidad (Ferguson, 1990b). Son encontrados principalmente en el suelo, mantillo y humus, así como bajo la madera de árboles caídos, bajo rocas y turberas, en pastos, campos cultivados, entre musgos y líquenes, dentro de madrigueras de pequeños mamíferos y raramente en cuevas. Su alimentación consiste principalmente de bacterias y líquidos provenientes de material vegetal en etapas de descomposición avanzadas.

Las contribuciones taxonómicas más importantes fueron realizadas por Tuxen (1931, 1964), Mills (1932), Rosas-Costa (1950), Paclt (1955) y Szeptycki (2007). El grupo cuenta aproximadamente con 804 especies en 72 géneros a nivel mundial, sin embargo, de Argentina sólo se conocen 12 especies (Apéndice 1) en ocho géneros (Szeptycki, 2007). Para su determinación taxonómica se utilizan principalmente la presencia o ausencia de tráqueas y sus estigmas, así como la morfología de los estilos. Otras características importantes para su segregación son las sensilas, la quetotaxia del cuerpo y los apéndices, en particular del primer par de patas, así como los genitales (Copeland & Imadaté, 1990).

Estos organismos al presentar hábitos edáficos pueden llegar a ser indicadores de perturbación. Sin embargo, no se han realizado estudios particulares para el grupo, además no presentan importancia sanitaria o agroeconómica.

Clave para las familias de Protura

1- Un par de estigmas en el mesotórax y otro en el metatórax; tarso I sin uña ni apéndice empodial, apéndices abdominales I-III con vesícula terminal.....Eosentomoidea.....Eosentomidae
- Sin estigmas en el tórax; tarso I con uña y apéndice empodial.....Acerentomoidea.....2
2- Segundo par de apéndices abdominales con vesículas terminales.....Protentomidae
- Segundo par de apéndices abdominales rudimentarios, sin vesículas terminales.....Acerentomidae

Diplura

Tienen el cuerpo despigmentado (Fig. 4), de color amarillento o pardo verdoso debido al contenido estomacal (Condé & Geeraert, 1962). La cabeza es de tipo prognata ovoide o rectangular; en Campodeoidea se presenta una sutura sagital (epicraneal) en forma de "Y" y una sutura occipital transversa con cresta interna. El clípeo está separado del labro por un proceso prominente y esclerotizado (Paclt, 1957). Tienen mandíbulas masticadoras monocondilares sin placas molares, las maxilas portan un lóbulo externo (galea) simple o en forma de cucurucho, además un palpo simple o biarticulado, que puede variar de forma y tamaño (Denis, 1965). No presentan ojos, ocelos, órgano de Tömösvary ni tentorio. Tienen antenas largas multiarticuladas (Silvestri, 1933), donde cada artejo se encuentra unido muscularmente, excepto el último, además de tener los anillos perfectamente reconocibles (Ferguson, 1990b). El tórax se encuentra limitado en la parte delantera por un esclerito dorsal. Cuenta con dos o cuatro estigmas dependiendo de la familia; cada pata está compuesta por cinco artejos y dos o tres uñas; además, el grupo de los campodeidos cuenta con dos procesos telotarsales. En el abdomen se distinguen dos regiones, la primera, incluye los siete primeros segmentos, cada uno puede tener un par de estilos y vesículas; el primer esternito presenta órganos coxales o subcoxales. La segunda parte consta del órgano genital (entre el octavo y noveno segmento) y al final un par de cercos pluriarticulados (Dicellurata) o unisegmentados (Rhabdura). Desarrollo postembrionario epimórfico, con pequeños cambios, excepto el incremento de los artejos antenales en algunos grupos, el progresivo desarrollo de la quetotaxia y, a veces, cambios en los cercos. El crecimiento es lento y continúan mudando durante toda su vida.

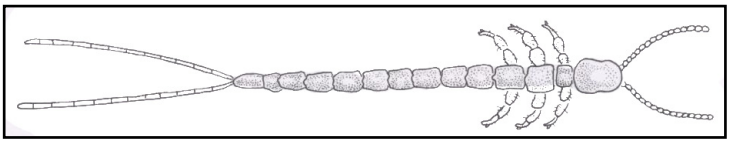


Fig. 4. Hábito de un Diplura.

Según Bareth & Pagés (1994) se dividen en dos subórdenes: Dicellurata y Rhabdura. El primero sólo tiene la superfamilia Japygoidea, con las siguientes familias: Japygidae, Parajapygidae, Evalljapygidae, Heterojapygidae y Dinjapygidae (Pagés, 1989). Mientras que Rhabdura tiene dos superfamilias, Campodeoidea (Campodeidae y Procampodeidae) y Projapygoidea (Anajapygidae y Projapygidae) (Silvestri, 1909, 1912; Pagés, 1989). En el mundo se han descrito 800 especies, pero en la Argentina sólo se han registrado 28 especies, 19 pertenecientes a Dicellurata y nueve a Rhabdura, todas ellas con más de 50 años de descubrimiento científico.

Los dipluros son frecuentes en sitios con condiciones de humedad relativamente alta, en altitudes de 3000-3500 m, así como en grutas donde se han recolectado hasta de 800 m de profundidad. De manera general su medio afín es el bosque, las selvas y alta montaña, los únicos lugares donde no se los ha encontrado es en desiertos y regiones polares (Bareth & Pagés, 1994). Los representantes de la familia Campodeidae se encuentran en el suelo y hojarasca, debajo de rocas y detritos, pero también son frecuentes en las cuevas y grutas, existiendo muchas especies troglófilas y numerosas que son verdaderamente troglobiontes. De la familia Japygidae se conocen pocas especies. Generalmente se encuentran bajo rocas, en la hojarasca (Silvestri, 1911b), madera en descomposición y en cuevas donde hay barro húmedo (Sendra *et al.*, 2006); muy pocas son verdaderas cavernícolas (Condé & Geeraert, 1962).

La importancia de los Diplura radica en las interacciones que presentan con micro y macrocomunidades edáficas, dando como resultado el proceso de descomposición de materia orgánica y producción de humus, ciclo de energía y nutrientes, además del metabolismo del suelo y de producción de complejos componentes causados por la agregación del suelo (Ferguson, 1990b). En los campos de cultivo se ha visto que la alta densidad de Octostimatidae puede presentarse como plaga de raíces de cultivos de melón (Rusek, 1982).

Clave para las familias de Diplura

1- Cerco con un artejo de tipo prensil; mandíbula sin lacinia móvil; con o sin tricobotrias en las antenas, si presentan es en los artejos antenales IV-VI o IV-XV; dos o cuatro estigmas torácicos; estigmas abdominales presentes; estilos con pocas sedas; valva anal poco desarrollada o deficiente.....Dicellurata.....Japygoidea.....2
- Cerco plurianillado filiforme; mandíbula con lacinia móvil; con tricobotrias antenales, iniciando en el artejo III, IV o V; dos o tres pares de estigmas torácicos; puede presentar estigmas abdominales; estilo con más de cuatro sedas muy desarrolladas; valva anal bien desarrollada.....Rhabdura.....4
2- Sin palpo labial; dos estigmas torácicos; artejos antenales sin tricobotrias; apéndice subcoxal presente en ambos sexos; pretarso con apéndice empodial, encorvado posterodorsal formando una

uña media impar (unguiculus); artejo prensil con orificio glandular en la superficie tergal; individuos de tamaño pequeño (< 1 cm).....Parajapygidae
- Con palpo labial; cuatro pares de estigmas torácicos...3
3- Mandíbula bien desarrollada, con una cavidad donde se insertan los músculos; macrosedas simples nunca barbuladas.....Japygidae
- Mandíbula estrecha, sin cavidad desarrollada para la inserción de los músculos; macrosedas bífidas o barbuladas.....Evalljapygidae
4- Tricobotrias iniciando en el artejo antenal III; maxilas sin palpo, lacinia no pectinada; esternito abdominal I sin estilo con apéndices subcoxales; estilo presente en los esternitos II-VII; sin estigmas abdominales; cercos largos o cortos con un canal interno cerrado en el ápice; sutura craneal completa; tricobotrias en los artejos antenales III-VI, artejo terminal de la antena con estructura cuculiforme; palpo labial con protuberancias aplanadas y con un par de procesos palpiformes internos; tres pares de estigmas torácicos; esternito abdominal I con un par de apéndices subcoxales bien desarrollados; cercos largos.....Campodeidae.....5
- Tricobotrias iniciando en el artejo antenal IV o V; maxila con palpos, lacinia pectinada; esternito abdominal I con un par de estilos lateroposteriores y un par de apéndices subcoxales posteriores; estilo presente en esternitos I-VII; presenta siete pares de estigmas abdominales; cerco corto con canal interno abierto apicalmente; sutura epicraneal completa; tricobotrias en artejos antenales IV-XXI, artejo terminal con dos orificios; lacinia de la maxila simple; palpo labial bien desarrollado y subcilíndrico; tres pares de estigmas torácicos; todos los apodemas externos bien desarrollados con forma de "Y"; apéndice subcoxal del esternito abdominal I cilíndrico, piloso y con una seda terminal glandular; sin vesículas eversibles en el abdomen; sin tubos de Malpighi, papila genital de la hembra reducida…Projapygidae
5- Cuerpo sin escamas.....Campodeinae
- Cuerpo con escamas en tórax y abdomen..... .....Lepidocampinae

Microcoryphia

Los Microcoryphia (= Archaeognatha, Machiloidea, Machilida, Thysanura *ad partim*), han sido considerados por algunos autores como el orden más primitivo dentro de los verdaderos insectos. Reciben este nombre debido a que vistos dorsalmente, el vértex es muy pequeño y está parcialmente cubierto por el pronoto que es muy ancho (Mendes, 1996). Presentan el cuerpo alargado y cilíndrico. La cabeza presenta un par de antenas largas y frágiles con muchos antenómeros, grandes ojos compuestos que se unen en la línea media cefálica y tres ocelos (Fig. 5). Debajo de los palpos maxilares de siete artejos, hay piezas bucales sencillas dirigidas hacia abajo. Presentan mandíbulas monocondilares. Además de los tres pares de patas, existen estilos abdominales que sostienen el abdomen, en las patas estas estructuras (estilos coxales) suelen estar sobre las coxas de las patas meso y metatorácicas y en el abdomen (de 11 segmentos), del 2 al 9; además en los esternitos 1-7 se encuentran vesículas protáctiles. Presentan tres flagelos o "colas" multisegmentadas que se extienden desde el ápice del abdomen (filamento terminal o paracerco y cercos), y los segmentos torácicos tienen expansiones laterales en forma de lóbulos. Son de tamaño moderado (hasta 2 cm), su cuerpo generalmente está cubierto de escamas, lo que les da el aspecto metalizado. La mayoría son oscuros o grises. Las formas juveniles (los dos primeros estadios sin escamas) van creciendo sin ningún cambio apreciable ya que carecen de metamorfosis. Sus movimientos son bastante rápidos con facilidad para el salto y, en su mayoría, viven ocultos durante el día y son más activos en la noche.

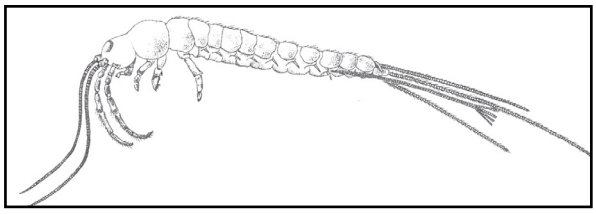


Fig. 5. Hábito de un Microcoryphia.

En la taxonomía del grupo se utilizan caracteres como el desarrollo de los ojos compuestos, forma y situación de los ocelos pares con respecto a los ojos compuestos; presencia o ausencia de escamas en los apéndices, número de vesículas abdominales y presencia de estilos en las patas, entre otras características. Éste es el grupo donde más cambios taxonómicos han ocurrido recientemente entre los hexápodos y aun existe mucha discusión sobre su sistemática (Tuxen, 1968; Ferguson, 1990a; Mendes, 1998). Conjuntamente con los Zygentoma a nivel mundial poseen poco más de 1374 especies. Son considerados como una clase separada de los "pececillos de plata" (Zygentoma) por la condición monocondilar de sus mandíbulas. Sin embargo, hay estudios recientes con base en análisis cladísticos que demuestran claramente que al considerar varios caracteres los Microcoryphia se asemejan menos a los insectos que a los Zygentoma (Koch, 1997). Históricamente los Microcoryphia o Archaeognatha se han incluido dentro del grupo "Thysanura", sin embargo, en este último término han ocurrido modificaciones y en diferentes momentos se han conformado con diferentes grupos de organismos (dipluros, colémbolos).

En inglés, son llamados "rock jumpers", es decir brinca-piedras, debido a que muchos viven bajo piedras y a su gran facilidad para brincar. Son terrestres o litorales y, por regla general, nocturnos o crepusculares; se les puede encontrar sobre basura, cáscaras, rocas y grietas de las rocas. Se alimentan principalmente de algas, aunque también de líquenes, musgos, restos vegetales, frutas en descomposición y materiales similares; varias especies comen sus exuvias y se han encontrado en su tracto digestivo restos de otros artrópodos. Su reproducción es indirecta y estacional. Los juveniles pueden mudar hasta 10 veces antes de llegar a la etapa adulta, la cual puede tardar hasta dos años; se ha sabido de algunas especies que han llegado a mudar hasta 50

veces durante el curso de su vida y muchas especies usan vesículas coxales adhesivas para pegarse de forma segura en superficies verticales o inclinadas durante la muda. No se conocen especies de importancia agrícola o sanitaria (McGavin, 2007).

Se conocen 64 géneros y 513 especies, algunas de ellas consideradas eventualmente sinónimas. Existen dos familias, Machilidae, la cual se concentra principalmente en el hemisferio norte, y Meinertellidae, predominantemente distribuida en el hemisferio sur. Otros autores, además de las mencionados consideran una tercera familia, Triassomachilidae (fósil). Los miembros de Machilidae son de mayor tamaño y tienen la capacidad de brincar muy fuerte cuando son molestados (Wygodzinsky, 1944).

Zygentoma

Los Zygentoma, conocidos anteriormente como Thysanura (*thysan*: fleco; *uron*: cola), fueron considerados por algunos autores como el orden más primitivo dentro de los verdaderos insectos. Presentan cuerpo alargado u oval, aplanado o ligeramente convexo (deprimido) y pueden tener escamas corporales (Schaller, 1968). La cabeza lleva un par de antenas multianilladas, los ojos, cuando existen, son pequeños y nunca se tocan en la parte alta de la cabeza; pueden tener tres ocelos o no, los palpos maxilares presentan cinco artejos. Las mandíbulas, dicondilares, están dirigidas hacia abajo (Silvestri, 1911a); suelen presentar estilos abdominales en los segmentos 2-9, pero en general en los 7-9, rara vez en el 9. Presentan dos cóndilos entre el fémur y la tibia. Las formas juveniles también crecen sin ningún cambio

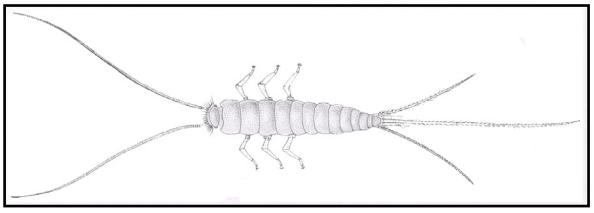


Fig. 6. Hábito de un Zygentoma.

apreciable ya que carecen de metamorfosis. Presentan tres "colas" multisegmentadas, que son los cercos y un filamento medio caudal, que se extienden desde el ápice del abdomen y los segmentos torácicos tienen expansiones laterales en forma de lóbulos (McGavin, 2007). Son de tamaño pequeño (2 mm) a moderado (2 cm), su cuerpo generalmente está cubierto de escamas, lo que les da el aspecto plateado, además pueden presentar mechones de sedas; sin embargo, algunos sólo poseen numerosas sedas y carecen de escamas (Wydgodzinsky, 1951). Muchos son oscuros, pero los que viven en cuevas son blancos, casi transparentes y con antenas muy largas (Reddell, 1981); los que habitan con hormigas o con termitas, por regla general, carecen de pigmento.

En taxonomía se utilizan caracteres como la presencia de ojos compuestos y ocelos, presencia o ausencia de escamas en los apéndices, así como la forma y constitución de las mismas, tipo de esternitos abdominales y el número de estilos que presentan, quetotaxia, además de otras características (Paclt, 1966; Wygodzinsky, 1967).

La mayoría son nocturnos, carroñeros y omnívoros y pueden encontrarse en materia orgánica en descomposición, bajo las cortezas de árboles y el suelo, en cuevas, madrigueras de ciertos mamíferos, o asociados a hormigueros y termiteros. Algunos lepismátidos se hallan casi exclusivamente en habitaciones humanas, por ejemplo *Lepisma saccharina,* que prefiere lugares muy húmedos, como sótanos y cuartos de baño, en cambio *Thermobia domestica* prefiere ambientes cálidos como las cocinas. En general, las especies domésticas se alimentan de una amplia variedad de materiales amiláceos, como harinas y textiles, telas, incluida la seda, casi cualquier tipo de papel y fotografías (Wygodzinsky, 1958; McGabin, 2007). El ciclo de vida puede llegar hasta los tres o cuatro años y al igual que en los Microcoryphia mudan durante toda su vida (McGabin, 2007). Se conocen a nivel mundial 700 especies (Ferguson, 1990a), pero sólo 12 de Argentina.

Clave para las familias de Microcoryphia y Zygentoma

1- Cuerpo cilíndrico, comprimido lateralmente; mandíbula monocondilar; ojos compuestos grandes y continuos, ocelos presentes; estilos en las coxas (faltando excepcionalmente); estigmas respiratorios en los segmentos abdominales II-VIII; cercos más cortos que el filamento caudal...Microcoryphia.....2

\- Cuerpo deprimido, mandíbulas dicondilares; ojos compuestos pequeños o ausentes, casi siempre sin ocelos; coxas sin estilos; estigmas respiratorios presentes en los segmentos abdominales I-VIII; cercos igual o más cortos que el filamento caudal.....Zygentoma.....3

2- Esclerito medio del urosternito reducido en tamaño; cada urosternito con un par de vesículas eversibles; machos sin parámeros.....Meinertellidae

\- Esclerito medio del urosternito bien desarrollado; urosternito II-V con uno o dos pares de vesículas eversibles; machos, al menos, con un par de parámeros.....Machilidae

3- Sin ojos.....Nicoletiidae

\- Con ojos.....4

4- Sin ocelos.....5

\- Con ocelos; cuerpo con o sin escamas..... .....Lepidotrichidae

5- Cuerpo con escamas.....Lepismatidae

\- Cuerpo sin escamas.....Maindroniidae

Agradecimientos

Carmen Bach de Roca (España) y Luis Mendes (Portugal), especialistas en Microcoryphia y Zygentoma, revisaron el presente trabajo y actualizaron los nombres científicos de dichos grupos. Yun Bu (China) y Alberto Sendra revisaron los nombres científicos de Protura y Diplura respectivamente. Aldi Oryazábal (Facultad de Ciencias, UNAM, México) realizó las ilustraciones del

hábito. Ricardo Iglesias (Facultad de Ciencias, UNAM, México) revisó el manuscrito original e hizo importantes sugerencias. María Virginia Colomo de Correa, directora del Instituto de Entomología, Fundación Miguel Lillo, proporcionó la lista de las especies y localidades en la colección a su cargo.

Literatura citada

BACH DE ROCA, C., M. GAJU-RICART & A. COMPTE-SART. 1999. Recientes aportaciones filogenéticas sobre los "Apterygota". *Bol. S. E. A.* 26: 379-395.

BARETH, C. & J. PAGÉS. 1994. Diplures cavernicoles. pp. 277-283. *In:* Deçu v. & Ch. Juberthie (eds.), *Encyclopaedia biospeologica* I. Edit. Moulis, Bucarest.

BERNAVA LABORDE, V. & J.G. PALACIOS-VARGAS. 2008. Capítulo de Collembola. *In:* Claps, L., G. Debandi & S. Roig-Juñent (dirs.), *Biodiversidad de Artrópodos Argentinos*, Vol. 2: 151-166. Sociedad Entomológica Argentina, Tucumán.

CONDÉ, B. & P. GEERAERT. 1962 Campodeidés endogés du centre des États Unis. *Arch. Zool. Exp. Gén.* 101: 73-160.

COPELAND, T.P. & G. IMADATÉ. 1990. Insecta: Protura. pp. 911-933. *In*: Dindal, D.L. (ed.), *Soil biology guide*. John Wiley & Sons Inc., New York.

DENIS, R. 1965. Orde des Diploures. pp 160-185. *In:* Grassé, P.P. (ed.), *Traité de Zoologie*, IX. Mason & Cie, París.

FERGUSON, L.M. 1990a. Insecta: Microcoryphia and Thysanura. Pp. 936-949- in Dindal D.L. (ed.), *Soil Biology Guide*. John Wiley & Sons Inc., New York.

FERGUSON, L.M. 1990b. Insecta: Diplura. pp. 951-963. *In:* Dindal, D.L. (ed.), *Soil biology guide*. John Wiley & Sons Inc., New York.

GLENNER, H., P.F. THOMSEN, M.B. HEBSGAARD, M.V. SORENSEN & E. WILLERSLEV. 2006. Evolution: The origin of insects. *Science* 314: 1883-1884.

KOCH, M. 1997. Monophyl and phylogenetic position of the Diplura (Hexapoda). *Pedobiología* 41: 9-12

McGAVIN G. 2007. *Entomología esencial*. Ariel Ciencia, Barcelona.

MENDES, L. F. 1996. Novos dados e descrições de tisanuros (Microcoryphia e Zygentoma: Insecta) de América do sul. *Garcia de Orta (Zool.)* 21: 129-144.

MENDES, L.F. 1998. On the quoted uniformity of *Machiloides* (Microcoryphia: Meinertidae), with description of two new genera, a new subgenus and one new species. *Garcia de Orta* (Zool.) 22(1/2): 45-53.

MILLS, H.B. 1932. Catalogue of the Protura. *Bull. Brooklyn Entomol. Soc.* 27: 125-130.

MUZÓN, J. 2005. Insecta: La búsqueda de la clasificación perfecta. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 64:1-12.

NOSEK, J. 1978. Key and diagnosis of Proturan genera of the world. *Annot. Zool. Bot., Bratislava* 122: 1-123.

PACLT, J. 1955. Protura. *Genera Insectorum* 211: 1-35.

PACLT, J. 1957. Diplura. *Genera Insectorum* 212: 1-123.

PACLT, J. 1966. Neue Beiträge zur Kenntnis des Apterygoten-Sammlung der Zoologiscjen Museums II. Lepismatidae und Maindriniidae (Thysanura). *Ent. Mitt. Zool. Mus. Hamburg* 3: 147-161.

PAGÉS, J. 1989. Sclérites et appendices de l'abdomen des Diploures (Insecta, Apterygota). *Arch. Sci., Genève* 42: 509-551.

ROSAS-COSTA, J.A. 1950. Catálogo de Protura (Insecta, Apterygota: Entotropha). *Arthropoda* 1: 327-356.

REDDELL, J. 1981 A review of the cavernicole fauna of México, Guatemala, and Belize. *Bull. Texas Mem. Mus. Univ. Texas Austin,* 27: 1-327.

RUSEK, J. 1982. *Octostigma herbivore* n. gen. et sp. (Diplura: Projapygoidea: Octostigmatidae n. fam.) injuring plant roots in the Tonga Island. *New Zealand J. Zool.* 9: 25-32.

SCHALLER, F. 1968. *Soil Animals*. The University of Michigan Press.

SENDRA, A., V.M. ORTUÑO, A. MORENO, S. MONTAGUD & S. TERUEL. 2006. *Gollumjapyx smeagol* gen n., sp. n., an enigmatic hypogean japygid (Diplura: Japygidae) from the Eastern Iberian Peninsula. *Zootaxa* 1372*:* 35-72.

SILVESTRI, F. 1909. Descrizioni preliminari di vari Artropodi, specialmente d'America. I. Nouvo genere u nouve specie di Projapygidae (Thysanura). II Nuova especie de Acerentoidae (Protura). *Tai. R. Accad. Naz. Licei, Rend.*, s. 5 18(I): 7-10.

SILVESTRI, F. 1911a. Contributo alla conoscenza dei Machilidae dell'America settentrionale. *Boll. Lab. Zool. Gen. Agr. Portici* 5: 324-350.

SILVESTRI, F. 1911b. Materiali per lo studio dei Tisanuri. XII. Un novo genere undici specie nuove di Japygidae dell'America settentrionale. *Bol. Lab. Zool, Gen. Agr. Portici* 5: 72-87.

SILVESTRI, F. 1912. Tisanuri minora noti del Messico. *Boll. Lab. Zool. Gen. Agr. Portici* 6: 204-207.

SILVESTRI, F. 1933. Nouvo contributo alla conoscenza dei Thysanuri del Messico. *Boll. Lab. Zool. Gen. Agr. Portici* 27:127-144.

SMITH, L.M. 1960. The family Projapygidae and Anajapygidae (Diplura) in North America. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 53: 575-583.

SZEPTYCKI, A. 2007. *Catalogue of the world*. Wydawnictwa Instytutu Systematyki I Ewolucji Zwierząt Polskiej Akademii Nauk.

STRAUSFELD, N.J. 2009. Brain organization and the origin of insects: an assessment. *Proc. Royal Soc. B.* 276: 1929-1937.

TUXEN, S.L. 1931. Danske Protura. *Entomologiske Meddelelser* 17: 306-311.

TUXEN, S.L. 1956. Meues uber die von Silvestri deschriebenen Proturen. *Boll. Lab. Zool. Gen. Agr. Portici* 33:718-719.

TUXEN, S.L. 1964. *The Protura: A revision of the species of the world*. Hermann, París.

TUXEN, S.L. 1968. The systematic position of entognathous Apterygotes. *An. Esc. Nac. Cienc. Biol. México* 17: 65-69.

WYGODZINSKY, P. 1944. Contribuiçao ao conhecimento da familia Machilidae (Thysanura) do Mexico, do Brasil e da Argentina. *Rev. Entomol.*, Rio de Janeiro 15(1/2): 54-96.

WYGODZINSKY, P. 1951. Apuntes sobre "Thysanura" americanos (Apterygota, Insecta). *Acta Zool. Lilloana* 11: 435-458.

WYGODZINSKY, P. 1958. Sobre algunos "Nicoletiidae" americanos (Thysanura, Insecta). *Acta Zool. Lilloana* 16: 97-120.

WYGODZINSKY, P. 1967. On the geographical distribution of the South American Microcoryphia and Thysanura (Insecta). pp.505-524. *In :* Delamare Deboutteville, CL. & E. Rapoport (eds.), *Biologie de l'Amérique Australe*, Vol III. París.

Apéndice 1. Listado de especies de Protura, Diplura, Microcoryphia y Zygentoma de la Argentina.

Protura

Protentomidae

Protentomon acrasia (Vidal Sarmiento & Najt). Bs.As., endémico.

Proturentomon dorae (Najt & Vidal Sarmiento). Nq., endémico.

Proturentomon nitrarius (Najt & Vidal Sarmiento). Bs.As., endémico.

Acerentomidae

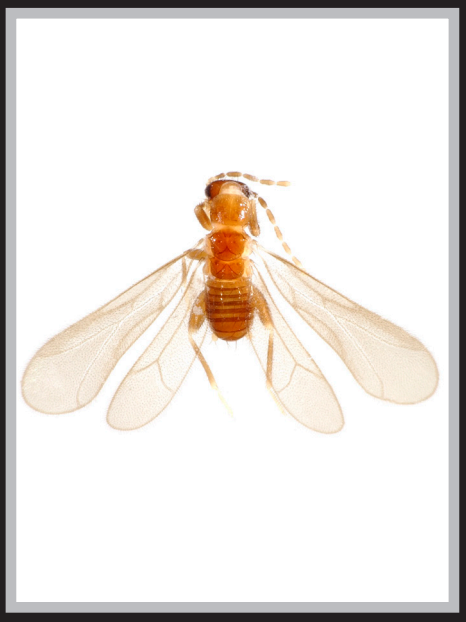
Acerentulus nemoralis (Najt & Vidal Sarmiento). Bs.As., endémico.

Acerentulus rapoporti (Condé). R.N., endémico.

Amphientulus ambiguus (Tuxen) Argentina.

Andinentulus ebbei (Tuxen). Nq., endémico.
Berberentulus nelsoni (Tuxen). Cba.
Brasilidia auleta (Szeptycki & Bedano). Cba.
Brasilidia sanmartini (Tuxen). Nq.
Gracilenturus sp. (Szepticki & Bedano). Cba.
Eosentomidae
Eosentomon alcirae (Najt & Vidal Sarmiento). Bs.As.
Eosentomon crassum (Vidal Sarmiento & Najt) Bs.As.
Diplura
Campodeidae
Campodea labillei (Silvestri)
Dicampa amegbinoi (Silvestri)
Dicampa gallardii (Silvestri)
Eutrichocampa birabeni (Wygodzinsky)
Lepidocampa juradoi (Silvestri)
Lepidocampa weberi (Oudemans)
Projapygidae
Symphylurinus grassii (Silvestri)
Symphylurinus peregrinus (Silvestri)
Symphylurinus simplex (Silvestri)
Japygidae
Austrjapyx (Burmjapyx) aderrans (Silvestri)
Austrjapyx (B.) degradans (Silvestri)
Austrjapyx (B.) descolei (Silvestri)
Austrjapyx (B.) lilloi (Silvestri)
Austrjapyx (B.) neotropicalis (Silvestri)
Japyx neotropicalis (Silvestri)
Japyx solifugus (Halliday)
Japyx patagonicus (Silvestri)
Japyx platensis (Silvestri)
Hapljapyx (B.) demadridi (Silvestri)
Hapljapyx (B.) lizeri (Silvestri)
Hapljapyx (B.) ogloblinii (Silvestri)
Hapljapyx (B.) patagonicus (Silvestri)
Hapljapyx (B.) platensis (Silvestri)
Myxojapyx (B.) riggii (Silvestri)
Merojapyx (B.) spegazzinii (Silvestri)
Evalljapygidae
Evalljapyx lanei (Silvestri)
Parajapygidae
Parajapyx isabellae (Grassi)
Parajapyx grassianus (Silvestri)
Microcoryphia
Meinertellidae
Machilinus (*Neotropolinus*) *abulbiferus* Sturm & Bach de Roca. Cm.
Machilinus (N.) birabeni Wygodzinsky. R.N., Chu., Nq.
Machilinus (*N.*) *inopinatus* Wygodzinsky. Nq.
Machilinus (*N.*) *muntanolae* Wygodzinsky. Nq., Chu.
Machilinus (N.) neotropicalis Wygodzinsky. Mza.
Machiloides appendiculatus (Silvestri). S.C.
Machiloides bruchi Wydgodzinsky. Bs.As.
Machiloides gallardoi Wydgodzinsky. Bs.As.
Machiloides martinezi (Wydgodzinsky). Sal.
Machiloides oglobini (Silvestri). Mnes.
Machiloides platenses (Silvestri). Bs.As.
Neomachilellus sp. (Wygodzinsky). Norte de Argentina.
Patagoniochiloides birabeni (Wygodzinsky). Nq., Chu., S.C.
Zygentoma
Nicoletiidae
Grassiella praestans (Silvestri): Bs. As., Salta; Misiones: Posadas, Iguazú.
Attatelura aethyctera (Wygodzinsky): Tuc.
Nicoletia neotropicalis Silvestri. Mnes, S.Fe (posiblemente del grupo de *Anelpistina* según Mendes, com. pers.)
Nicoletia armata Silvestri. Bs.As., Mnes (posiblemente del grupo de *Anelpistina* según Mendes, com. pers.)
Lepismatidae
Thermobia domestica (Packard). Tuc.
Ctenolepisma longicaudata Escherich. Tuc., Mnes.
Ctenolepisma lineata (Fabricius). Bs.As.
Ctenolepisma pilifera (Lucas). Bs.As.
Heterolepisma andina (Silvestri). Nq., Cm., Mza.
Heterolepisma pampeana (Silvestri). Nq., Bs.As., Cm., S.C., Chu, R.N., Mnes, Cba.
Lepisma saccharina Linneo: Bs.As.
Panlepisma argentina (Silvestri). Entre Monte y Chaco, parte central de Argentina.

ZORAPTERA



Michael S. ENGEL

Division of Entomology, Natural History Museum, and Department of Ecology & Evolutionary Biology, 1501 Crestline Drive - Suite 140, University of Kansas, Lawrence, Kansas 66045-2811, USA.
msengel@ku.edu

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Se presenta un panorama general del poco común orden Zoraptera. A pesar de la existencia de 39 especies vivientes y nueve especies fósiles, ninguna ha sido registrada para la Argentina; no obstante, la presencia de hábitat adecuado en el país. Se espera que exploraciones futuras añadan este orden a la fauna argentina. Se provee información útil para el eventual reconocimiento e identificación de especies encontradas en la Argentina.

Abstract

A general overview of the uncommonly encountered insect order Zoraptera is provided. Although 39 living and nine fossil species are currently documented, none have been recorded yet from Argentina although suitable habitat does exist within the country. It is hoped that future exploration will add this order to the Argentinian fauna. Information is provided to aid the eventual recognition and identification of any species found in Argentina.

Introduction

The order Zoraptera remains one of the least understood and species-poor lineages of insects despite significant work during the nearly 100 years since its initial discovery. Presently there are 39 described living and nine fossil species (Appendix I), although new species are continually discovered and the total modern diversity is likely nearly twice what is known. Several informal names have been employed such as Bodenläuse or angel insects, but none are in common use.

Zorapterans are generally less than 3 mm in total body length with a relatively soft integument that is pale in nymphal stages and typically reddish brown in adults. Individuals of each species occur in two morphs (sometimes referred to as “castes” in earlier literature but should not be confused with the actual castes of truly social insects): eyed and winged forms (alates) that then shed their wings (becoming deälates) after dispersal, and blind and wingless forms (apterons) that predominate in colonies (Fig. 1). As noted, alates have fully developed compound eyes and three ocelli on the vertex, while apterons lack compound eyes and ocelli entirely (Fig. 1). Species are gregarious and live in small aggregations in subcortical habitats of rotting logs. During the life of an aggregation the apteron morph predominates until such time as resources become limiting or the log deteriorates to a condition in which it can no longer support the colony. At this stage a developmental shift occurs and females lay eggs that hatch into alates that then disperse to form new aggregations.

Zorapterans can be quickly recognized by their orthopteroid mouthparts; narrow, paddle-shaped wings; unique pattern of wing venation (Fig. 1); enlarged metafemora with ventral spines (Fig. 2); dimerous tarsi (Fig. 1); unsegmented cerci (except in one fossil species); and lack of an ovipositor. The order can be more thoroughly diagnosed as follows: Adults minute (around 3 mm),

hemimetabolous Neoptera; mouthparts mandibulate; lacinia fused to stipes, lacinia with strong inner, apical tooth; maxillary palpus pentamerous; labial palpus trimerous; distal palpal segment of labial and maxillary palpi larger than preceding palpal articles; prementum divided; prominent postclypeus absent; antennae with nine antennomeres (except in †*Octozoros* where there are eight antennomeres; nymphs also may have fewer antennomeres during development), moniliform; compound eyes and ocelli present in winged forms (alates); lateropleurite and laterosternite differentiated in alates; wings membranous with reduced venation or wings frequently absent, forewings narrow and paddle-shaped owing to reduced anal lobe, forewing with radial, median, and cubital veins fused at base; hind wings smaller than forewings; all wings dehiscent, shed by indefinite basal fracture; coxae large; metafemora stoutly expanded, with stiff spines along ventral surface (*e.g.*, Fig. 2), metatibial depressors greatly developed (versus the greatly developed metatibial levators of saltatorial groups such as Orthoptera); tarsi dimerous, tarsomere I minute, tarsomere II elongate; pretarsal ungues (= claws) simple; abdomen 11-segmented; two abdominal ganglia; cerci present, short, unsegmented (except in †*Z. goeleti* where a weak, distal second segment is evident); ovipositor absent; male genitalia typically asymmetrical, gonostylus absent; female with 4-6 panoistic ovarioles; six Malpighian tubules; gregarious.

Relationships of Zoraptera to other orders of insects have been controversial and conflicting. When first described only apterons were known and Silvestri (1913) accordingly named the order Zoraptera, meaning "truly apterous", and allied the lineage to the Blattaria and Isoptera. Although Tillyard (1926) asserted that Silvestri (1913) classified Zoraptera in the "Apterygota", this is erroneous as the latter specifically stated, "*I Zorapteri devono essere collocati vicino ai Blattoidei e agli Isopteri*..." (Transl.: The Zoraptera should be placed near the [Blattaria] and to the [Isoptera]; Silvestri, 1913: 205). Caudell (1918) went further and considered Zoraptera as a sister to Isoptera, a position advocated by Crampton (1920) and later by Weidner (1969, 1970) and Boudreaux (1979). Alternatively, Hubbard (in Caudell, 1918) suggested an affinity with the Psocoptera, a relative placement supported by several early workers, either placing Zoraptera as a suborder of the aforementioned (e.g., Karny, 1932), as sister to Psocoptera or all Paraneoptera (= Acercaria) (*e.g.*, Crampton, 1921; Hennig, 1953; Kristensen, 1975; Kuznetsova *et al.*, 2002; Beutel & Weide, 2005), or as annectent between "orthopteroids" and paraneopterans (*e.g.*, Gurney, 1938). Tillyard (1926) considered zorapterans as annectent of Isoptera and Psocoptera. As diverse as these hypotheses are the debate and scope of possible relationships has only widened, with studies supporting the order as sister to Thysanoptera (Karny, 1922); near Orthoptera, Phasmatodea, and Embiodea (Kukalová-Peck, 1991); Dermaptera + Dictyoptera (Kukalová-Peck & Peck, 1993); near Dermaptera, Notoptera, and Dictyoptera (Carpenter & Wheeler, 1999); sister to Embiodea (Minet & Bourgoin, 1986; Engel & Grimaldi, 2000, 2002; Grimaldi & Engel, 2005; Yoshizawa, 2007, 2011); sister to Eumetabola (Beutel & Gorb, 2001); sister to Dermaptera (Terry & Whiting, 2005); sister to Dictyoptera (Wheeler *et al.*, 2001; Yoshizawa & Johnson, 2005); and even as the sister group to Holometabola (Rasnitsyn, 1998; Wipfler *et al.*, 2011). Needless to say, such a diversity of opinion highlights the great confusion surrounding and dearth of sufficient information pertinent to Zoraptera. At present, most data appear to support the Zoraptera + Embiodea hypothesis (= Mystroptera) and place the order among the Polyneoptera (Grimaldi & Engel, 2005; Yoshizawa, 2007, 2011: Appendix II).

Zoraptera are of ancient derivation, perhaps diverging from the Embiodea during the Late Triassic or Early Jurassic. Relatively derived species of both orders are

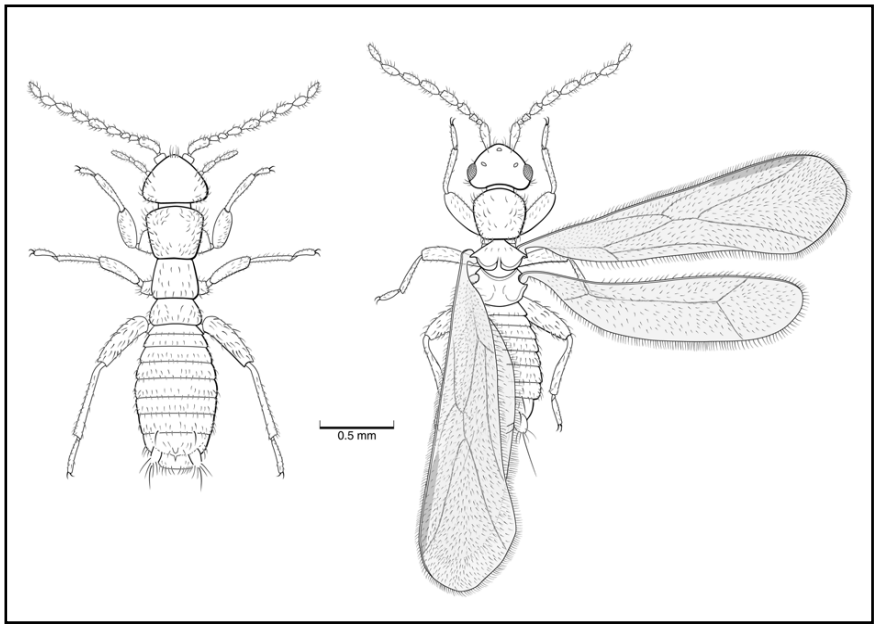


Fig. 1. Generalized dorsal habitus of *Zorotypus hubbardi* Caudell - apteron and alate morphs.

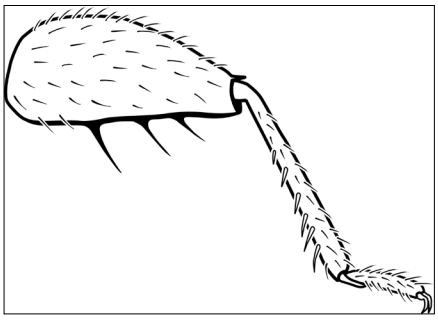


Fig. 2. Hind leg of *Zorotypus huxleyi* Bolívar y Pieltain & Coronado-G depicting stout, ventral metafemoral spines and dimerous tarsus with reduced tarsomere I and more elongate tarsomere II.

known from the middle Cretaceous (Engel & Grimaldi, 2002, 2006) and Mesozoic zorapterans already exhibit the development of dual morphs within species. Indeed, even the modern genus *Zorotypus* was already present in the mid-Cretaceous.

Given the paucity of specialists, the dearth of collections, and the relative infrequency with which most entomologists have encountered species or material of Zoraptera, it is not surprising that few synthetic papers have been produced. Early works on the order of significance include those by Silvestri (1913), Caudell (1918, 1920), Crampton (1920, 1921), and Gurney (1938, 1942a, b). Most papers subsequent to these accounts consisted of little more than distributional records (*e.g.*, Valentine & Wilson, 1949; Amand, 1954; Copeland, 1954; Riegel, 1956, 1957, 1963, 1969; Gurney, 1959; Marsh, 1959; Riegel & Ferguson, 1960; Shetlar, 1967; Mignot & Sillings, 1969; Darst *et al.*, 1974; Mizell & Nebeker, 1976; Cooper, 1976; Aberlenc, 1995), some minor biological notes (*e.g.*, Riegel & Eytalis, 1974; Shetlar, 1978), and isolated species descriptions (*e.g.*, Gurney, 1939; Bolívar y Pieltain, 1940; Weidner, 1976; New, 1978), although anatomical works such as those of Delamare-Debouteville (1951, 1970), Slifer & Sekhon (1978), and Weidner (1969, 1970) began to provide a broader understanding of zorapteran morphology. Recent studies have included more detailed biological and behavioral studies such as those of Valentine (1986) and Choe (1994a, b, 1995, 1997), modeling of zorapteran ecological niches (Hinojosa-Díaz *et al.*, 2006), paleontological studies (Engel & Grimaldi, 2000, 2002; Engel, 2008), and more refined taxonomic, morphological, and phylogenetic treatments (Choe, 1989; New, 1995, 2000; Rasnitsyn, 1998; Engel & Grimaldi, 2000, 2002; Engel, 2000, 2003b, 2007a; Beutel & Weide, 2005; Rafael & Engel, 2006; Rafael *et al.*, 2008; Yoshizawa, 2007; Hünefeld, 2007; Friedrich & Beutel, 2008). Additional summaries on Zoraptera are provided by Riegel (1987), Smithers (1991), Choe (1992), New (1998), Engel (2003a, 2004, 2007b, 2009), Günther (2003), and Costa (2006). The above is not an exhaustive list of the literature on Zoraptera, but provides a diversity of examples of the kind of work that has been done as well as numerous forays into the primary literature of sundry topics. Considerable work remains to be undertaken on Zoraptera and, in particular, field studies and intensive collecting are needed in most regions but notably tropical and subtropical Africa and Asia.

Agricultural importance and public health

Zoraptera are not pests and are of no agricultural importance. Although species nest in decomposing wood, they are not active in the breakdown of the wood and are, as far as is understood, incapable of digesting lignocellulose. Zoraptera will not nest in hardwoods and only inhabit logs long after considerable decomposition has taken place. Similarly, zorapterans are not of concern for public health. Species are not known to vector or serve as intermediate hosts for any pathogens. Accordingly, zorapterans can be considered as truly benign to human agriculture, habitation, and welfare.

Biology

Zorapterans are elusive animals whose biology is poorly documented. Most observations are based on relatively few species and there may be a considerable diversity in zorapteran biology that is as of yet undocumented. Individuals feed principally on fungal hyphae and spores but can also be generalist scavengers or predators, victimizing nematodes, mites, springtails, or other tiny arthropods. Species live in small aggregations in crevices or under the bark of decomposing logs. Colonies will sometimes establish in man-made sawdust piles but these tend not to survive as long as those in logs or stumps. Aggregations are known to consist of anywhere up to about 120 individuals and, while not truly social, they are apparently dependent on their gregarious associations since individuals kept in isolation do not survive for long. Zorapterans spend much of their time grooming either themselves or other individuals and this may serve an "antibiotic" function. Removal of fungal pathogens may be necessary for survival in their subcortical environment and may explain to some degree their colonial lifestyle and why isolated individuals do not survive. Most of the movements in the grooming repertoire are found in other insect orders but some are unique to Zoraptera. Most notable are the movements associated with the cleaning of the posterior sterna, the cerci, and the genital-anal area. This complex action involves the raising of the body on a four-point stance, with both anterior and posterior ends of the body bent downward (perpendicular with the substrate) to meet under the insect and between the middle and the hind legs.

As previously discussed, individuals occur in two morphs (Fig. 1). Apterons predominate during the general life of a colony, whereas dispersive alates (with compound eyes, ocelli, and wings) are less common. Alates are produced as resources become depleted and the colony becomes crowded. Winged females are more common than winged males, suggesting that females perhaps mate prior to dispersal. Colonies evidently are not exclusive as zorapterans do not distinguish between individuals from the same colony and introduced vagrants, thus it may be that colonies may fuse or "adopt" newly arriving alates when locating the same suitable log. Genetic studies are needed to determine degrees of relatedness among individuals and population structure. It may be that zorapteran population structure is similar to that of

some social spiders such as *Stegodyphus sarasinorum* in India or *Stegodyphus dumicola* in Namibia. After arriving at a new log, individuals shed their wings and deälates are often found in young colonies.

Females mate multiple times (with up to eight matings recorded) and with multiple males (up to three multiple mates observed). Prior to copulation, species have complex courtship behaviors which appear to be species specific. The process is begun by the male who strokes the female with his antennae. If the female reciprocates with similar antennal signals, the male initiates courtship displays during which his head and a portion of his neck are extended, perhaps emitting chemical cues (but this has not been investigated). If the female approaches, the male secretes fluids from the fontanelle (which is the opening on the vertex for a cephalic gland), which she ingests while the male and female bend their abdomens toward one another. Copulation is initiated by the linking of the male to the female via a mating hook located medially on his 10th abdominal tergum (females have a small groove into which the hook is placed on their 8th sternum). Once the hook is coupled with the female, the male inverts himself, assuming an upside-down position and facing away from the female. Females lay a few eggs at a time and may perhaps lay 10-30 eggs over the course of her lifetime, although observations are scant and based on only a few species. The number of nymphal instars is estimated to be either four or five.

Zorapterans are principally distributed pantropically with only four species occurring north of the Tropic of Cancer (23.5°N): *Zorotypus hubbardi* widespread in the eastern half of the United States, *Z. snyderi* in Florida, U.S.A., and *Zorotypus sinensis* and *Zorotypus medoensis* in Tibet. The record of an unidentified species of *Zorotypus* in honey bee (*Apis mellifera* L.) colonies from Iran is assuredly a misidentification with psocopterans (Mossadegh, 1995). Aside from the aforementioned four species, all zorapterans are tropical or subtropical. Although species have at times been considered highly endemic owing to an assumption of poor dispersal abilities, this notion is being challenged by new localities records which demonstrate that several species have relatively large distributions (e.g., New, 2000; Engel, 2001; Engel & Falin, 2008). Indeed, the most widely studied species, *Z. hubbardi*, has a remarkably large range in the United States (*e.g.*, Hinojosa-Díaz *et al.*, 2006). Such evidence demonstrates that species have some degree of dispersal ability so as to maintain specific integrity over these distances. Furthermore, the presence of zorapterans on isolated islands of relatively recent geological age indicates some dispersal capabilities. Indeed, at the extremes of zorapteran distribution there may be a regular flux of immigrants in and out of areas and zorapteran populations may be quite mobile. For example, most of the northernmost records for *Z. hubbardi* in North America are from sawdust piles rather than natural logs suggesting that the distribution in regions with considerable winter frosts may be artificially supported by human activity. Those few records from natural logs may represent seasonal migration into the area during warm months followed by local population crashes, for those colonies not supported by artificial heat sources (*e.g.*, lumber yards), during winter months. Regardless, current evidence indicates that species are well capable of dispersal.

Key to supraspecific taxa of Zoraptera

The order contains a single family, Zorotypidae, with two genera: *Zorotypus* and †*Xenozorotypus*, the latter known only from the middle Cretaceous of Myanmar (Engel & Grimaldi, 2002). While some authors have attempted to segregate the modern species of *Zorotypus* into multiple genera (*e.g.*, Kukalová-Peck & Peck, 1993; Chao & Chen, 2000), these have all resulted in artificial groups and render *Zorotypus* s.str. paraphyletic (Engel & Grimaldi, 2000). All such "genera" are now considered synonyms of *Zorotypus* (Engel & Grimaldi, 2000). Certainly groupings of species are diagnosable (e.g., Engel, 2003b; Rafael *et al.*, 2008) and these are best considered species groups of a more broadly defined *Zorotypus* until such time as the global diversity of zorapterans is more fleshed out and relationships stabilized. At that time the utility of a multigeneric system should be re-evaluated and the possible reinstatement of currently synonymized genus-group names for monophyla established. The following key is based on putative relationships for living and fossil Zoraptera and broad concepts for the supraspecific groups. All living species fall into *Zorotypus* (*Zorotypus*).

1- Empodium of meta-pretarsus variable; hind wing without M_{3+4}; male mating hook not greatly enlarged, less than one-half cercal length; metafemur with shallow ventral depression or weakly concave ventral surface along length; metatibia without small basal spine on inner surface (*Zorotypus*).....2
- Empodium of meta-pretarsus strong, slightly expanded; hind wing with M_{3+4} present; male mating hook greatly enlarged (one-half cercal length); metafemur with exceptionally deep ventral furrow in basal half; metatibia with small basal spine on inner surface (mid-Cretaceous; Myanmar).....†*Xenozorotypus*

2- Adult antenna with eight antennomeres; jugate setae of forewing present along middle third of posterior margin (Early to mid-Cretaceous; Jordan, Myanmar).....subgenus †*Octozoros*
- Adult antenna with nine antennomeres; jugate setae absent (Miocene and Extant; pantropical).... .....subgenus *Zorotypus*

Zoraptera of Argentina

To date no species of Zoraptera have been recorded from Argentina. Nonetheless, species are likely to occur in at least some of the northern states of the country. Extensive collection in suitably decomposed logs is needed throughout Argentina. Wilson (1959) went so far as to identify a "Zoraptera stage" in decomposition whereby logs can be torn through by hand easily or with an ordinary garden tool. Naturally-formed spaces in such logs that are not reached by light will typically harbor zorapteran colonies. Once the wood is disturbed individuals will quickly scatter to avoid detection. Given that the frequently reddish brown coloration of adults are often

difficult to see among the crumbling wood substrate, fogging with a general insecticide prior to dissecting a log can aid collection. Individuals are best preserved in ethanol but slide-mounted specimens are also valuable for careful examination via compound microscopy. After a successful "search-image" is developed for locating zorapteran habitat, then species are typically not difficult to locate. In fact, the purported rarity of zorapterans may be only the result of poor collecting rather than any true scarcity. Certainly some species are uncommon but overall the actual abundance of the order does not live up to its reputation for scant occurrence.

Unfortunately, very few specialists are currently working on Zoraptera anywhere in the world. Some of the principal specialists currently active are José A. Rafael (Brazil), Timothy R. New (Australia), and Kazunori Yoshizawa (Japan). Presently no individual in Argentina specializes on the study of Zoraptera.

Acknowledgements

To S. L. Taliaferro for preparing the line illustrations presented herein, to the Editors for inviting me to contribute to this special volume, and to I. A. Hinojosa-Díaz for translating my abstract into Spanish. Support for Taliaferro's work was provided by the Engel Illustration Fund of the University of Kansas College of Liberal Arts & Sciences. This is a contribution of the Division of Entomology, University of Kansas Natural History Museum.

Literature cited

ABERLENC, H.-P. 1995. Un nouvel ordre d'insectes en Guyane française: Les Zoraptères. *L'Entomologiste* 51(1): 37-38.

AMAND, W.S. 1954. Records of the order Zoraptera from South Carolina. *Ent. News* 65: 131.

ARILLO, A. & M.S. ENGEL. 2006. Rock crawlers in Baltic amber (Notoptera: Mantophasmatodea). *Amer. Mus. Novit.* 3539: 1-10.

BEEBE, W. 1925. Studies of a tropical jungle; one quarter of a square mile of jungle at Kartabo, British Guiana. *Zoologica* 6: 5-193.

BEUTEL, R.G. & S.N. GORB. 2001. Ultrastructure of attachment specializations of hexapods (Arthropoda): Evolutionary patterns inferred from a revised ordinal phylogeny. *J. Zool. Syst. Evol. Res.* 39(4): 177-207.

BEUTEL, R.G. & D. WEIDE. 2005. Cephalic anatomy of *Zorotypus hubbardi* (Hexapoda: Zoraptera): New evidence for a relationship with Acercaria. *Zoomorphology* 124: 121-136.

BOLÍVAR Y PIELTAIN, C. 1940. Estudio de un nuevo zoráptero de México. *An. Esc. Nac. Cienc. Biol.* 1(3-4): 515-522.

BOUDREAUX, H.B. 1979. *Arthropod phylogeny with special reference to insects*. Wiley Interscience, New York.

CARPENTER, J.M. & W.C. WHEELER. 1999. Cladística numérica, análisis simultáneo y filogenia de hexápodos. *Bol. Soc. Entomol. Aragon.* 26: 333-346.

CAUDELL, A.N. 1918. *Zorotypus hubbardi*, a new species of the order Zoraptera from the United States. *Can. Entomol.* 50: 375-381.

CAUDELL, A.N. 1920. Zoraptera not an apterous order. *Proc. Entomol. Soc. Washington* 22(5): 84-97.

CHAO, R.-F. & C.-S. CHEN. 2000. *Formosozoros newi*, a new genus and species of Zoraptera (Insecta) from Taiwan. *Pan-Pac. Entomol.* 76(1): 24-27.

CHOE, J.C. 1989. *Zorotypus gurneyi*, new species, from Panama and redescription of *Z. barberi* Gurney (Zoraptera: Zorotypidae). *Ann. Entomol. Soc. Amer.* 82(2): 149-155.

CHOE, J.C. 1992. Zoraptera of Panama with a review of the morphology, systematics, and biology of the order. *In*: Quintero, D., & A. Aiello (ed.), *Insects of Panama and Mesoamerica: Selected studies*, Oxford University Press, Oxford, pp. 249-256.

CHOE, J.C. 1994a. Sexual selection and mating system in *Zorotypus gurneyi* Choe (Insecta: Zoraptera). I. Dominance hierarchy and mating success. *Behav. Ecol. Sociobiol.* 34: 87-93.

CHOE, J.C. 1994b. Sexual selection and mating system in *Zorotypus gurneyi* Choe (Insecta: Zoraptera). II. Determinants and dynamics of dominance. *Behav. Ecol. Sociobiol.* 34: 233-237.

CHOE, J.C. 1995. Courtship feeding and repeated mating in *Zorotypus barberi* (Insecta: Zoraptera). *Anim. Behav.* 49: 1511-1520.

CHOE, J.C. 1997. The evolution of mating systems in the Zoraptera: Mating variations and sexual conflicts. *In*: Choe, J.C., & B.J. Crespi (eds.), *The evolution of mating systems in insects and arachnids*, Cambridge University Press, Cambridge, pp. 130-145.

COOPER, C.M. 1976. New Alabama records for *Zorotypus hubbardi* Caudell (Zoraptera). *Entomol. News* 87(1-2): 57.

COPELAND, T.P. 1954. New southeastern records for *Zorotypus hubbardi* Zoraptera. *Entomol. News* 65: 98-99.

COSTA, J.T. 2006. *The Other Insect Societies*. Harvard University Press, Cambridge.

CRAMPTON, G.C. 1920. Some anatomical details of the remarkable winged zorapteron, *Zorotypus hubbardis* [sic] Caudell, with notes on its relationships. *Proc. Entomol. Soc. Washington* 22: 98-106.

CRAMPTON, G.C. 1921. A further comparison of the wings of Zoraptera, psocids, and aphids, from the standpoint of phylogeny. *Can. Entomol.* 53: 110-117.

DARST, P.H., C.M. COOPER, R.N. PAUL & J.P. STEEN. 1974. New Mississippi records for *Zorotypus hubbardi* (Zoraptera). *Entomol. News* 85: 224.

DELAMARE-DEBOUTTEVILLE, C. 1951. Caracteres sexuels cephaliques de type intermédiaire chex les mâles aptères de *Zorotypus Delamarei* [sic] Paulian. *Natur. Malg.* 3: 37-38.

DELAMARE-DEBOUTTEVILLE, C. 1970. Zoraptera. *In*: Tuxen, S.L. (ed.), *Taxonomist's glossary of genitalia in insects*, Munksgaard, Copenhagen, pp. 46-49.

DENIS, R. 1932. Presentation d'un Zoraptère d'Indo-China. *Procès-verbaux, V^e Congrès International d'Entomologie, Paris [Travaux]* 2: 109-110.

DENIS, R. 1949. Ordre des Zoraptères (Zoraptera Silvestri, 1913). *In*: Grassé, P.-P. (ed.), *Traité de Zoologie: Anatomie, Systématique, Biologie; Tome IX; Insectes: Paléontologie, Géonémie, Insectes Inférieurs, Coléoptères*, Masson, París, pp. 545-555.

ENGEL, M.S. 2000. A new *Zorotypus* from Peru, with notes on related neotropical species (Zoraptera: Zorotypidae). *J. Kansas Entomol. Soc.* 73(1): 11-20.

ENGEL, M.S. 2001. New neotropical records for three *Zorotypus* species (Zoraptera: Zorotypidae). *Entomol. News* 112(4): 278-280.

ENGEL, M.S. 2003a. Zoraptera. *In*: Resh, V.H., & R.T. Cardé (eds.), *Encyclopedia of insects*, Academic Press, New York, pp. 1201-1203.

ENGEL, M.S. 2003b. Phylogeny of the Zoraptera. *Entomol. Abhandl.* 61(2): 147-148.

ENGEL, M.S. 2004. Zoraptera. *In*: Llorente-Bousquets, J.E., J.J. Morrone, O. Yáñez-Ordóñez, & I. Vargas-Fernández (eds.), *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*, Volumen IV, Universidad Nacional Autónoma de México, México D.F., pp. 637-640.

ENGEL, M.S. 2007a. The Zorotypidae of Fiji (Zoraptera). *Bishop Mus. Occas. Pap.* 91: 33-38.

ENGEL, M.S. 2007b. Zoraptera. *In*: *McGraw-Hill Encyclopedia of Science and Technology* [10th Edition, Volume 19], McGraw-Hill, New York, pp. 778-779.

ENGEL, M.S. 2008. A new apterous *Zorotypus* in Miocene amber from the Dominican Republic (Zoraptera: Zorotypidae). *Acta Entomol. Sloven.* 16(2): 127-136.

ENGEL, M.S. 2009. Zoraptera. *In*: Resh, V.H., & R.T. Cardé (eds.), *Encyclopedia of Insects* [2nd Edition], Academic Press, New York, pp. 1069-1070.

ENGEL, M.S. & Z.H. FALIN. 2008. The zorapteran *Zorotypus huxleyi* in Guyana (Zoraptera: Zorotypidae). *J. Kansas Entomol. Soc.* 81(4): 394-395.

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 Geol. Hisp.* 35(1-2): 149-164.

ENGEL, M.S. & D.A. GRIMALDI. 2002. The first Mesozoic Zoraptera (Insecta). *Amer. Mus. Novit.* 3362: 1-20.

ENGEL, M.S. & D.A. GRIMALDI. 2006. The earliest webspinners (Insecta: Embiodea). *Amer. Mus. Novit.* 3514: 1-15.

FRIEDRICH, F. & R.G. BEUTEL. 2008. The thorax of *Zorotypus* (Hexapoda, Zoraptera) and a new nomenclature for the musculature of Neoptera. *Arthr. Struct. Devel.* 37(1): 29-54.

GRIMALDI, D. & M.S. ENGEL. 2005. *Evolution of the insects*. Cambridge University Press, Cambridge.

GÜNTHER, K.K. 2003. Ordnung Zoraptera, Bodenläuse. *In*: Dathe, H.H. (ed.), *Lehrbuch der Speziellen Zoologie, 2. Auflage, Band I: Wirbellose Tiere, 5. Teil: Insecta*, Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg, pp. 291-295.

GURNEY, A.B. 1938. A synopsis of the order Zoraptera, with notes on the biology of *Zorotypus hubbardi* Caudell. *Proc. Entomol. Soc. Washington* 40(3): 57-87.

GURNEY, A.B. 1939. A new species of Zoraptera from Fiji. *Occas. Pap. Bernice P. Bishop Mus.* 15(14): 161-165.

GURNEY, A.B. 1942a. The study and collecting of Zoraptera. *Ward's Nat. Sci. Bull.* 15(3): 43-46.

GURNEY, A.B. 1942b. The study and collecting of Zoraptera. *Ward's Nat. Sci. Bull.* 15(4): 69-71.

GURNEY, A.B. 1959. New distribution records for *Zorotypus hubbardi* Caudell (Zoraptera). *Proc. Entomol. Soc. Washington* 61(4): 183-184.

HENNIG, W. 1953. Kritische Bemerkungen zum phylogenetischen System der Insekten. *Beitr. Entomol.* 3: 1-85.

HINOJOSA-DÍAZ, I.A., E. BONACCORSO & M.S. ENGEL. 2006. The potential distribution of *Zorotypus hubbardi* Caudell (Zoraptera: Zorotypidae) in North America, as predicted by ecological niche modeling. *Proc. Entomol. Soc. Washington* 108(4): 860-867.

HÜNEFELD, F. 2007. The genital morphology of *Zorotypus hubbardi* Caudell, 1918 (Insecta: Zoraptera: Zorotypidae). *Zoomorphology* 126: 135-151.

KARNY, H.H. 1922. Zorapteren aus Süd-Sumatra. *Treubia* 3: 14-37.

KARNY, H.H. 1932. Psocoptera. *Ins. Samoa* 7: 117-129.

KRISTENSEN, N.P. 1975. The phylogeny of hexapod "orders". A critical review of recent accounts. *Zeitschr. Zool. Syst. Evolutionsforsch.* 13: 1-44.

KUKALOVÁ-PECK, J. 1991. Fossil history and the evolution of hexapod structures. *In*: Naumann, I.D. (ed.), *The insects of Australia: A textbook for students and research workers* [vol. 1, 2nd Edition], Cornell University Press, Ithaca, pp. 141-179.

KUKALOVÁ-PECK, J. & S.B. PECK. 1993. Zoraptera wing structures: Evidence for new genera and relationship with the blattoid orders (Insecta: Blattoneoptera). *Syst. Entomol.* 18(4): 333-350.

KUZNETSOVA, V.G., S. NOKKALA & D.E. SHCHERBAKOV. 2002. Karyotype, reproductive organs, and pattern of gametogenesis in *Zorotypus hubbardi* Caudell (Insecta: Zoraptera, Zorotypidae), with discussion on relationships of the order. *Can. J. Zool.* 80: 1047-1054.

MARSH, T.G. 1959. Northern extension of *Zorotypus hubbardi* Caudell in Ohio (Zoraptera). *Amer. Midland Natur.* 62(2): 511.

MASHIMO, Y., K. YOSHIZAWA, M.S. ENGEL, I.A. GHANI, R. DALLAI, R.G. BEUTEL & R. MACHIDA. 2013. Zorotypus in Peninsular Malaysia (Zoraptera: Zorotypidae), with the description of three new species. *Zootaxa* 3717(4): 498–514.

MIGNOT, E.C. & J.O. SILLINGS. 1969. Winter occurrence of *Zorotypus hubbardi* (Zoraptera) in Tippecanoe County, Indiana. *Michigan Entomol.* 2(3-4): 72-73.

MINET, J. & T. BOURGOIN. 1986. Phylogenie et classification des Hexapodes (Arthropoda). *Cah. Liaison, O.P.I.E.* 20: 23-28.

MIZELL, R.F. & T.E. NEBEKER. 1976. New Mississippi records of *Zorotypus hubbardi* Caudell (Zoraptera). *Entomol. News* 87(1-2): 58.

MOSSADEGH, M.S. 1995. Insects associated with honeybee, *Apis mellifera* L., hives in Iran. *J. Agric. Sci., Islamic Azad Univ.* 1: 21-27, 98. [In Farsi, with English summary]

NEW, T.R. 1978. Notes on Neotropical Zoraptera, with descriptions of two new species. *Syst. Entomol.* 3(4): 361-370.

NEW, T.R. 1995. The order Zoraptera (Insecta) from Christmas Island, Indian Ocean. *Invert. Taxon.* 9: 243-246.

NEW, T.R. 1998. Zoraptera. *In*: Houston, W.W.K., & A. Wells (eds.), *Zoological Catalogue of Australia, Volume 23: Archaeognatha, Zygentoma, Blattodea, Isoptera, Mantodea, Dermaptera, Phasmatodea, Embioptera, Zoraptera*, CSIRO, Melbourne, pp. 393-395.

NEW, T.R. 2000. Zoraptera (Insecta) in East Malaysia: Notes on *Zorotypus caudelli* Karny. *Oriental Ins.* 34: 77-82.

RAFAEL, J.A. & M.S. ENGEL. 2006. A new species of *Zorotypus* from central Amazonia, Brazil (Zoraptera: Zorotypidae). *Amer. Mus. Novit.* 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). *Trans. Kansas Acad. Sci.* 111(3-4): 193-202.

RASNITSYN, A.P. 1998. On the taxonomic position of the insect order Zorotypida = Zoraptera. *Zool. Anz.* 237(2-3): 185-194.

RIEGEL, G.T. 1956. Zoraptera from Missouri. *Entomol. News* 67: 188.

RIEGEL, G.T. 1957. The range of *Zorotypus hubbardi* with an Illinois record. *Trans. Illinois St. Acad. Sci.* 50: 265-266.

RIEGEL, G.T. 1963. The distribution of *Zorotypus hubbardi* (Zoraptera). *Ann. Entomol. Soc. Amer.* 56: 744-747.

RIEGEL, G.T. 1969. More Zoraptera records. *Proc. North Central Branch Entomol. Soc. Amer.* 23(2): 125-126.

RIEGEL, G.T. 1987. Order Zoraptera. *In*: Stehr, F.W. (ed.), *Immature insects*, Kendall Hunt, Dubuque, pp. 184-185.

RIEGEL, G.T. & S.J. EYTALIS. 1974. Life history studies on Zoraptera. *Proc. North Central Branch Entomol. Soc. Amer.* 29: 106-107.

RIEGEL, G.T. & M.B. FERGUSON. 1960. New state records of Zoraptera. *Entomol. News* 71: 213-216.

RYN-TOURNEL, J., van. 1971. Présence de l'ordre des zoraptères au Congo et description de *Zorotypus congensis* sp. n. *Rev. Zool. Bot. Afr.* 83(1-2): 100-110.

SHETLAR, D.J. 1967. New distribution records of Zoraptera (Insecta) in Oklahoma. *Proc. Oklahoma Acad. Sci.* 48: 104-105.

SHETLAR, D.J. 1978. Biological observations on *Zorotypus hubbardi* Caudell (Zoraptera). *Entomol. News* 89(9-10): 217-223.

SILVESTRI, F. 1913. Descrizione di un nuovo ordine di insetti. *Boll. Lab. Zool. Gen. Agr. Portici* 7: 193-209.

SLIFER, E.H. & S.S. SEKHON. 1978. Structures on the antennal flagellum of *Zorotypus hubbardi* (Insecta, Zoraptera). *Not. Nat.* 453: 1-8.

SMITHERS, C.N. 1991. Zoraptera. *In*: Naumann, I.D. (ed.), *The insects of Australia: A textbook for students and research workers* [vol. 1, 2nd Edition], Cornell University Press, Ithaca, pp. 410-411.
TERRY, M.D. & M.F. WHITING. 2005. Mantophasmatodea and phylogeny of the lower neopterous insects. *Cladistics* 21(3): 240-257.
TILLYARD, R.J. 1926. *The Insects of Australia and New Zealand*. Angus & Robertson, Sydney.
VALENTINE, B.D. 1986. Grooming behavior in Embioptera and Zoraptera (Insecta). *Ohio J. Sci.* 86(4): 150-152.
VALENTINE, B.D. & E.O. WILSON. 1949. Records of the order Zoraptera from Alabama. *Entomol. News* 60: 180-181.
WEIDNER, H. 1969. Die Ordnung Zoraptera order Bodenläuse. *Entomol. Zeitschr.* 79: 29-51.
WEIDNER, H. 1970. Zoraptera (Bodenläuse). *Handb. Zool.* 4: 1-12.
WEIDNER, H. 1976. Eine neue *Zorotypus*-Art von den Galapagoinseln, *Zorotypus leleupi* sp.n. (Zoraptera). *Miss. Zool. Belge Îles Galapagos Ecuador* 3: 161-176.
WHEELER, W.C., M.[F.] WHITING, Q.D. WHEELER & J.M. CARPENTER. 2001. The phylogeny of the extant hexapod orders. *Cladistics* 17: 113-169, 403-404 [errata].
WILSON, E.O. 1959. Some ecological characteristics of ants in New Guinea rain forests. *Ecology* 40: 437-447.
WIPFLER, B., R. MACHIDA, B. MÜLLER & R.G. BEUTEL. 2011. On the head morphology of Grylloblattodea (Insecta) and the systematic position of the order, with a new nomenclature for the head muscles of Dicondylia. *Syst. Entomol.* 36(2): 241-266.
YOSHIZAWA, K. 2007. The Zoraptera problem: Evidence for Zoraptera + Embiodea from the wing base. *Syst. Entomol.* 32(2): 197-204.
YOSHIZAWA, K. 2011. Monophyletic Polyneoptera recovered by the wing base structure. *Syst. Entomol.* 36(3): 377-394.
YOSHIZAWA, K. & K.P. JOHNSON. 2005. Aligned 18S for Zoraptera (Insecta): Phylogenetic position and molecular evolution. *Molec. Phylog. Evol.* 37(2): 572-580.
ZAYAS, F., de. 1974. *Entomofauna cubana: Tópicos entomológicos a nivel medio para uso didáctico*. Editorial Científico-Técnica, Instituto Cubano del Libro [19], Havana.

Appendix 1. Checklist of world Zoraptera (updated and modified from Rafael & Engel, 2006, and Mashimo *et al.*, 2013). Note that *Zorotypus machadoi*, reported from Angola, is a *nomen nudum* (Delamare-Deboutteville, 1951). Additional records for unidentified species are from Cuba, Guyana, and Vietnam (Beebe, 1925; Denis, 1932, 1949; Gurney, 1938; Zayas, 1974).

Species	Sexes Known[1]	Alates Known	Nymphs Known	Geographical Records
AFRICA				
Z. congensis Ryn-Tournel	♂[2]	No	Yes	DR Congo (Zaïre)
Z. delamarei Paulian	♂♀	Yes	No	Madagascar
Z. guineensis Silvestri	♂♀	No	No	Ghana, Guinea, Côte d'Ivoire
Z. vinsoni Paulian	♂♀	Yes	No	Mauritius
ASIA & OCEANIA				
†*X. burmiticus* Engel & Grimaldi	♂	Yes	No	Myanmar (Cretaceous)
†*Z. acanthothorax* Engel & Grimaldi	♂	Yes	No	Myanmar (Cretaceous)
Z. buxtoni Karny	?	No	No	Samoa
Z. caudelli Karny	♂♀	Yes	Yes	Indonesia (Sumatra); Malaysia (Sabah)
Z. cervicornis Mashimo, Yoshizawa, & Enge	♂♀	No	No	Peninsular Malaysia
Z. ceylonicus Silvestri	♀	No	Yes	Sri Lanka
†*Z. cretatus* Engel & Grimaldi	?	No	No	Myanmar (Cretaceous)
†*Z. hudae* (Kaddumi)	♂	Yes	No	Jordan (Cretaceous)
Z. impolitus Mashimo, Engel, Dallai, Beutel, & Machida	♂♀	Yes	No	Peninsular Malaysia
Z. javanicus Silvestri	♀	No	Yes	Indonesia (Java)
Z. lawrencei New	♀	Yes[3]	No	Christmas Island
Z. leleupi Weidner	♀	No	Yes	Galapagos Islands
Z. magnicaudelli Mashimo, Engel, Dallai, Beutel, & Machida	♂♀	Yes	No	Peninsular Malaysia
Z. medoensis Hwang	♂♀	Yes	No	Tibet
†*Z. nascimbenei* Engel & Grimaldi	♀	Yes	No	Myanmar (Cretaceous)
Z. newi (Chao & Chen)	♀	No	No	Taiwan
Z. novobritannicus Terry & Whiting	♂♀	Yes	Yes	Papua New Guinea

Z. philippinensis Gurney	♀	Yes[3]	No	Philippines
Z. sechellensis Zompro	♂	Yes	No	Seychelles
Z. silvestrii Karny	?	No	Yes	Indonesia (Mentawai)
Z. sinensis Hwang	♂	No	No	Tibet
Z. swezeyi Caudell	♀	Yes	No	United States (Hawai'i)
Z. zimmermani Gurney	♂♀	Yes	No	Fiji
NORTH AMERICA *s.str.* (Canada, U.S.A., México)				
Z. hubbardi Caudell	♂♀	Yes	Yes	United States
Z. mexicanus Bolívar y Pieltain	♂♀	Yes[3]	No	México
Z. snyderi Caudell	♂♀	Yes	Yes	United States (Florida), Jamaica
CENTRAL & SOUTH AMERICA				
†*Z. absonus* Engel	♂	Yes	No	Dominican Republic (Miocene)
Z. amazonensis Rafael & Engel	♂♀	Yes	Yes	Brazil
Z. barberi Gurney	♂♀	Yes	Yes	Costa Rica, Dominican Republic, Puerto Rico, French Guiana, Panamá, Trinidad, Venezuela
Z. brasiliensis Silvestri	♀	Yes	Yes	Brazil
Z. caxiuana Rafael, Godoi, & Engel	♂♀	Yes	Yes	Brazil
Z. cramptoni Gurney	♂♀	No	Yes	Guatemala
†*Z. goeleti* Engel & Grimaldi	♀	Yes	No	Dominican Republic (Miocene)
Z. gurneyi Choe	♂♀	Yes	Yes	Costa Rica, Panamá
Z. hamiltoni New	♂♀	Yes[3]	No	Colombia
Z. huxleyi Bolívar y Pieltain & Coronado-G.	♂♀	No	No	Brazil, Peru, Guyana
Z. juninensis Engel	♂♀	No	Yes	Peru
Z. longicercatus Caudell	?	No	Yes	Jamaica
Z. manni Caudell	♀	Yes[3]	No	Bolivia, Peru
†*Z. mnemosyne* Engel	♀	No	No	Dominican Republic (Miocene)
Z. neotropicus Silvestri	♀	No	Yes	Costa Rica
†*Z. palaeus* Poinar	♀	No	No	Dominican Republic (Miocene)
Z. shannoni Gurney	♂	Yes	No	Brazil
Z. weidneri New	♂♀	No	No	Brazil

[1] While males are recorded for many species, critical features of vertex and male terminalia have largely been overlooked and thus the vast majority of these species require new study.
[2] Ryn-Tournel (1971) did not indicate the gender of her material; however, in her figures she clearly depicts a fontanelle on the vertex indicating that her specimen was a male.
[3] While the holotype specimens for *Z. lawrencei* New, *Z. manni* Caudell, and *Z. philippinensis* Gurney and paratypes for *Z. hamiltoni* New and *Z. mexicanus* Bolívar y Pieltain are alates, the individuals had become deälate prior to capture and therefore the wing venation for these species remains unknown.

Appendix 2. One current hierarchical classification of Neoptera, focusing on Polyneoptera (Arillo & Engel, 2006; Rafael *et al.*, 2008).

Supercohort POLYNEOPTERA Martynov
"†Protorthoptera" Handlirsch (stem-group Polyneoptera)
Cohort Anartioptera Engel
Magnorder Polyplecoptera Arillo & Engel
Superorder Plecopterida Boudreaux
"†Permoplecoptera" Martynov
Order Plecoptera Burmeister
Suborder Antarctoperlaria Zwick
Suborder Arctoperlaria Zwick
Mirorder Mystroptera Engel
Order Embiodea Kusnezov
=Embioptera Shipley
=Embiidina Enderlein
Suborder Clothododea Engel
Suborder Neoembiodea Engel & Grimaldi
Order Zoraptera Silvestri
Magnorder Polyorthoptera Engel & Grimaldi
Superorder Dermapterida Boudreaux

"†Protelytroptera" Tillyard
Order Dermaptera De Geer
Suborder †Archidermaptera Bey-Bienko
Suborder †Eodermaptera Engel
Suborder Neodermaptera Engel
Superorder Orthopterida Boudreaux
=Archaeorthoptera Béthoux & Nel
"†Eoblattoptera" Engel (=Eoblattida)
Order †Cnemidolestodea Handlirsch
Grandorder Notopterodea Arillo & Engel
Order Notoptera Crampton
=Lathonomeria Terry
=Xenonomia Terry & Whiting
=Chimaeroptera Uchifune & Machida
Suborder Grylloblattodea Brues & Melander
Suborder Mantophasmatodea Zompro & *al*.
Grandorder Panorthoptera Crampton
Order †Geraroptera Engel (=Gerarida)
Order †Glosselytrodea Martynov
Order †Caloneurodea Handlirsch
Order Orthoptera Olivier (incl. †Titanoptera Sharov)
Suborder Ensifera Chopard
Suborder Caelifera Ander
Mirorder Holophasmatodea Grimaldi & Engel
"†Aeroplanoptera" Tillyard and †Chresmododea Martynov
Order Phasmatodea Brunner van Wattenwyl
Suborder Timematodea Kevan
Suborder Euphasmatodea Bradler
Cohort Dictyoptera Leach
"†Blattodea" Brunner van Wattenwyl (stem-group Dictyoptera)
Order "Blattaria" Burmeister
Order Isoptera Brullé
Suborder Euisoptera Engel, Grimaldi, & Krishna
Order Mantodea Burmeister
Suborder Neomantodea Grimaldi
Supercohort EUMETABOLA Hennig
Cohort Paraneoptera Martynov (=Acercaria Börner)
Cohort Holometabola Burmeister (=Endopterygota Sharp)

PHASMATODEA

***M. Cecilia DOMÍNGUEZ**
****Alejandro VERA**

* Laboratorio de Entomología, IADIZA, CCT Mendoza CC: 507, CP: 5500, Mendoza Argentina.
mcdomin@mendoza-conicet.gob.ar

** Universidad Metropolitana de Ciencias de la Educación, depto. Biología, Av. José Pedro Alessandri 774, Ñuñoa, Santiago, Chile.
alveras2@gmail.com

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Los Phasmatodea, conocidos como insectos hoja o insectos palo, son un grupo poco estudiado en la Argentina. Dieciséis especies se han citado para Argentina, cinco corresponden al género *Agathemera*, llamadas comúnmente "chinches molle" o "tabolangos", y encontradas principalmente en las regiones australes y andinas de Argentina y Chile. Las restantes 10 especies se han descripto a partir de especímenes recolectados en el norte del país, en Jujuy, Chaco, Misiones y Salta. Si bien la fauna austral es bien conocida, los estudios de la región norte de Argentina datan de principios de 1900 y no se han realizado nuevas prospecciones desde entonces. El investigador que más aportó al conocimiento de este grupo en América del Sur austral fue Ariel Camousseight de Chile, quien describió numerosas especies y realizó importantes revisiones y estudios biológicos. En este capítulo se entrega por primera vez una compilación de la información taxonómica de Phasmatodea disponible para Argentina. Se mencionan rasgos biológicos conspicuos del grupo, se presenta una clave dicotómica para identificar los géneros del orden y un listado de las especies citadas para la Argentina.

Abstract

Phasmatodea, known as stick or leaf insects, are a poorly studied group in Argentina. Sixteen species have been cited for Argentina, five of which belong to the genus *Agathemera*, and are commonly called "chinches molle" or "tabolangos", and are found in austral and Andean regions of Argentina and Chile. The remaining 10 species have been described from specimens collected in the northern regions of the country, in Jujuy, Chaco, Misiones, and Salta. Although the austral fauna is well known, studies of the fauna of the northern region of Argentina are mostly from the early 1900s and there have not been any new prospecting since then. The most important researcher of this group in southern South America was Ariel Camousseight from Chile. He described many species and published important revisions and biological studies. In this chapter the first compilation of available taxonomic information for Phasmatodea in Argentina is given. Biological information, a key to the genera, and a list of species cited for Argentina are presented.

Introducción

Los Phasmatodea son insectos terrestres, nocturnos y fitófagos que se encuentran en casi todos los ecosistemas tropicales y templados (Günther, 1953; Bedford, 1978). Se han descrito más de 3000 especies (Bragg, 1995), sin embargo, este número es incierto ya que algunos nombres son sinónimos, y muchas especies nuevas no han sido formalmente descritas. Son de apariencia muy variable, conocidos como "insectos palo" o "insectos hoja". Generalmente están altamente camuflados, muchas especies parecen brotes de plantas o pueden semejar estar cubiertos de líquenes, hongos,

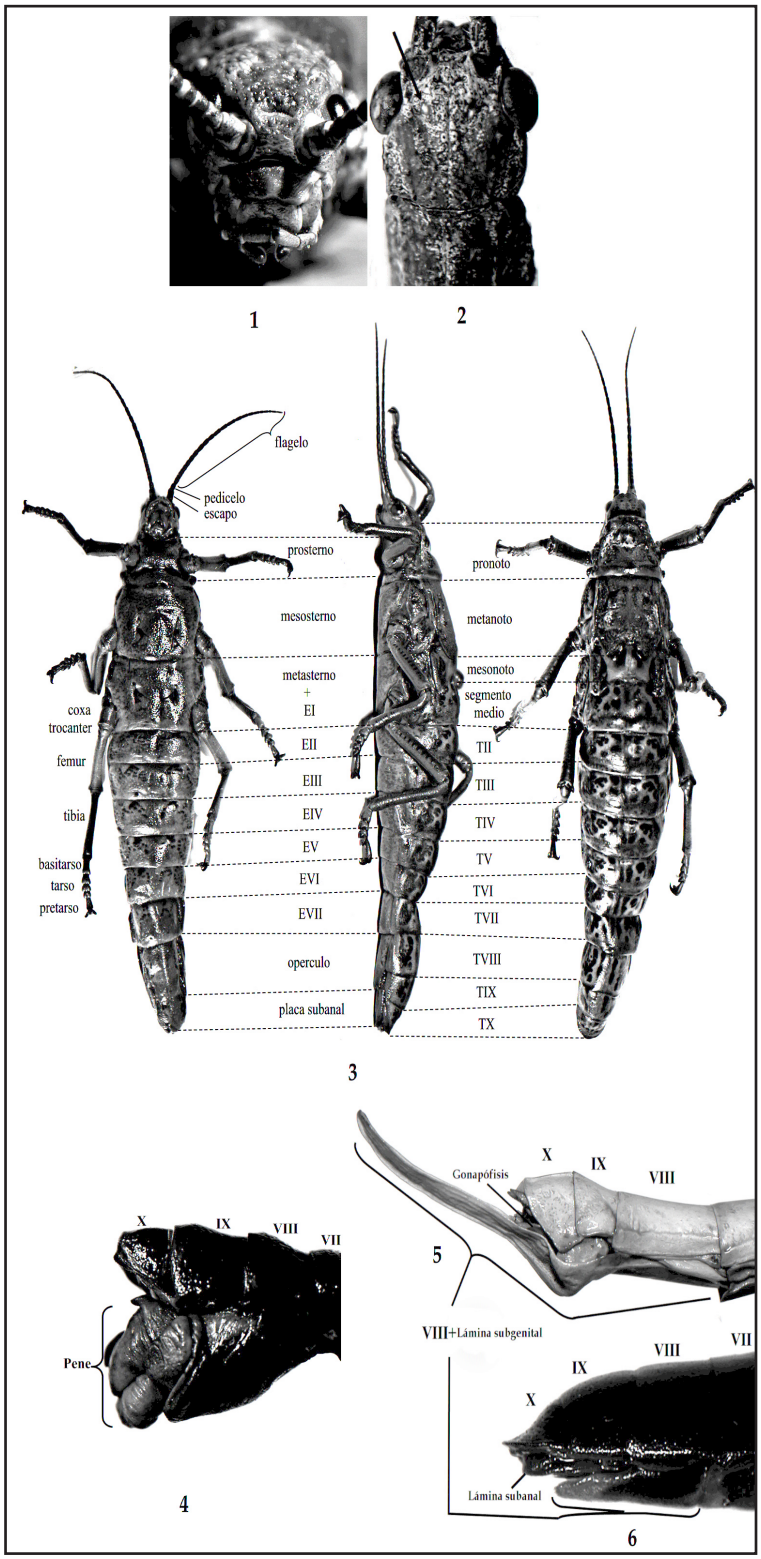


Fig. 1. *Agathemera mesoauriculae*. Cabeza en vista anterior exhibiendo el surco frontoclipeal.

Fig. 2. Cabezas en vista dorsal: *Prisopus hozstokki*, con ocelos.

Fig. 3. *Agathemera millepunctata* Redetenbacher.

Fig. 4. Genitales masculinos en vista lateral de *Agathemera maculafulgens*.

Fig. 5. Ovipositor en vista lateral de *Heteronemia sp*.

Fig. 6. Ovipositor en vista lateral de *Agathemera maculafulgens*.

heces de pájaros o musgo. Las especies que semejan hojas exhiben hasta la venación típica de las hojas, gotas de rocío y a veces hasta el daño que causaría la alimentación de un insecto (Seow-Choen, 1997; Brock, 1999; Seiler *et al.*, 2000).

En comparación con otros insectos, los Phasmatodea son grandes y en algunos casos pueden ser gigantes, llegando muchas especies a medir más de 200 mm de largo. El insecto actual más grande del mundo es *Phobaeticus serratipes* (Gray, 1835), del cual se ha documentado una hembra que medía 555 mm (Seow-Choen, 1995). Por su aspecto impactante, y por la relativa facilidad con que se crían en cautiverio, son muy populares como mascotas y como muestras en zoológicos (Seiler *et al.*, 2000).

Clasificación y aspectos filogenéticos

Los estudios filogenéticos dentro de Phasmatodea son parciales y dificultan su aplicación a la sistemática del grupo, de modo que la clasificación de los mismos apenas se ha modificado desde el trabajo de Günther (1953). Bradley & Galil (1977) y Kevan (1977, 1982) presentaron clasificaciones que eran dramáticamente diferentes una de otra y ninguna estaba bien fundada (Grimaldi & Engel, 2005). Kristensen (1975) señaló la necesidad de separar el género relictual *Timema* en un suborden denominado Timematodea, de todas las restantes familias de Phasmatodea que conforman el suborden Euphasmatodea. Esta modificación ha sido ampliamente aceptada. Las 21 especies de *Timema* se encuentran en el oeste de Estados Unidos, principalmente en California. El género *Timema*, junto con *Agathemera,* son los pocos géneros de insectos palo que han sido estudiados filogenéticamente (Sandoval *et al.,* 1998; Crespi & Sandoval, 2000; Law & Crespi, 2002; Domínguez *et al.*, 2009*;* Vera *et al.*, 2012). En el caso particular de *Timema* el análisis filogénetico fue realizado para estudiar la evolución de la partenogenésis dentro del género

Tradicionalmente, los restantes representantes de Phasmatodea, los Euphasmatodea, han sido separados en dos grandes grupos que fueron tratados como subórdenes pero que actualmente se consideran infraórdenes: Areolatae y Anareolatae. Estos dos grupos fueron establecidos por Redtenbacher (1906), basado en la presencia o ausencia del *area apicalis*, una región deprimida de forma triangular que se encuentra cerca del ápice de las tibias. Sin embargo, estos infraórdenes no conforman grupos naturales, ya que no son monofiléticos (Bradler, 1999; 2003). La presencia del *area apicalis* en *Timema* sugiere que es un carácter plesiomórfico para el orden y que Areolatae podría ser parafilético.

La posición de *Timema* como el grupo hermano de los restantes Phasmatodea, los Euphasmatodea, es sustentada por numerosos estudios morfológicos y moleculares (Kristensen, 1975; Wheeler, 1998; Tilgner *et al.*, 1999; Wheeler *et al.*, 2001, 2004; Tilgner, inéd.; Whiting *et al.*, 2003; Bradler *et al.*, 2003). Sin embargo, para Euphasmatodea han surgido numerosas hipótesis sobre las relaciones filogenéticas entre las familias basales del grupo (Bradler, 1999, 2000, 2003; Tilgner, inéd.; Whiting, *et al.*, 2003; Zompro, 2004b). Bradler (2000) y Bradler *et al.* (2003) propusieron que el género *Agathemera*, endémico de América del Sur austral, era el grupo hermano de todos los Euphasmida. Esta hipótesis fue contrastada por Tilgner (inéd.), quien propuso que la subfamilia Aschiphasmatinae representa un grupo monofilético hermano de los restantes representantes del orden. Sin embargo, Tilgner no pudo resolver las relaciones filogenéticas entre los representantes de Euphasmida. Whiting *et al.* (2003) presentaron una filogenia de Euphasmida en un estudio sobre la evolución de las alas en el grupo, pero los representantes de Aschiphasmatinae no fueron incluidos. Posteriormente, Zompro (2004a) dividió a Phasmatodea en dos subórdenes: Agathemerodea, que contiene solamente al género *Agathemera,* y Verophasmatodea, que contiene todos los restantes Phasmatodea y a los extintos Archipseudophasmatidae. Bradler *et al.* (2003) presentaron un resumen de la mayoría de las clasificaciones presentadas hasta la fecha y sus contradicciones, las cuales señalan la necesidad de más estudios sobre la filogenia de Phasmatodea.

Morfología

Se caracterizan por poseer cuerpo alargado y cilíndrico o aplanados como hojas, con protórax corto, y meso y metatórax alargados. Son alados, braquípteros (en diferentes grados) o ápteros. Los tarsos están compuestos de tres tarsitos en el género *Timema* y de cinco los restantes fásmidos. Los cercos están compuestos de un solo artículo, excepto por los machos adultos de *Timema,* los cuales presentan un lóbulo en el cerco derecho (Tilgner *et al.,* 1999). Presentan generalmente dimorfismo sexual externo, siendo los machos mucho más pequeños y gráciles que las hembras. Las especies de *Timema* y de *Agathemera* son pequeñas, y los segmentos del cuerpo no son alargados como en los demás Euphasmatodea.

La cutícula generalmente presenta proyecciones espinosas, foliaciones y otras prominencias que contribuyen con su camuflaje. Presentan cabeza prognata, con surco frontoclipeal desarrollado (Fig. 1), un par de ojos compuestos y sólo las especies voladoras pueden presentar ocelos (Fig. 2). Las antenas presentan dimensiones variadas, pueden ser filiformes o moniliformes y presentar desde ocho a más de 100 artejos (Key, 1991). Presentan aparato bucal masticador, con mandíbulas fuertes, palpos maxilares de cinco artejos y labiales de tres. El cuerpo de las formas ápteras por lo general es alargado, con las pleuras reducidas donde tergos y esternos forman un tubo (no en *Agathemera*). En las formas aladas, las alas anteriores son homogéneamente esclerosadas (= tegminas), mientras que las posteriores poseen una región anterior esclerosada y la parte posterior membranosa, con lóbulo anal más desarrollado. La venación semeja a la de Orthoptera, excepto en las formas similares a hojas, donde las venas parecen imitar fielmente nervaduras foliares. En estas especies miméticas, los fémures y las tibias presentan expansiones. El abdomen tiene 11 segmentos (Fig. 3), el metaesterno está fusionado con el primer esternito abdominal y el primer tergito abdominal está reducido y recibe el nombre de segmento medio. El segmento 11 se modifica en un pequeño epiprocto, un par de paraproctos y un par de cercos con un único artejo (Key, 1991).

Los genitales masculinos (Fig. 4) están formados por un pene membranoso compuesto por varios lóbulos asimétricos, que se encuentran cubiertos por un opérculo cupuliforme derivado del VIII esternito. El décimo esternito está esclerosado y se desarrolla como un proceso llamado vómer (Günther, 1970). Los femeninos (Figs. 5, 6) se componen habitualmente de tres pares de valvas (=gonapófisis), que ventralmente se cubren por un opérculo (=lámina subgenital) derivado del VIII

esternito, todas estas estructuras manifiestan distintos grados de desarrollo dependiendo de las especies y su estrategia de ovipostura; habitualmente las valvas superior y media están fundidas ampliamente, y la ventral libre. El ovipositor se compone de la interacción del opérculo, gonapófisis y eventualmente la lámina subanal (Günther, 1970). El opérculo puede desarrollarse en una larga vaina como en *Heteronemia* (Fig. 5) o estar reducido como en *Agathemera* (Fig. 6).

Las ninfas presentan morfología externa similar a los adultos pero de menor tamaño. Se distinguen por el número menor de artejos de las antenas, ausencia de alas (en las especies aladas) y genitales indiferenciados.

Los huevos presentan una cápsula de corion ornamentado, que les permiten confundirse con el sustrato o semejar semillas (Fig. 7). Su morfología reúne una serie de características exclusivas del orden. Generalmente tienen forma de barril, en un extremo presentan un opérculo circular, el que se desprende al momento de eclosionar la ninfa, este opérculo puede ser como un disco plano o presentar un proceso denominado *capitulum*; el cual puede ser desde un simple tubérculo central hasta una compleja corona; en una de sus caras presenta una lámina micropilar, que por definición se ubica dorsalmente, la lámina micropilar se despliega externa e internamente, ambas láminas se comunican a través de la micropila que externamente se cubre con un pliegue llamado copa micropilar (Sellick, 1997). La morfología de los huevos tiene relevancia sistemática permitiendo identificar especies y diferenciar géneros (Sellick, 1997). En el cono sur de América del Sur se han descrito los huevos de casi todos los géneros y de un importante número de especies (Camousseight & Bustamante, 1991; Sellick, 2000; Camousseight, 2008a; Camousseight & Vera, 2010).

Aspectos biológicos

La reproducción es sexual típicamente pero la partenogénesis ocurre frecuentemente (Bedford, 1978; Zapata & Camousseight, 1980). La cópula ocurre por un largo período, donde el macho utiliza los cercos y el vómer como órganos de anclaje (Fig. 8), el vómer es introducido o sujeto a una estructura especializada en el borde posterior del VII esternito de la hembra (Camousseight & Vera, 2010; Vera *in litteris*). Los espermios son transferidos por espermatóforos que habitualmente se exponen externamente y pueden ser de gran tamaño (Fig. 9) (Clark, 1975; Camousseight & Vera, 2010 y Vera, 2011).

Los huevos son puestos generalmente de forma individual en el suelo, arrojados, enterrados o pegados a la superficie de un vegetal. Algunas especies que depositan los huevos en el suelo dependen de hormigas para la dispersión de los mismos, un proceso análogo a la mirmecofilia (Windsor *et al.*, 1996). El camuflaje de los huevos tiene sentido, ya que suelen ser atacados por depredadores específicos como las avispas (Amiseginae). Estas avispas se han identificado en la Argentina y Chile, un ejemplo es *Amisega chilensis* Kimsey sobre *Heteronemia mexicana* Gray (Kimsey, 1990; Camousseight, 2003). El ciclo de vida, desde huevo a adulto puede tomar varios meses a varios años dependiendo de la especie (Brock, 1999; Vera & Camousseight, 2008). Para la región Andino-patagónica se ha estudiado el ciclo de vida de dos especies, *Heteronemia mexicana* Gray (Zapata & Torres, 1970; Camousseight, 2003) y *Agathemera mesoauriculae* Camousseight (Vera & Camousseight, 2008). En ambas especies las hembras presentan un estadio adicional al de los machos, lo que les permite adquirir un mayor tamaño, por otra parte los machos ya son adultos al momento de la emergencia de las hembras lo que puede conducir a procesos de competencia sexual.

En cuanto a las estrategias de defensa, gran parte de las especies presenta un par de glándulas protorácicas con aberturas dorsolaterales (Fig. 10), por las que expelen sustancias fétidas. En Argentina y Chile es característico del género *Agathemera*, aun cuando no se haya comprobado su acción defensiva, es una evidente señal para reconocer su presencia en el campo (Camousseight, 1995a). Esta misma conducta ha sido descripta en otras especies como las del género *Timema* (Crespi & Sandoval, 2000).

La estrategia principal que usan los Euphasmatodea para evitar depredadores es la cripsis (Fig. 11). Si son descubiertos, pueden hacerse los muertos (tanatosis) o tratar de espantar al depredador con comportamientos tales como mostrar súbitamente las alas, mover las patas o movimientos espásticos (Bedford, 1978; Seiler *et al.*, 2000). Algunas especies pueden además liberar una sustancia semejante a gas lacrimógeno cuando se las molesta (Eisner *et al.*, 1997). Además, muchos Eusphasmatodea pueden desprenderse de alguna de sus patas para poder escaparse de un depredador, o liberarse de su exuvia durante la muda. Si esto ocurre mientras el individuo se encuentra todavía en estados inmaduros, pueden regenerar las extremidades perdidas en sucesivas mudas (Schindler, 1979; Camousseight & Zapata, 1981; Brock, 1999).

Todos los fásmidos son fitófagos, monófagos o polífagos, de modo que habitualmente completan su ciclo de vida sobre una misma planta huésped, pero en algunos casos pueden cambiar de planta huésped y transformarse en plagas forestales para monocultivos (Campbell & Hadlington, 1967; Camousseight, 2003).

Antecedentes en la Argentina

Los Phasmatodea de la Argentina han sido muy poco estudiados, excepto por el género *Agathemera*, el cual se encuentra principalmente en las regiones australes y andinas de Chile y Argentina. Uno de los principales científicos que trabajó en el orden Phasmatodea en América del Sur austral fue Ariel Camousseight, quien a lo largo de su vida publicó numerosos trabajos que trataron tanto sobre la sistemática como sobre aspectos biológicos del orden (Zapata & Camousseight, 1980; Camousseight & Zapata, 1981; Camousseight, 1986, 1987, 1988; 1995a-b, 2003, 2005a-b, 2008a-b, 2010; Camousseight & Bustamante, 1991; Vera & Camousseight, 2008; Camousseight & Vera, 2010).

Fig. 7. Morfología de los huevos de Phasmatodea. *Paraxeropsis* y *Agathemera*.

Fig. 8. Cópula de *Heteronemia*.

Fig. 9. Cópula de *Heteronimia* mostrando el espermatóforo.

Fig. 10. *Agathemera mesoauriculae*. Cabeza en vista lateral exhibiendo la abertura protorácica de la glándula exocrina.

Fig. 11. *Prisopus aptera*. Individuo en actitud de camuflaje.

En cuanto al género *Agathemera*, Camousseight (1995a) realizó la revisión taxonómica de las especies de Chile y posteriormente una redefinición del género la cual incluye las especies argentinas y en la cual describe una especie nueva proveniente de Córdoba (Camousseight, 2005a). Contribuyó además en el estudio del ciclo de vida de *Agathemera mesoauriculae* (Vera & Camousseight, 2008). Posteriormente, Domínguez *et al*. (2009) realizaron un estudio cladístico y biogeográfico de las especies de *Agathemera*, en el cual además se incluyó un estudio de las distribuciones potenciales de cada especie y las variables ambientales y de suelo que influenciarían su distribución geográfica. Vera *et al*. (2012) hicieron un nuevo análisis filogenético de

Agathemera utilizando datos moleculares, postulando un patrón filogenético distinto del obtenido por Domínguez *et al*. (2009).

En cuanto a la presencia de otros representantes de Phasmatodea en Argentina, Rehn (1913) cita las siguientes especies para la Argentina, y describe además el género *Xiphophasma*: *Canuleius inermes* de Misiones; *Anisomorpha dentata* de Misiones (sinónimo de *Neophasma dentata* [Stål, 1875] *sensu* Conle & Hennemann, 2002, pero ellos la citan solo para Brasil); *Paraphasma marginalis* de Misiones; *Paraleptynia* (*Steleoxiphus) catastates* y *Xiphophasma missionum*.

Posteriormente, Salvador de Toledo Piza realiza varios estudios en los cuales describe numerosas especies de Phasmatodea de Argentina. En 1938 Toledo Piza describe *Paraleptynia* (*Phthoa*) *bosqi* de Misiones y en 1939, en un estudio de los Phasmatodea presentes en el Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia" (MACN) describe tres especies nuevas: *Cladoxerus bispinosus* de Orán en Salta, *Bacteria chacoensis* de la provincia del Chaco, *Paraleptynia platensis* de Argentina (sin localidad precisa) y *Bacteria tuberculata* var. *argentina* a partir de ejemplares recolectados en Jujuy; esta nueva variedad fue sinonimizada por Zompro & de Domenico (2005) con *Cladomorphus phyllinus* (Gray, 1835). Finalmente, en el catálogo de Otte & Brock (2005) se cita adicionalmente a *Pseudophasma missionum* Toledo Piza (1981) de Puerto Iguazú en Misiones.

Clave de géneros presentes en la Argentina

Esta clave ha sido modificada a partir de las disponibles en Zompro (2004a, 2005).

1- Meso y metatibia con un *area apicalis* (Areolatae)..... 2
- Meso y metatibia sin *area apicalis* (Anareolatae)..8
2- *Area apicalis* membranosa, solo con una porción apical esclerotizada.....*Agathemera*
- *Area apicalis* completamente esclerosada.....3
3- Abdomen fuertemente dilatado con forma de hoja ó *area apicalis* espinosa y prosternum con tres áreas sensoriales o antenas nunca más largas que el profémur.....Phyllidae, Heteropterygidae, Anisacanthidae, Bacillidae, Prisopodidae y Archiphasmatidae (sin representantes en Argentina).
- Abdomen nunca con forma de hoja, si débilmente dilatado los tergitos se doblan lateralmente; a*rea apicalis* nunca espinosa, prosternum con solo un área sensorial; antenas más largas que el profémur.....(Heteronemiidae y Pseudopasmatidae).....4
4- Profémur con tres márgenes, los cuales son lamelados (Heteronemiidae).....*Canuleius*
- Profémur con cuatro márgenes..... .....(Pseudophasmatidae).....5
5- Meso y metafémur sin carena ventromedial; generalmente muy coloridos. Tegmina cortas, formando "hombros", a veces puntiagudos (Stratocleinae)..... .....*Paraphasma*
- Meso y metafémur con una carena ventromedial evidente, si no está presente, entonces profémur más ancho, tan largo como la cabeza, pro y mesonoto combinados; tegmina con otra forma.....6
6- Fémur y tibia lamelados y/o aserrados ventral y dorsalmente.....Xerosomatinae
- Fémur y tibia nunca aserrados, a veces ensanchados en tercio apical....(Pseudophasmatinae).....7
7- Profémur en ambos sexos más largo que la cabeza, pro y mesotórax combinados.....*Pseudophasma*
- Profémur nunca más largo que la cabeza, pro y mesotórax combinados.....*Anisomorpha*
8- Cabeza casi completamente cerrada ventralmente por la presencia de una gula.....9
- Gula no cubre completamente la cabeza en porción ventral, o ausente.....10
9- Cabeza sin espinas.....*Paraleptynia*
- Cabeza con un par de espinas.....*Xiphophasma*
10- Profémur con dientes como sierra en región antero-ventral; antenas más largas que el profémur... .....*Cladomorphus*
- Profémur sin dientes como sierra en región antero-ventral, pero a veces con algunos dientes de gran tamaño o apéndices lobiliformes, profémur curvado y comprimido basalmente, meso y metafémur trapezoidal en sección transversal.....(Diapheromerinae).....11
11- Hembras con metatórax menos de 1,5 veces el largo del segmento medio; machos con segmento medio más de la mitad del largo del metatórax (grupo Phanocles), machos de cabeza redondeada globosa, sin alas.....*Cladoxerus*
- Hembras con metatórax más de 2,5 veces el largo del segmento medio, tórax y abdomen sin carenas longitudinales, tórax + segmento medio de un cuarto del largo del abdomen, cabeza suave, sin cuernos, placa subgenital no se proyecta más allá de la punta del abdomen, segmento abdominal VIII tan largo como la suma del IX y el X; machos con segmento medio menos de la mitad del largo del metatórax, tórax y segmento medio claramente más largo que el abdomen, segmentos abdominales VIII a X dilatados, no globosos, margen posterior del tergo X curvado dorsalmente.....*Bacteria*

Estado del conocimientos biogeográfico

El género *Agathemera*, como ya se ha mencionado, ha sido objeto de estudio en numerosos trabajos y se tiene un buen conocimiento de la distribución de sus especies. Camousseight (1995a, 2005a) presentó mapas con las distribuciones de las especies argentinas y chilenas del mismo. Domínguez *et al*. (2009), tomando como referencia los datos de Camousseight (1995a, 2005a) y datos de distribución propios, presentaron mapas de distribución potencial de las mismas especies, así como una propuesta acerca de la biogeografía histórica del género que tenía como punto de partida un análisis filogenético basado en caracteres morfológicos. Posteriormente Vera *et al*. (2012) presentaron un análisis filogenético basado en caracteres moleculares del género *Agathemer*a, donde presentan una nueva hipótesis acerca de la biogeografía del grupo. Sin em-

bargo, el conocimiento biogeográfico de las especies de la parte norte del país es muy escaso y se reduce a registros puntuales. De modo general los representantes de Phasmatodea, a excepción de *Agathemera*, corresponden en su mayoría a taxones neotropicales o cosmopolitas.

Colecciones disponibles en la Argentina o que tengan material de la Argentina

Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia", Buenos Aires, Argentina (MACN).

Colección del Laboratorio de Entomología, IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Mendoza, Argentina.

Museo Nacional de Historia Natural, Santiago, Chile.

Colección Toledo Piza, Departamento de Entomología, Fitopatología e Zoología Agrícola, Escola superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Piracicaba, São Paulo, Brasil.

Lista de taxónomos de Phasmatodea de la Argentina

M. Cecilia Domínguez (Argentina) y Alejandro Vera (Chile).

Agradecimientos

A Sergio Roig-Juñent, Lucía Claps y Juan J. Morrone por invitarnos gentilmente a escribir este capítulo.

Bibliografía citada

BEDFORD, G.O. 1978. Biology and ecology of the Phasmatodea. *Annu. Rev. Entomol*. 23: 125-149.

BRADLER, S. 1999. The vomer of *Timema* Scudder, 1895 (Insecta: Phasmatodea) and its significance for phasmatodean phylogeny. *Cour. Forschungstinst. Senckenb*. 215: 43-47.

BRADLER, S. 2000. On the systematic position of *Agathemera* Stäl 1875 within the Phasmatodea. *Zoology* 103: 99.

BRADLER, S. 2003. Phasmatodea. *In*: H.H. Dathe (cd), *Gespenstschreckcn. Lehrbuch der Speziellen Zoologie, 115 1nsecta*. Spektrum, Heidelberg y Berlín. Pp. 251-261.

BRADLER, S., M.F. WHITING& R. KLUG. 2003. Basal diversification and the evolution of wings within stick insects (Phasmatodea). Proceedings of First Dresden Meeting on Insect Phylogeny. *Entomol. Abh*. 61: 132-133.

BRADLEY, J.C. & B.S. GALIL. 1977. The taxonomic arrangement of the Phasmatodea with keys to the subfamilies and tribes. *Proc. Entomol. Soc. Wash*. 79(2): 176-208.

BRAGG, P.E. 1995. The Phasmid Database version 1.5. *Phasmid Studies* 3(2): 41-42.

BROCK, P.D. 1999. *The amazing world of stick and leaf-insects*. Cravitz Printing Co., Essex, England. 184 pp

CAMOUSSEIGHT, A. 1986. El género *Xeropsis* Redtenbacher, 1906 (Phasmatodea: Pseudophasmatidae). *Rev. Chi. Ent*. 14: 65-69.

CAMOUSSEIGHT, A. 1987. *Xeropsis crassicornis* (Philippi) (=*Ocnophila bolivari* Redtenbacher) (Phasmatodea: Pseudophasmatidae). *Rev. Chil. Ent*. 15:83.

CAMOUSSEIGHT, A. 1988. *Bacunculus cornutus* comb.n. y *B. blanchardi* n.sp. de Chile (Insecta: Phasmatodea, Pseudophasmatidae). *Bol. Mus. Nac. Hist. Nat.*, Chile. 41: 117-123.

CAMOUSSEIGHT, A. 1995a. Revisión taxonómica del Género *Agathemera* (Phasmatodea: Pseudophasmatidae) en Chile. *Rev. Chil. Ent*. 22: 35-53.

CAMOUSSEIGHT, A. 1995b. Phasmatodea. *In*: Simonetti, J.A., M.T.K. Arroyo, A.E. Spotorno & E. Lozada (eds.), *Diversidad Biológica de Chile*. CONAMA. Santiago de Chile. Pp. 230-232.

CAMOUSSEIGHT, A. 2003. Biología de *Heteronemia mexicana* Gray, 1835 (Phasmatodea: Diapheromeridae), una especie con reproducción explosiva, asociada a bosque de Pino. *Bol. Mus. Nac. Hist. Nat*. Chile. 52: 7-15.

CAMOUSSEIGHT, A. 2005a. Redefinición del género *Agathemera* Stål, 1875 (Phasmatodea, Pseudophasmatidae). *Rev. Chil. Ent*. 31: 13-20.

CAMOUSSEIGHT, A. 2005b. Los phasmidos de la Cordillera de la Costa. *In*: Smith-Ramírez, C., J.J. Armesto & C. Valdovinos (eds.), *Historia, biodiversidad y ecología de los bosques costeros de Chile*. Editorial Universitaria. Santiago de Chile. Pp. 389-391.

CAMOUSSEIGHT, A. 2008a. Orden Phasmatodea. *In*: *Biodiversidad de Chile, Patrimonio y Desafíos* (tercera edición). Ocho Libros Editores. CONAMA. Santiago de Chile. P. 144.

CAMOUSSEIGHT, A. 2008b. *Paraxeropsis bicristata* n. gen y n. sp. de fásmido de Chile (Phasmatodea, Pseudophasmatidae). *Bol. Mus. Nac. Hist. Nat.*, Chile 57: 109-117.

Camousseight, A. 2010. *Prisopus apteros* n. sp. (Phasmatodea: Pseudophasmatidae) de Chile. *Rev. Chil. Ent*. 35: 5-13.

CAMOUSSEIGHT, A. & I. BUSTAMANTE. 1991. Descripción de los huevos de los fásmidos (Phasmatodea: Pseudophasmatidae) de Chile. *Rev. Chil. Ent*. 19: 39-43.

CAMOUSSEIGHT, A & A. VERA. 2010. Redescripción de *Splendidonemia splendida* Zompro 2004 (Phasmatodea: Heteronemiidae), con la descripción de la hembra y el huevo. *Rev. Chil. Ent*. 32: 5-13.

CAMOUSSEIGHT, A. & S. ZAPATA. 1981. Influencia de la edad y del tamaño de la amputación en la regeneración de apéndices locomotores de *Bacteria granulicollis* Blanchard (Phasmidae, Phasmida). *Bol. Mus. Nac. Hist. Nat.*, Chile. 38:123-128.

CAMPBELL, K.G. & P, HADLINGTON. 1967. The biology of three species of phasmatids (Phasmatodea), which occur in plague numbers in forests of southeastern Australia. *Research Note, Forestry Commission of New South Wales*. 20:1-38.

CLARK, J.T. 1975. A conspicuous spermatophore in the phasmid *Extatosoma tiaratum* Macleay. *Entomologist's Mon. Mag*. 110:81-82.

CRESPI, B.J. & C. SANDOVAL. 2000. Phylogenetic evidence for the evolution of ecological specialization in *Timema* walking-sticks. *J. Evolution. Biol*. 13: 249-262.

DOMINGUEZ, M.C., G. SAN BLAS, F. AGRAIN, S.A. ROIG-JUÑENT, A.M. SCOLLO & G. O.DEBANDI. 2009. Cladistic, biogeographic and environmental niche analysis of the species of *Agathemera* Stål (Phasmatida, Agathemeridae). *Zootaxa* 2308: 43–57

EISNER T., R.C. MORGAN, A.B. ATTYGALLE, S. R. SMEDLEY, K. B. HERATH& J. MEINWALD. 1997. Defensive production of quinoline by a phasmid insect (*Oreophoetes peruana*). *J. Exp. Biol*. 200: 2493-2500.

GRIMALDI, D. & M.S. ENGEL. 2005. *Evolution of the insects*. Cambridge University Press, Cambridge, New York, 755 pp.

GÜNTHER, K. 1953. Über die taxonomische Gliederung und die geographische Verbreitung der insektenordnung der Phasmatodea. *Beitr. Entomol*. 3: 541-563.

GÜNTHER, K. 1970. Cheleutoptera (Phasmatodea). *In*: Tuxen (eds.) *Taxonomist´s Glossary of genitalia in Insects*. Copenhagen. Pp. 58-61.

HENNEMANN, F.H. & O.V. CONLE. 2002. Revision der neotropischer Phasmatodea: Die Tribus Anisomorphini sensu Bradley & Galil 1977 (Insecta, Phasmatodea, Pseudophasmatidae). *Spixiana* Suppl 28: 141 pp.

KEVAN D.K. McE. 1977. The higher classification of the orthopteroid insects: A general review. *Lyman Ent. Mus. Res. Lab. Mem.* 4: 1-31.

KEVAN D.K. McE. 1982. Phasmatoptera. *In*: Parker, S.P. (Ed.), *Synopsis and classification of living organisms*. McGraw Hill, New York. Pp. 379-383

KEY, K.H.L. 1991. Phasmatodea (Stick-insects).. *In*: Ciro (eds). *The insects of Australia*. Ithata, New York. Pp. 394-404.

KIMSEY, S.L. 1990. Zoogeography of the Amiseginae and a Remarkable new Chysidid wasp from Chile (Hymenopetra). *Psyche* 97:141-145.

KRISTENSEN, N.P. 1975. The phylogeny of hexapod "orders": A critical review of recent accounts. *Z. zool. Syst. Evol. Forsch.* 13: 1-44.

LAW, J. & B. CRESPI. 2002. The evolution of geographic parthenogensis in *Timema* walking-sticks. *Mol. Ecol.* 11: 1471-1489.

OTTE, D & P. BROCK. 2005. *Phasmida species file, catalog of stick and leaf insects of the world*. The Academy of Natural Sciences, Philadelphia.

REDTENBACHER, J. 1906. *Die Insektenfamilie der Phasmiden*. Vol. 1. Phasmidae Areolatae. Wilhelm Engelmann, Leipzig.

REHN, J.A.G. 1913. A contribution to the knowledge of the Orthoptera of Argentina. *P. Acad. Nat. Sci. Phila.* 65(2): 273-379.

SANDOVAL, C.P., D.A. CARMEAN & B.J. CRESPI. 1998. Molecular phylogenetics of sexual and parthenogenetic *Timema* walkingsticks. *P. Roy. Soc. Lond. B. Bio.* 265: 589-595.

SCHINDLER, G. 1979. Function morphological researches of autotomy in *Caurausius morosus* Insecta Phasmida. *Zoolog. Anz. Suppl.* 203 (5-6): 316-326.

SEILER, C., S. BRADLER, R. KOCH. 2000. *Ratgeber Phasmiden; Pflege und Zucht von Gespenstschrecken, Stabschrecken und Wandelnden Blättern im Terrarium*. Bede-Verlag, Ruhmannsfelden. 143 pp.

SELLICK, J.T.C. 1997. Descriptive terminology of the phasmid egg capsule, with an extended key to the phasmid genera based on egg structure. *Syst. Entomol.* 22: 97-122

SELLICK, J.T.C. 2000. The eggs of some Chilean Phasmids (Phasmida: Pseudophasmatidae). *Phasmid Studies* 7: 1-5.

SEOW-CHOEN, F. 1995. The longest insect in the world. *Malay Naturalist* 48:12.

SEOW-CHOEN, F. 1997. A Guide to *the stick & leaf insects of Singapore*. Singapore Science Centre, Singapur. 161 pp.

TILGNER, E.H. Inéd. Systematics of Phasmida. Tesis doctoral, Universidad de Georgia,Athens, EEUU. 113 pp.

TILGNER, E.H., T.G. KISELYOVA & J.V. MCHUGH. 1999. A morphological study of *Timema cristinae* Vickery implications for the phylogenetics of Phasmida. *Mit. Mus. Nat.kd. Ber., Dtsch. Entomol. Z.* 46(2): 149-162.

TOLEDO PIZA, S. 1938 Novos Phasmidas do Brasil e da Argentina (Orth.). *Revista de Entomologia* 9 (1- 2): 1-11.

TOLEDO PIZA, S. 1939. Phasmidas do Museu Argentino de Ciencias Naturaes. *Physis* 17: 113-116.

VERA, A. 2011. Estudio taxonomico del género *Paraxeropsis* Camousseight, 2008 (Insecta, Phasmatodea), con la descripcion de *P. camousseight* n.sp. Gayana. 75 (1): 71-80

VERA, A. & A. CAMOUSSEIGHT. 2008. Ciclo vital de *Agathemera mesoauriculae* Camousseight, 1995 (Phasmatodea: Agathemerridae), en condiciones de cautiverio. *Rev. Chil. Ent.* 34: 57-61.

VERA, A., L. PASTENES, C. VELOSO & M. MÉNDEZ. 2012. Phylogenetic relationships in the genus *Agathemera* (Insecta: Phasmatodea) inferred from the genes 16S, COI and H3. Zool. J. Linn. Soc. 165: 63-72.

WHEELER, W.C. 1998. Sampling, groundplans, total evidence and the systematics of arthropods. *In*: Fortey, R.A., Thomas, R.H. (Eds.), *Arthropod relationships*. Syst. Assoc. Spec, vol. Ser. 55. Chapman and Hall, London. Pp. 87-96.

WHEELER, W.C., M. WHITING, Q.D. WHEELER, J.M. CARPENTER. 2001. The phylogeny of the extant hexapod orders. *Cladistics* 17: 113-169.

WHEELER, W.C., G. GIRIBET & G.D. EDGECOMBE. 2004. Arthropod systematics. The comparative study of genomic, anatomical and paleontological information. *In*: Cracraft, J., Donoghue, M.J. (Eds.), *Assembling the Tree of Life*. Oxford University Press, Oxford, UK. Pp. 281-295.

WHITING, M.F., S. BRADLER & T. MAXWELL. 2003. Loss and recovery of wings in stick insects. *Nature* 421: 264-267.

WINDSOR, D.M., D.W. TRAPNELL & G. AMAT. 1996. The egg capitulum of a neotropical walkingstick *Calynda bicuspis*, induces aboveground egg dispersal by the ponerine ant *Ectatomma ruidum*. *J. Insect Behav.* 9: 353-362.

ZAPATA, S. & A. Camousseight. 1980. Observaciones sobre partenogénesis en *Bacteria granulicollis* Blanchard. *Bol. Mus. Nac. Hist. Nat.* Chile. 37:247-252.

ZAPATA, S. & E. TORRES. 1970. Biología y morfología de *Bacteria granulicollis* (Blanchard) (Phasmida). *Publicaciones del Centro de Estudios Entomológicos* 10:23-42.

ZOMPRO, O. 2004a. A Key to the stick-insect genera of the Anareolate of the new world, with descriptions of several new taxa (Insecta: Phasmatodea). *Stud. Neotrop. Fauna Environ.* 39: 133-144.

ZOMPRO, O. 2004b. Revision of the genera of the Areolatae, including the status of *Timema* and Agathemera (Insecta, Phasmatodea). *Abh. Naturwiss. Ver. Hamburg* (N.F.). 37, 1-327.

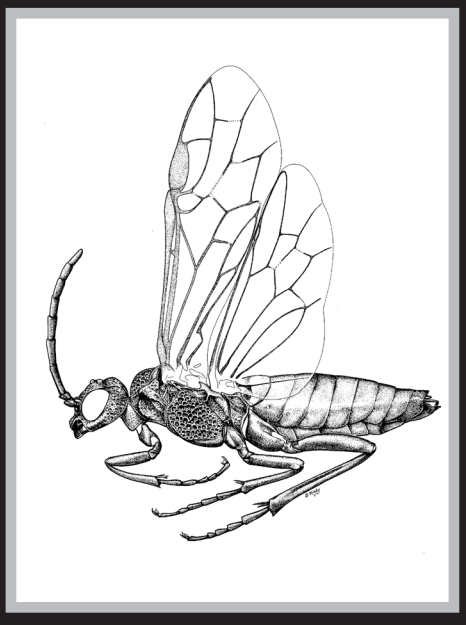
ZOMPRO, O. 2005. A key to the Phasmatodea: Areolatae (Insecta). *Phasmid Studies* 12 (1-2): 11-24.

ZOMPRO, O & F. DE DOMENICO. 2005. Catalogue of the type material of phasmatodea (Insecta) deposited in Brazilian Museums. *Iheringia, Sér. Zool.* 95 (3): 255-259.

Apéndice 1. Listado de especies presentes en la Argentina y sus distribuciones.

Agathemera millepunctata Redtenbacher, 1906. L.P., Mza.
Agathemera maculafulgens Camousseight, 1995. Ju., L.R., Mza., Sal., Tuc.
Agathemera claraziana (Saussure, 1868). Chu., Nq., R.N., S.C.
Agathemera luteola Camousseight, 2005. Bs.As., Cba., L.R., S.L.
Agathemera elegans (Philippi, 1863). Nq.
Anisomorpha dentata Stål, 1875. Mnes.
Bacteria chacoensis Toledo Piza, 1939. Cha.
Canuleius inermes Redtenbacher, 1906. Mnes.
Cladomorphus phyllinus (Gray, 1835). Ju.
Cladoxerus bispinosus Toledo Piza, 1939. Sal.
Paraleptynia (*Phthoa*) *bosqi* (Toledo Piza, 1938). Mnes.
Paraleptynia (*Steleoxiphus) catastates* (Rehn, 1907). Mnes.
Paraleptynia platensis (Toledo Piza, 1939). Sin localidad precisa.
Paraphasma marginale Redtenbacher, 1906. Mnes.
Pseudophasma missionum Toledo Piza, 1981. Mnes.
Xiphophasma missionum Rehn, 1913. Mnes.

TENTHREDINOIDEA, SIRICOIDEA y ORUSSOIDEA



***David SMITH**
****Fernando FERNÁNDEZ**

*Systematic Entomology Laboratory, PSI, Agricultural Research Service, USDA, National Museum of Natural History, Smithsonian Institution, P.O. Box 37012, MRC 168, Washington D.C. 20013-7012, EE.UU.
dave.smith@ars.usda.gov

**Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá D.C., Colombia.
ffernandezca@unal.edu.co

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Las avispas sierra comprenden varios grupos de himenópteros sin constricción aparente entre el tórax y abdomen y con hábitos de alimentación principalmente basados en plantas. Excepto Orussidae, las larvas son exclusivamente fitófagas y se alimentan de una variedad de plantas, siendo algunas especies de importancia económica. Desde el punto de vista filogenético ocupan una posición basal en Hymenoptera. Las Orussidae son el grupo hermano del resto de los himenópteros; en ambos grupos las larvas son carnívoras y ectoparásitas. Se conocen en Argentina unos 51 géneros y alrededor de 140 especies en las familias Argidae (11 géneros y 31 especies), Cimbicidae (3/5), Pergidae (15/38), Tenthredinidae (19/40), Siricidae (2/2) y Orussidae (1/2). Se proveen sinopsis para todas las superfamilias, familias y subfamilias de avispas sierra de la Argentina, así como claves para las familias, subfamilias y géneros. Se ofrecen claves para las especies de varios géneros y una lista de las especies conocidas para el país, con algunos registros de plantas utilizadas como alimento.

Abstract

Sawflies include those Hymenoptera without apparent constriction between the thorax and abdomen and all of which, except Orussidae, are phytophagous. Some species are of economic importance. Phylogenetically they occupy a basal position in Hymenoptera. Orussidae are the sister group of all other Hymenoptera; in both, larvae of most species are carnivorous and usually ectoparasitic. In Argentina, about 51 genera and around 140 species are known in the families Argidae (11 genera, 31 species), Cimbicidae (3/5), Pergidae (15/38), Tenthredinidae (19/40), Siricidae (2/2), and Orussidae (1/2). A synopsis is provided for all superfamilies, families, and subfamilies in the country, as well as keys to families, subfamilies, and genera. Keys to species of several genera are offered. A list of genera and species for Argentina are provided, including known host records.

Introducción

Tradicionalmente los himenópteros que carecen de constricción aparente entre el tórax y abdomen (es decir todo Hymenoptera excluyendo Apocrita) se han considerado como un suborden, Symphyta. Numerosos estudios (Vilhelmsen, 2001; Sharkey & Roy, 2002; Schulmeister *et al.*, 2002; Schulmeister, 2003c; Heraty *et al.*, 2011) han mostrado que este es un grupo parafilético, por lo cual este nombre debe dejar de usarse, o usarse como "Symphyta". Los "Symphyta" incluyen las superfamilias Xyeloidea, Tenthredinoidea, Pamphilioidea, Cephoidea, Siricoidea, Xiphydrioidea y Orussoidea. En la Argentina no se conocen especies de Xyeloidea, Pamphilioidea, Cephoidea y Xiphydrioidea. Siricoidea se conocen de una especie introducida y una fósil.

Los "sínfitos" se caracterizan por su abdomen ampliamente unido al tórax con poca o ninguna constricción entre el primer y segundo segmentos abdominales y porque

el primer segmento del abdomen se sitúa en el abdomen, y no en el tórax (como en los himenópteros apócritos). Las alas poseen numerosas venas con celdas cerradas y los trocánteres son bisegmentados. Las figuras 1-7 muestran los habitus de Argidae, Cimbicidae, Pergidae, Tenthredinidae, Siricidae, Xiphydriidae y Orussidae.

Filogenia

Los "Symphyta" se conocen con frecuencia como los Hymenoptera inferiores o basales, y han recibido recientemente mucha atención en estudios filogenéticos. La mayoría de los trabajos previos están compilados en Schulmeister (2003c), quien incluye caracteres morfológicos y moleculares de numerosos representantes, de sus propios estudios y estudios previos, para dilucidar las relaciones filogenéticas. Dentro de los primeros y más notables estudios se incluyen los de Ross (1937), Rasnitsyn (1988; ver también Ronquist *et al.*, 1999 y Sharkey & Roy, 2002), y Vilhelmsen (2000a-c, 2001), quienes usan exclusivamente caracteres morfológicos. Las avispas sierra han sido incluidas en muchos estudios morfológicos para aproximaciones a la filogenia de Hymenoptera, tales como las estructuras pro y mesotorácicas (Gibson, 1985), articulaciones de la coxa medial (Johnson, 1988), metapostnoto (Whitfield *et al.*, 1989), pleura (Gibson, 1993), mesofurca y mesopostnoto (Heraty *et al.*, 1994), plántula tarsal (Schulmeister, 2003b), morfología de la cabeza de la larva (Beutel *et al.*, 2008) y limpiador antenal, hámulos, y sensilas de la placa multiporosa (Basibuyuk & Quicke, 1995, 1997, 1999). Vilhelmsen (1996, 1997a, b, 1999, 2000a-c), Jervis & Vilhelmsen (2000), Vilhelmsen *et al*. (2001) y Vilhelmsen & Beutel (2007) usaron numerosos ejemplares y caracteres para estudiar la evolución de las partes bucales, cavidad preoral, concavidades de la cápsula cefálica, región occipital, esqueleto-musculatura y aparato ovipositor, la mayoría de los cuales fueron incorporados dentro de un análisis filogenético de los Hymenoptera "basales" (Vilhelmsen, 2001; Schulmeister, 2003a). Schulmeister (2001, 2003d) estudia el sistema reproductivo de los machos y las plántulas tarsales. Schulmeister *et al*. (2002) adicionan una cantidad significativa de datos moleculares. Schulmeister (2003c) combina datos morfológicos y moleculares para la mayoría de los análisis globales de las relaciones filogenéticas al interior de "Symphyta". Un consenso de ideas en filogenia del grupo se presenta en Vilhelmsen (2006). La taxonomía usada aquí esta basada en los resultados de Schulmeister (2003c), los cuales se discuten también para cada familia.

La figura 8 muestra las relaciones filogenéticas propuestas en las superfamilias de avispas sierra, de acuerdo con Schulmeister (2003c). Xyeloidea aparecen como el grupo hermano del resto de Hymenoptera; además, son el taxón más antiguo de acuerdo con el registro fósil, pues se conocen desde el Triásico (Rasnitsyn, 1988). El estudio de Schulmeister (2003c) también propone el grupo Unicalcarida, que incluye algunos sínfitos y a los himenópteros apócritos. Los Orussoidea (el único grupo de sínfitos con hábitos parasitoides) aparecen como el grupo hermano de Apocrita, clado que comprende la mayoría de himenópteros conocidos (avispas parasitoides, avispas solitarias y sociales, abejas y hormigas). Schulmeister (2003c) sugiere el nombre Vespina para Orussoidea y Apocrita; el uso de presas vivas como alimento, y no fuentes de origen vegetal, es la principal novedad evolutiva en Vespina, hecho que probablemente ocurrió a fines del Triásico o comienzos del Jurásico.

El estudio más reciente en filogenia de Hymenoptera (Heraty *et al.*, 2011) es también uno de los más extensos al incluir representantes de todas las superfamilias y unos 7 kb de secuencias de 4 genes (18S, 28S, COI y EF-1α). En esta publicación se ofrece apoyo para la monofilia de Hymenoptera (además como grupo hermano del resto de Holometabola) y, entre otros clados, de Xyeloidea + (Tenthredinoidea + (Pamphilioidea + ((Xyphydrioidea + Siricoidea) + (Cephidae + Vespina)))). Vespina comprende a orúsidos y apócritos. Sin embargo, la posición de Orussoidea varía entre grupo hermano de todo Apocrita o como (Orussoidea + Stephanidae) + Apocrita. En la exploración de relaciones filogenéticas dentro de las superfamilias de Hymenoptera (Sharkey *et al*. 2011:Fig.3, pág. 3), aparecen relaciones entre las subfamilias de avispas sierra semejantes a la figura 8, con la excepción de la ubicación de Pamphilioidea como el grupo hermano de Tenthredinioidea y el resto de Hymenoptera.

Distribución

Los "sínfitos" son cosmopolitas, especialmente las Tenthredinidae, Argidae, Xiphydriidae y Orussidae, las cuales están también distribuidas ampliamente en el Neotrópico. Familias con distribución mundial más restringida son las Pergidae, presentes solamente en Indo-Australia y Norte y Sur América, y las Cimbicidae, que son holárticas excepto por una subfamilia que es conocida del sur de Brasil y norte de Argentina. Pergidae es la familia dominante en Australia. Las Xyelidae, Pamphiliidae, Diprionidae, Siricidae y Cephidae están en el Hemisferio Norte con extensiones hacia el sur, dentro del sur de México o norte de América Central. Las Blasticotomidae y Megalodontesidae son paleárticas, las Anaxyelidae se encuentran al oeste de los Estados Unidos. Unas pocas especies introducidas de Siricidae han sido también establecidas en Sud América.

Once familias están presentes en el Neotrópico. Tenthredinidae, Pergidae y Argidae son las familias más grandes de "Symphyta" en el Neotrópico y son similares en tamaño. Las demás familias son mucho más pequeñas. Hay aproximadamente 1000 especies neotropicales descritas, cifra comparable con la fauna neártica, pero relativamente con muchas especies más sin describir. La diversidad de la fauna neotropical, incluyendo especies no descritas, excede por mucho la fauna neártica.

Taxonomía

Se estima que existen 8000 especies de "Symphyta" para el mundo, contenidas en 14 familias. La clasifica-

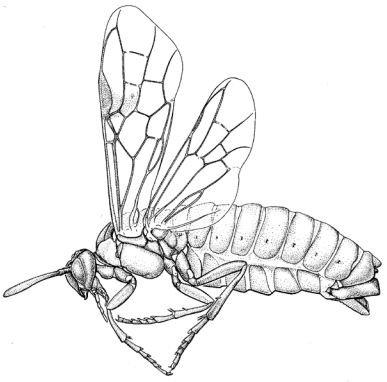


Fig. 1. Habitus de la familia Argidae.

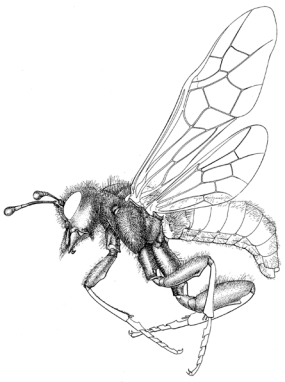


Fig. 2. Habitus de la familia Cimbicidae.

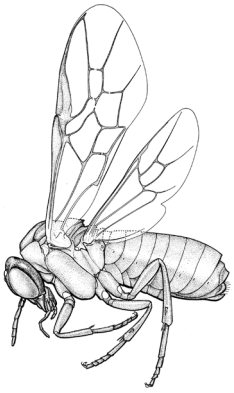


Fig. 3. Habitus de la familia Pergidae.

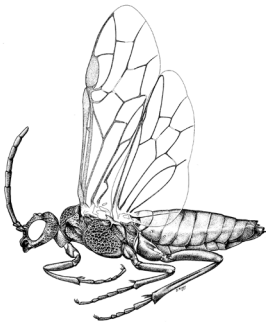


Fig. 4. Habitus de la familia Tenthredinidae.

Fig. 5. Habitus de la familia Siricidae.

Fig. 6. Habitus de la familia Xyphydriidae.

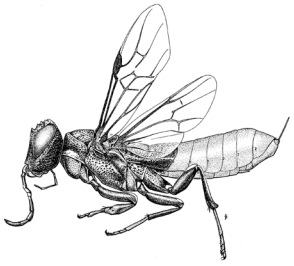


Fig. 7. Habitus de la familia Orussidae.

Notas: (Figs. 1 a 7 tomadas de Goulet & Huber 1993).

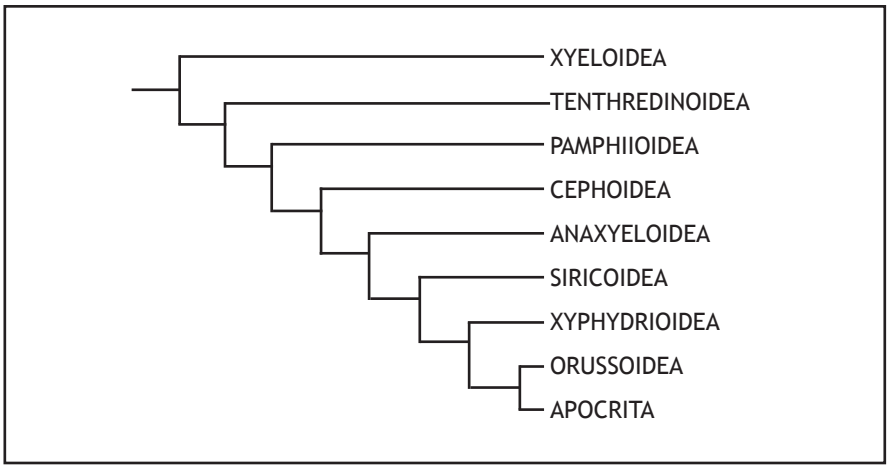


Fig. 8. Relaciones filogenéticas propuestas en las superfamilias de avispas sierra, de acuerdo con Schulmeister (2003c).

ción de Benson (1938) es una de las pocas que considera la fauna mundial. Abe & Smith (1991) listan los géneros del mundo y sus especies tipo, presentando una clasificación de categorías taxonómicas superiores, condensando algunas de las principales fuentes de literatura. Goulet (1993) ofrece claves y características de las superfamilias y familias del mundo. Smith (1993), Schedl (1991) y Viitasaari (2002) ofrecen introducciones generales de los "Symphyta". Estudios generales sobre larvas son los de Yuasa (1923) y Smith & Middlekauff (1987) para América del Norte, Lorenz & Kraus (1957) para Europa. Smith & Poinar (1992) revisan la fauna de sínfitos de ámbar dominicano.

Existe un catálogo de los sínfitos de América del Norte (Smith, 1979) y otro para el mundo (Smith, 1978). Igualmente, se encuentra en línea el ECatSym (*Electronic World Catalog of Symphyta*), accesible en: http://www.zalf.de/home_zalf/institute/dei/php_e/ecatsym/index.html. Esta página provee nombres y estadísticas para todos los taxones vivientes y fósiles de avispas sierra del mundo, además de literatura y guía de autores. Taeger *et al*. (2010) ofrecen el primer catálogo completo de los sínfitos del Mundo, el cual incluye 803 géneros y casi 8000 especies.

Costa Lima (1960) aporta una visión general de los "Symphyta" de Brasil; McCallan (1953) lista algunas especies de Trinidad; Jörgensen (1913) relaciona las especies de Argentina; Smith & Vicente Pérez (1995) listan los "Symphyta" chilenos; Smith (1981b) reporta sobre una colección en Brasil; Maes (1990, 1999) trata la fauna de Nicaragua; Smith (1971, 1972) aporta algunas notas taxonómicas sobre especies mexicanas; y Smith (1995b) ofrece una visión general de los "Symphyta" de Costa Rica. Blank *et al*. (2009) realizan algunos cambios nomenclaturales en anticipación a un nuevo catálogo mundial.

Los primeros intentos de trabajos neotropicales globales se deben a Malaise (1949), quien proporciona claves para ciertos géneros como *Waldheimia* y *Probleta* y géneros de Selandriinae (Malaise, 1954, 1963). Su trabajo no cubrió todas las avispas sierra ni intentó recuperar toda la literatura previa. Monografías recientes para la región Neotropical cubren familias pequeñas (Smith, 1988), Pergidae (Smith, 1990), Argidae (Smith, 1992) y varias subfamilias de Tenthredinidae (Smith, 2003a, b). Pocos estudios sobre larvas neotropicales están disponibles. Sin embargo, hay descripciones ofrecidas por Azevedo-Marques (1933), Dias (1975, 1976), Kimsey & Smith (1985), Flores *et al*. (2000), Smith & Diaz (2001) y Smith & Janzen (2003a, b).

Biología e importancia económica

Las larvas son exclusivamente fitófagas y se alimentan sobre una amplia variedad de plantas, siendo las únicas excepciones miembros de Orussidae, los cuales son parasitoides. La mayoría se alimentan externamente sobre follaje, ya sea sobre los bordes o en las superficies inferiores. Sin embargo, los hábitos alimenticios son diversos. Hay comedores de inflorescencias, minadores de hojas, formadores de agallas sobre brotes, hojas, pecíolos y tallos, enrolladores de hojas, tejedores de red, minadores de pecíolo, barrenadores de tallo y barrenadores de madera. Los hábitos se discuten al tratar cada familia. La mayoría de tipos de alimentación se encuentran en Tenthredinoidea; sin embargo, la mayoría de Pamphilidae son tejedores de red o enrolladores de hoja, y Cephidae, Xiphydriidae, Anaxyelidae y Cephidae son barrenadores internos de tallo o madera.

En el Neotrópico, la mayoría de las especies parecen ser comedores externos de hojas, pero algunos son minadores de hojas, tal como *Notofenusa* sobre *Nothofagus*, y algunas especies de *Pristiphora* se conocen como enrolladoras de hojas (Smith & Janzen, 2003b). Siricidae y Xiphydriidae neotropicales son barrenadores de madera. En general, los huevos son colocados en el follaje. Los huevos son insertados dentro de la hoja, o, en algunas Pergidae, pegados sobre la super-

ficie. Después de la alimentación la larva busca, para empupar, un lugar adecuado como la hojarasca superficial, suelo, en madera suave o tallos de otras plantas, o sobre follaje. La mayoría fabrican capullos desde los espineretes labiales; algunos forman celdas en la tierra o celdas en madera o tejido vegetal suave. Hay una a varias generaciones por año. Gran cantidad de la actividad parece presentarse en la estación lluviosa cuando una nueva provisión de follaje está disponible, y la hibernación es común durante las estaciones secas (Smith & Janzen, 2003a, b). Algunas buenas referencias generales sobre biología de las avispas sierra se encuentra en Benson (1950), Schedl (1991), Wagner & Raffa (1993) y Viitasaari (2002).

Fauna argentina

La Tabla I provee la lista de los números de géneros y especies vivientes de las familias de avispas sierra en el mundo, la región Neotropical y la Argentina. En la región Neotropical se han descrito 132 géneros y casi 1000 especies; para la Argentina se registran 51 géneros y unas 140 especies (ver Apéndices). Argentina posee un 38% de los géneros y un 15% de las especies neotropicales. Para la región Neotropical, la fauna de avispas sierra no está bien estudiada, y se espera encontrar nuevas especies y nuevos registros. Abrahamovich *et al*. (2010) ofrecen la lista de tipos de las avispas sierra depositados en el Museo de La Plata.

Tabla I. Número de géneros y especies de las familias de avispas sierra en el Mundo, la región Neotropical y Argentina.

	Mundo		Neotrópico		Argentina	
Familias	Géneros	Especies	Géneros	Especies	Géneros	Especies
Anaxyelidae	1	1	0	0	0	0
Xyelidae	5	75	0	0	0	0
Argidae	51	800	32	359	11	31
Blasticotomidae	1	13	0	0	0	0
Cimbicidae	15	150	5	9	3	5
Diprionidae	6	130	3	10	0	0
Pergidae	57	400	32	256	15	38
Tenthredinidae	350	5000	44	400	19	40
Megalodontesidae	1	37	0	0	0	0
Pamphilidae	7	300	0	0	0	0
Cephidae	11	150	1	1	0	0
Siricidae	11	90	4	6	2	2
Xiphydriidae	15	100	4	21	0	0
Orussidae	20	75	6	23	1	2
Totales	809	8334	132	925	51	138

Clave para las superfamilias de avispas sierra de la Argentina

1- Mesonoto dividido por un surco transversal casi recto (Fig. 9A).....2
- Mesonoto no dividido por un surco transversal (Fig. 9B); el mesoscudo toca el escudelo.....3
2- Tórulos en la parte baja del rostro, cerca de las partes bucales (Fig. 10A); cabeza con corona de protuberancias cerca al ocelo medio (Fig. 10C); tergo abdominal I no dividido medialmente (Fig. 10C); tergos abdominales lateralmente redondeados.....Orussoidea
- Tórulos en la parte medial del rostro; cabeza sin corona de protuberancias (Figs. 10B,D); tergo abdominal I dividido medialmente (Fig. 10D); tergos abdominales angulados lateralmente.....Xyphydrioidea (probable)
3- Protibia con dos espolones apicales, el más pequeño al menos la mitad de la longitud del más grande (Fig. 11A); ovipositor en forma de hoja y usualmente corto (pronoto en vista dorsal con margen posterior fuertemente cóncavo).....Tenthredinoidea
- Protibia con un espolón apical (Fig. 11B); ovipositor usualmente largo, delgado (último tergo de la hembra y último esterno del macho con proyecciones cilíndricas, apicales con puntas cóncavas).....Siricoidea

Clave para las familias de avispas sierra de la Argentina

1- Antena sale del lado ventral de la cabeza, debajo del margen inferior de los ojos y debajo del clípeo aparente (Fig. 10A).....Orussidae
- Antena inserta en la parte anterior de la cabeza, sobre el clípeo y entre los ojos (Fig. 10B).....2
2- Flagelo antenal compuesto por un solo segmento largo (Fig. 12C), que se bifurca en algunos machos (Fig. 12B); América del Norte hasta Argentina y Chile.....Argidae
- Flagelo antenal con tres o más segmentos (Fig. 12A,D).....3
3- Ala anterior con vena radial transversa 2r (Fig. 13A).....4
- Ala anterior sin vena radial transversa (Fig. 13B).....7
4- Antena capitada, con 5-6 segmentos (Fig. 12E); abdomen usualmente con quilla sobre los lados; usualmente grandes y robustas (tibia anterior con dos espolones apicales, como en la Fig. 11A); Canadá, Estados Unidos, Brasil, Paraguay y Argentina.....Cimbicidae
- Antena filiforme (Fig. 12D), ocasionalmente ligeramente serrada o subclavada, con siete o más segmentos; abdomen sin quilla sobre los lados; usualmente delgado y más cilíndrico.....5

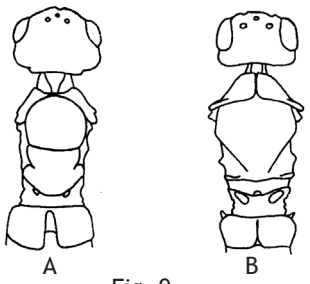


Fig. 9

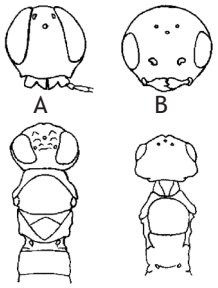


Fig. 10

Fig. 11

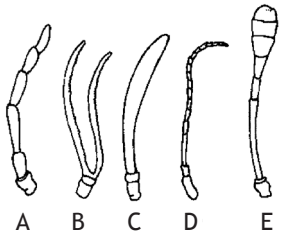


Fig. 12

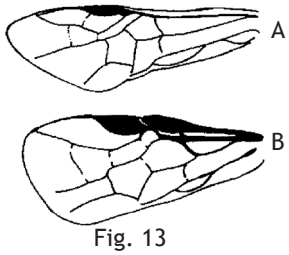


Fig. 13

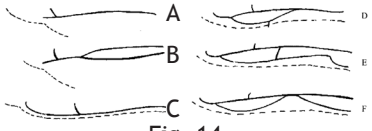


Fig. 14

5- Tibia anterior con dos espolones apicales; antena con 7 a 12 segmentos, la mayoría comúnmente con nueve segmentos y filiformes; América del Norte hasta Chile y Argentina.....Tenthredinidae (en parte)

- Tibia anterior con uno o dos espolones apicales (dos en Xiphydriidae, pero el segundo muy pequeño y difícil de ver); antena con 13-25 segmentos, usualmente con 20-25 segmentos.....6

6- Pronoto reducido a un collar angosto sobre el meson; mesonoto dividido por un surco transverso en la mitad formando una parte anterior y una posterior; lóbulos mesonotales laterales sin surcos diagonales; escleritos cervicales alargados, como cuello; ovipositor de la hembra ancho, como una espada (Fig. 6); América del Norte a Chile, probable en Argentina.....Xiphydriidae (en parte)

- Pronoto largo sobre el meson, no reducido; mesonoto sin surco transverso en el centro; lóbulos laterales del mesonoto dividido por surcos diagonales; escleritos cervicales no alargados, cortos; ovipositor largo, como aguja (Fig. 5); América del Norte y Central; especies introducidas en Brasil, Argentina y Chile.....Siricidae

7- Ala posterior sin celda anal (Fig. 14A); ala anterior con celda anal peciolada o ausente (Fig. 14C); antena variada, corta con 5-6 segmentos o con más de 25 segmentos, raramente con nueve segmentos, y filiforme, serrada, o pectinada; América del Norte a Chile y Argentina.....Pergidae

- Ala posterior con celda anal (Fig. 14B); ala anterior con celda anal siempre presente, peciolada o completa y con o sin una vena anal transversa (Figs. 14D a F); antena con 7-12 segmentos o 5-25 segmentos.....8

8- Antena con siete a 12 segmentos, más comúnmente con nueve; América del Norte a Chile y Argentina.....Tenthredinidae (en parte)

- Antena con 15 o más segmentos; filiforme, serrada, o pectinada en algunos machos; probable en Argentina.....Xiphydriidae (en parte)

Superfamilia Tenthredinoidea

Diagnosis. Ala anterior sin vena longitudinal Sc. Metatibia con una espina preapical o ninguna. Pronoto en vista dorsal con margen posterior claramente cóncava, excavación más larga que la longitud media del pronoto. Mesonoto sin surco transverso en el centro; apéndice mesoescutelar presente o ausente. Ovipositor como espada, corto. Protibia con dos espinas apicales. Genitalia del macho estrofándricos (rotados 180˚).

Los Tenthredinoidea son un clado monofilético integrado por las familias Blasticotomidae, Diprionidae, Cimbicidae, Pergidae, Argidae y Tenthredinidae (Schulmeister, 2003c). Los clados más derivados son Argidae + Pergidae y Tenthredinidae + Diprionidae + Cimbicidae. Una sexta familia, Blasticotomidae, es un clado separado. Argidae y Pergidae presentan la hoja de la hembra entera, no dividida en dos escleritos, el primer tergo abdominal fusionado con la metapleura, y ausencia del apéndice mesoescutelar. Tenthredinidae, Diprionidae y Cimbicidae tienen la hoja dividida en dos escleritos, el primer tergo abdominal no fusionado con la metapleura (excepto Cimbicidae) y con un apéndice mesoescudelar (excepto Cimbicidae). De las seis familias incluidas, todas son neotropicales excepto Blasticotomidae, que es paleártica. Estas familias son los grupos dominantes de avispas sierra en el Neotrópico.

Las larvas son fitófagas sobre una amplia variedad de plantas huéspedes. La mayoría de especies son comedoras externas de hojas, pero algunas son minadoras de hojas.

Distribución cosmopolita. Tenthredinidae, Pergidae y Argidae son los grupos más grandes y ampliamente distribuidos en el Neotrópico. En esta región, las especies de Cimbicidae están solamente del sudeste de Brasil al norte de Argentina, y las Diprionidae se conocen al sur y hasta el norte de América Central.

Familia Argidae

Diagnosis (Fig. 1). Avispas gruesas o alargadas, variando en longitud desde 4,0 hasta 14,0 mm; color variado, enteramente negro, negro y rojo, naranja a amarillo con marcas negras, hasta enteramente amarillas, alas hialinas, negras, o parcialmente o totalmente amarillas; antena con tres segmentos con el flagelo; machos, algunas veces, con flagelo bifurcado. Ala anterior sin vena 2r, con una celda anal cerrada (Fig. 1), y la mayoría de las especies con una celda anal cerrada en el ala posterior (Fig. 15). Apéndice mesoscudelar ausente; mesonoto sin surco transverso en el centro. Metapleura fusionada con el primer tergo abdominal. Tibia anterior con dos espinas apicales; patas medias y posteriores con (Fig. 17) o sin espinas preapicales. Vaina del ovipositor de la hembra no dividida, escleritos basal y apical fusionados. Genitalia del macho estrofándricos (rotados 180˚).

Schulmeister (2003c) discute la monofilia de Argidae + Pergidae dentro de Tenthredinoidea y lista un número grande de sinapomorfías de cada familia, incluyendo la fusión de la metapleura con el primer tergo abdominal y vaina del ovipositor no dividido en la hembra. La monofilia de Argidae se soporta en el flagelo antenal de un segmento.

La fauna mundial consiste de casi 51 géneros y unas 800 especies ubicadas en seis subfamilias: Arginae, Atomacerinae, Dielocerinae, Erigleninae, Sterictiphorinae y Zenarginae. Todas excepto Zenarginae (australiana) se encuentran en el Neotrópico. Smith (1992) revisa Argidae para América al sur de los Estados Unidos, el área donde la familia muestra su mayor riqueza de especies, y proporciona claves para géneros y especies.

Las larvas son fitófagas y comedoras externas de hojas, aunque *Schizocerella pilicornis* come externamente o como minador de hojas de *Portulaca*. Aunque aun pobremente conocidos, los comedores de plantas se conocen mejor dentro de Argidae que en algunas familias de "Symphyta" en el Neotrópico. Referencias sobre la historia de vida, notas y compendios están en Smith (1992), Kimsey & Smith (1985) y Smith & Janzen (2003a). Mareggiani *et al*. (1994) aportan información sobre *Adurgoa gonagra* sobre *Senna* en Argentina, y Smith & Díaz (2001) sobre *Sericoceros villetanae* dañando árboles de villetana en Paraguay.

En general, las larvas de la mayoría de Arginae, Atomacerinae y Sterictiphorinae se alimentan individualmente, no presentan cuidado maternal; las Dielocerinae y Erigleninae son gregarias y muestran algún grado de ordenamiento subsocial por el comportamiento exhibido en los patrones de cuidado maternal, alimentación larval y construcción de capullos. La oviposición se hace normalmente en la hoja de una planta alimenticia, si bien los Erigleninae (*Sericoceros*) y Dielocerinae normalmente colocan grupos de huevos sobre la superficie de las hojas. En *Sericoceros* y Dielocerinae, la hembra cuida los huevos y algunas veces las larvas jóvenes. Este cuidado maternal es discutido por Martorell (1941), Dias (1975, 1976), Smith & Diaz (2001), Ciesla (2002) y Smith & Janzen (2003a). Las larvas de *Themos* y *Dielocerus* son gregarias y se alimentan en patrones organizados sobre la hoja (Dias, 1975, 1976). La oviposición y la alimentación se dan comúnmente durante la aparición de hojas nuevas con motivo de la llegada de la estación lluviosa.

Hay una o más generaciones por año. La mayor actividad parece presentarse en la estación lluviosa, cuando las hojas recién formadas ofrecen el mayor recurso alimenticio, puesto que la hibernación se presenta a través de la estación seca.

Las Argidae son cosmopolitas y en las Américas se encuentran en México, Puerto Rico, Islas Vírgenes y República Dominicana hasta el norte de Argentina y el norte de Chile. Ningún árgido se conoce de las zonas templadas de la Argentina y Chile.

Clave para las subfamilias y géneros de Argidae de la Argentina

1- Celda marginal del ala posterior cerrada, con vena accesoria en el ápice (Fig. 15); antena insertada encima del nivel medio de los ojos (Fig. 16); tibias medias y posteriores cada

una con una espina preapical (Fig. 17) (flagelo antenal del macho simple; uñas tarsales simples).....Arginae (en Argentina sólo *Scobina*)

- Celda marginal del ala posterior abierta en el ápice (Fig. 18); antenas insertadas en o debajo del nivel medio de los ojos (Fig. 19); tibias sin espinas preapicales.....2

2- Flagelo antenal del macho simple (Fig. 12C); espina apical tibial anterior externa casi dos veces la longitud de la espina interior; uñas tarsales con lóbulo grande agudo basal (Fig. 20); especies pequeñas, en su mayoría de longitud igual a 6 mm o menor (ala posterior sin celda anal (Fig. 18)); mandíbulas con tres dientes..... Atomacerinae (en Argentina sólo *Atomacera*)

- Flagelo antenal del macho bifurcado (Fig. 12B); espinas tibiales anteriores apicales subiguales en longitud; uñas tarsales usualmente sin lóbulo basal, generalmente simple, pero ocasionalmente con diente interno; diversas tallas.....3

3- Cada mandíbula con dos o tres dientes grandes; cabeza transversa en vista dorsal, más ancha que larga (Fig. 21).....Erigleninae.....4

- Mandíbula izquierda simple o con dos o tres dientes pequeños o con crenulaciones cerca del centro, mandíbula con un solo diente cerca de la base; cabeza en vista dorsal diversa, comúnmente redondeada y no notablemente más ancha que larga.....Sterictiphorinae.....6

4- Celda marginal del ala anterior cerrada en su ápice y celda anal del ala posterior presente (Fig. 22); vena transversa basal Cu1 entre venas M+Cu1 y 1A presente en alas anterior y posterior (Fig. 22); vaina en forma de pinza desde arriba (Fig. 23).....*Eriglenum*

- Celda marginal del ala anterior abierta en el ápice (Fig. 24); celda anal del ala posterior presente o ausente (Fig. 24); vena transversa basal Cu1 ausente.....5

5- Celda anal del ala posterior presente o ausente; cada mandíbula con tres dientes agudos; longitud antenal 1,5X o menos del ancho de la cabeza; segmentos de los palpos uniformemente estrechos (Fig. 25).....*Sericoceros*

- Celda anal del ala posterior presente (como en la Fig. 22); mandíbula izquierda con tres dientes agudos, mandíbula derecha con dos dientes agudos; longitud antenal 2X el ancho de la cabeza; 3er segmento del palpo labial ligeramente agrandado (Fig. 26).....*Subsymmia*

6- Ala anterior con celda marginal cerrada y celda anal presente en el ala posterior (Fig. 27).....7

- Ala anterior con celda marginal cerrada y celda anal ausente en el ala posterior (Fig. 28) o ala anterior con celda marginal abierta y celda anal presente o ausente en el ala posterior (Fig. 29).....9

7- Distancia interocular inferior más grande que la longitud del ojo (Fig. 30); ojos pequeños, convergiendo abajo ligeramente, área interantenal redondeada; palpo maxilar más corto que la longitud del ojo; todos los segmentos palpales de ancho uniforme (Fig. 31).....*Adurgoa*

- Distancia interocular inferior más corta que la longitud del ojo, ojos grandes y convergiendo abajo (Fig. 32); carena interantenal presente, afilada; palpos maxilares más largos que la longitud del ojo, palpos sin segmentos expandidos o 3er segmento del palpo labial y 4to segmento del palpo maxilar expandido (Fig. 33).....8

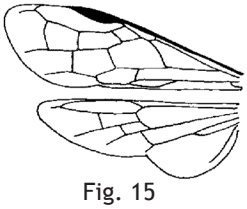


Fig. 15

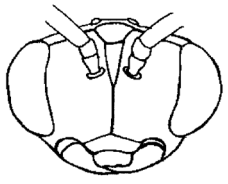


Fig. 16

Fig. 17

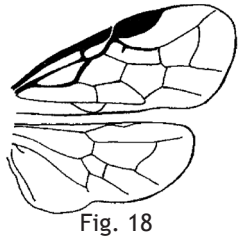


Fig. 18

Fig. 19

Fig. 20

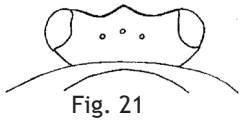


Fig. 21

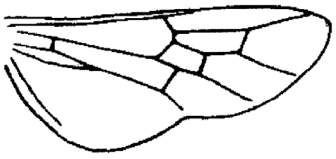


Fig. 22

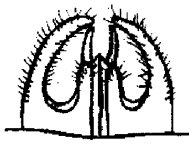


Fig. 23

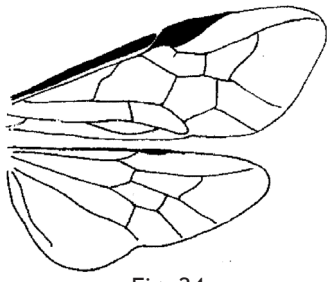


Fig. 24

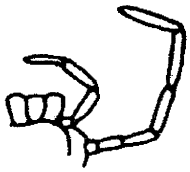


Fig. 25

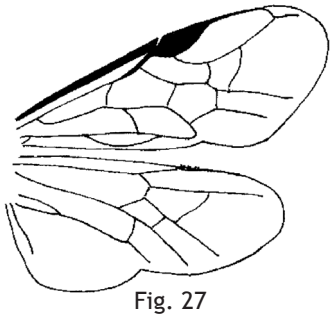


Fig. 27

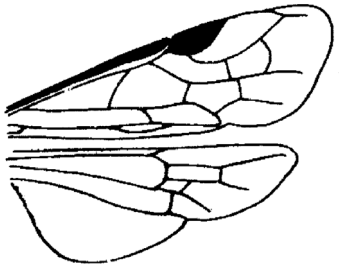


Fig. 28

Fig. 26

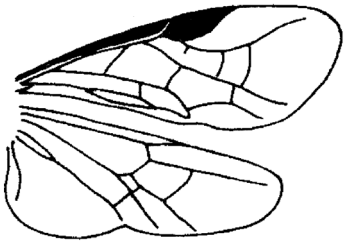


Fig. 29

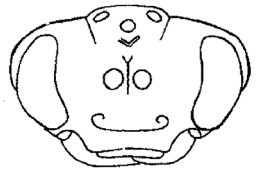


Fig. 30

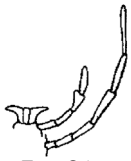


Fig. 31

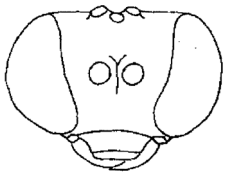


Fig. 32

Fig. 33

Fig. 34

Fig. 35

Fig. 36

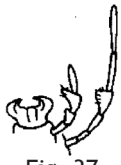


Fig. 37

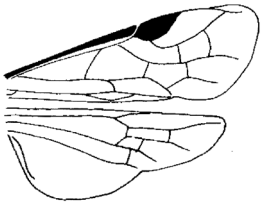


Fig. 38

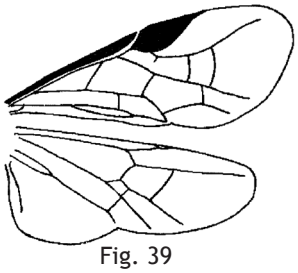


Fig. 39

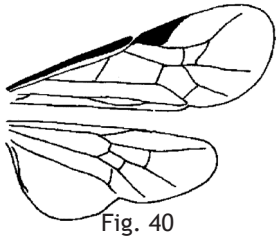


Fig. 40

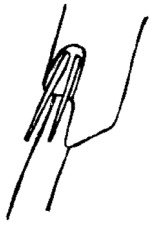


Fig. 41

8- Primer segmento antenal grande, bulboso, mucho más ancho que otros segmentos (Fig. 34); margen apical anterior de celda marginal del ala anterior cercana a margen anterior del ala, con ninguna o una vena accesoria muy corta (Fig. 36); carena interantenal alta y afilada; palpos sin segmentos expandidos o algunas veces con 3er segmento del palpo labial ligeramente expandido (Fig. 31).....*Manaos*
- Primer segmento antenal, no más ancho que el resto de la antena (Fig. 35); margen apical anterior de celda marginal del ala anterior removida de margen anterior del ala, con vena accesoria larga (Fig. 27); carena interantenal diversa, palpos usualmente con 3er segmento del palpo labial y 4to segmento del palpo maxilar expandido (Fig. 33).....*Hemidianeura* (en parte)

9- Ala anterior con celda marginal cerrada en el ápice y celda anal del ala posterior ausente (Fig. 36) (palpo maxilar más largo que la longitud del ojo y 2do segmento del palpo labial y algunas veces el 4to segmento del palpo maxilar agrandado (Fig. 37).....*Hemidianeura* (en parte)
- Ala anterior con celda marginal abierta en el ápice y celda anal del ala posterior presente o ausente (Fig. 38).....10

10- Ala anterior con celda marginal abierta en el ápice y celda anal de ala posterior presente (Fig. 39)...11
- Ala anterior con celda marginal abierta en el ápice y celda anal de ala posterior ausente (Fig. 40).....*Schizocerella*

11- Tibia posterior proyectada en un collar en el ápice; espinas tibiales nacen en la base del collar y no se extienden más allá de su ápice (Fig. 41).....*Brachyphatnus*
- Tibia posterior sin collar en el ápice; espinas tibiales nacen en el ápice de la tibia.....*Sphacophilus*

Familia Cimbicidae

Diagnosis (Fig. 2). Avispas gruesas y robustas, longitud de 10 a 15 mm. Color variado, en su mayoría negro o negro con rojo; pocos completamente naranja. Antena capitada, con 5-6 segmentos. Ala anterior con 2A+3A fusionada a 1A en el centro, formando celdas anales basal y apical (en especies neotropicales); vena transversa 2r presente. Ala posterior con celda anal encerrada y celdas submarginal y discal ambas presentes. Metapleura fusionada con el primer tergo abdominal. Márgenes laterales del abdomen en ángulos agudos. Tibias sin espinas preapicales. En *Pachylosticta*, uñas tarsales con un pequeño diente subapical en el macho, con diente subapical largo en la hembra; las alas anteriores también son sexualmente dimórficas.Vaina del ovipositor de la hembra dividida en escleritos basal y apical. Genitalia del macho estrofándricos (rotados 180˚).

Schulmeister (2003c) discute la monofilia de Cimbicidae, ubicándola en el clado Cimbicidae + Diprionidae + Tenthredinidae. Las autapomorfías para Cimbicidae incluyen las antenas en forma de clava, primer tergo fusionado con el metepímero, y varios caracteres musculares. Casi 15 géneros y 150 especies se conocen en el mundo. Las Cimbicidae están representadas en el Hemisferio Sur solamente por la subfamilia Pachylostictinae, con representantes endémicos en Sur América. Esta subfamilia se encuentra solamente en el sur y sudeste de Brasil, Paraguay y norte de Argentina. No se conoce ningún címbicido entre los Estados Unidos y el sur de Brasil. Smith (1988) la revisa para el Neotrópico y proporciona claves para los géneros y especies. *Pachylosticta* incluye cinco especies en el sur de Brasil y el norte de Argentina, estando entre los cimbícidos más grandes y más coloreados en el Neotrópico. Los otros géneros, *Pseudopachylosticta, Pseudabia, Brasilabia* y *Lopesiana,* son monotípicos. Dadas las antenas en forma de clava, los címbicidos y pérgidos de los géneros *Syzygonia* y *Parasyzygonia* pueden confundirse. Estos géneros de Pergidae, sin embargo, tienen espinas preapicales sobre las tibias, falta la vena transversa y una celda anal en el ala anterior, faltan las celdas submarginal, discal, y anal en el ala anterior, y tiene una sutura mesosternal.

Se desconoce de las plantas que consumen y las historias de vida. Todos los cimbícidos neárticos y paleárticos son comedores externos de hojas sobre *Ulmus*, *Alnus, Salix, Symphoricarpos* y *Lonicera*.

Clave para los géneros de Cimbicidae de la Argentina

1- Partes bucales reducidas, palpos maxilares con 4 segmentos, palpos labiales con 3 segmentos (Fig. 42)....2
- Partes bucales normales, palpos maxilares con 6 segmentos, palpos labiales con 4 segmentos (Fig. 43).....*Pseudabia*

2- Celda submarginal del ala posterior mucho más pequeña que la celda discal y triangular, celda discal debajo y detrás de la celda submarginal en parte uniéndose a la celda radial (Fig. 44); ala anterior del macho normal, no proyectada anteriormente en el estigma.....*Pseudopachylosticta*
- Celdas submarginal y discal del ala posterior casi igual en talla o celda discal mas pequeña, celda discal localizada directamente debajo de la celda submarginal y no uniéndose a la celda radial (Fig. 45); en el macho, área estigmal del ala anterior proyectada anteriormente.....*Pachylosticta*

Familia Pergidae

Diagnosis (Fig. 3). Diversos en estructura, talla y color, desde 3,0 hasta 15,0 mm en longitud; sólo negros, o con combinaciones que van desde rojo y negro hasta diferentes proporciones de naranja, amarillo y negro; alas negras o hialinas. Antenas con 6, 7, 8, 10 ó 12 hasta 25 segmentos, raramente nueve segmentos (un género de Acordulecerinae), filiforme, serrada, o pectinada. Ala anterior sin vena transversa 2r, usualmente sin una celda anal cerrada (excepto Perreyiinae); ala posterior sin celdas submarginal, discoidal, y anal cerradas. Metapleura fusionada con el primer segmento abdominal. Vaina del ovipositor de la hembra no dividida, escleritos basal y apical fusio-

Fig. 42

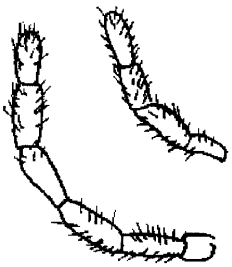


Fig. 43

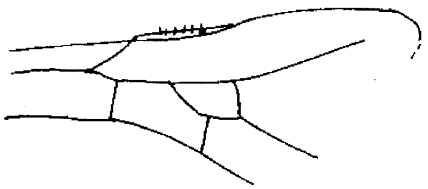


Fig. 44

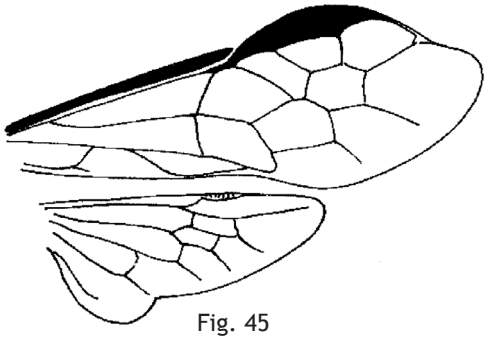


Fig. 45

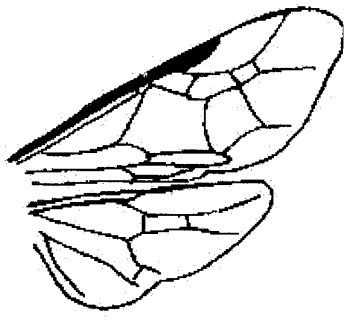


Fig. 46

nados. Apéndice mesoscutelar ausente, fusionado con el mesoscutelo. Genitalia del macho estrofándricos (rotados 180°).

Son el grupo hermano de las Argidae, según el carácter de la fusión del primer segmento abdominal y la metapleura, y la fusión de los escleritos de la vaina del ovipositor de la hembra (Schulmeister, 2003c). Las autapomorfías para Pergidae son los cuatro o mas flagelómeros antenales, celda anal casi siempre ausente en el ala anterior (excepto Perreyiinae y algunos géneros indoaustralianos), y celdas cerradas submarginal, discoidal y anal siempre ausentes en el ala posterior.

Smith (1990) revisa la fauna neotropical, incluyendo ocho subfamilias, 32 géneros y 256 especies. Las Conocoxinae, Syzygoniinae, Parasyzygoniinae, Loboceratinae y Acordulecerinae son exclusivamente del Nuevo Mundo, mientras los Pergulinae, Philomastiginae y Perreyiinae están distribuidos en la región Indo-Australiana. Seis subfamilias son exclusivas de Australia. Smith (1990) proporciona claves para los géneros y la mayoría de las especies, excepto varios géneros grandes como *Acordulecera* y *Anathulea*, los cuales, cuando estén mejor estudiados, probablemente sumen otras 200 especies. Smith (1995a) describe un género y especie nuevos, *Philoperra obscura* de Chile, y Smith (en Smith & Janzen, 2003b) describe tres especies de *Acordulecera* de Costa Rica. Smith & Schmidt (2009) redescubren *Barilochia* para América del Sur. Dos especies de *Cladomacra*, un género de Perreyiinae distribuido en Papua Nueva Guinea e Indonesia, están entre las pocas avispas sierra ápteras conocidas (Naumann, 1984; Shinohara, 1986). La aptería no se conoce en Pergidae neotropicales.

Larvas de la mayoría de las especies se alimentan externamente; sin embargo, las especies del género australiano *Phylacteophaga* minan hojas de *Eucalyptus* y la especie neotropical *Corynophilus pumilis* en Brasil mina hojas de *Roupala* (Smith, 1995a). Se conocen plantas huéspedes y hábitos para muy pocas especies. *Perreyia tropica* y *Perreyia flavipes* se alimentan en pastos o en hojarasca muerta en Costa Rica y Sur América (Dutra *et al.*, 1997; Riet-Correa *et al.*, 1998; Flores *et al.*, 2000; Soares *et al.*, 2001), y *Decameria rufiventris* se alimenta de hongos (*Auricalaria*, Auriculariaceae) (Smith, 1995a), el único caso de fungivoría en avispas sierra. La mayoría de las larvas se alimentan sobre follaje en desarrollo. Las plantas huéspedes conocidas (Smith, 1990; Smith & Janzen, 2003b; Smith & Bado, 2004) incluyen *Erythroxylon* (Erythroxylaceae), *Arrabidaea* (Bigioniaceae) y *Posoqueria* (Rubiaceae) para *Acordulecera*; *Mesechites* (Apocynaceae) para *Aulacoamerus*; *Hippocratea* (Hippocrateaceae) para *Anathulea*; *Nothofagus* (Nothofagaceae) para *Ceraspastus volupis*; *Roupala* (Protaceae) para *Corynophilus pumilis*; *Psidium guajava* (Myrtaceae) para *Enjijus, Haplostegus, Suwatnus* y *Truqus*; *Schinus* (Anacardiaceae) para *Heteroperreyia*; *Tibouchina* (Melastomataceae) para *Syzygonia*; *Solanum* (Solanaceae) para *Tequus*; y *Fuchsia* y *Ludwigia* (Onagraceae) para *Lagideus*. Pereira *et al.* (2009) ofrecen notas sobre *Haplostegus nigricrus* en *Psidium guajava* en Brasil.

Las larvas se alimentan individualmente o gregariamente sobre el follaje de las plantas. La pupa se desarrolla usualmente en un capullo en la hojarasca superficial. Se ha observado cuidado maternal en *Syzygonia cyanocephala*, alimentándose sobre *Tibouchina* en Brasil (Azevedo-Marques, 1933). Especies de *Perreyia* viajan sobre la superficie en grupos o masas, donde se alimentan sobre hojas en descomposición. Flores *et al*. (2000) ofrecen información sobre la biología de *Perreyia tropica* en Costa Rica y observa agregaciones larvales de 50 larvas o más avanzando como una sola unidad que puede tener una longitud mayor a 30 cm, 10 cm de ancha y 5 cm de alta, en la parte media. Agregaciones similares se conocen de *Perreyia flavipes* en Brasil (Soares *et al*., 2001). Tales masas larvales se han observado por Wheeler & Mann (1923) en Bolivia, Brasil y Guyana, las cuales pueden incluir otras especies de Perreyiinae.

La mayoría de las historias de vida están asociadas con especies de alguna importancia económica. Especies de *Tequus* pueden dañar la papa en Perú y Bolivia (Wille, 1943; Carrasco, 1967; Aréstegui, 1976; Smith, 1981a). Las que se alimentan sobre guayaba son algunas veces también pestes (Pyenson, 1940; Benson, 1941; Pedrosa-Macedo, 2000). *Heteroperreyia hubrichi,* del sur de Brasil y Uruguay, se ha considerado para introducción en los Estados Unidos para control en el árbol de pimiental del Brasil, *Schinus terebinthifolius* (Medal *et al*., 1999). *Haplostegus epimelas* ha sido considerada para exportación para control de *Psidium* (Pedrosa-Macedo, 2000). Algunas especies de *Perreyia* en Sud América son venenosas para el ganado porcino o ganado grande si los ingieren con el pasto (Costa Lima, 1941; Camargo, 1955; 1956; Dutra *et al*., 1997; Riet-Correa *et al*., 1998; Soares *et al*., 2001). MacDonald & Ohmart (1993) presentan una buena visión general de las historias de vida e interacciones con plantas alimenticias de las Pergidae australianas.

Las Pergidae se conocen solamente para las regiones Australiana, Neotropical y Neártica. Esta es la familia dominante de avispas sierra en Australia con casi 160 especies conocidas. Solamente un género, *Acordulecera* (Acordulecerinae), se encuentra en el Neártico, y se conoce desde Canadá hasta el norte de Argentina y es el único género pérgido conocido en las Indias Occidentales (Montserrat, Dominica, St. Vincent). De otro modo las Pergidae están generalmente distribuidas en el Neotrópico. Las Acordulecerinae son en su mayoría de amplia distribución; se conocen desde Canadá hasta el sur de Chile (Magallanes). Perreyinae, Pergulinae, Loboceratinae y Syzygoniinae se encuentran desde México hasta el norte de Argentina. Las Parasyzygoniinae son conocidas solamente de Brasil y Venezuela, y las Philomastiginae y Conocoxinae se conocen sólo del centro y sur de Chile y la Argentina. Schmidt y Smith (2006) ofrecen un catálogo sistemático de la familia para el mundo. Smith (2006) ofrece una lista de la familia para el Hemisferio Occidental, con la descripción de un género nuevo.

Clave para las subfamilias y géneros de Pergidae de la Argentina

1- Celda anal presente en el ala anterior, peciolada; celda discoidal inusualmente grande (Fig. 46) (tibias media y posterior sin espinas preapicales; tibia anterior con 2 espinas apicales; antena con 10-25 segmentos, filiforme, serrada, o pectinada en algunos machos); México a Argentina y Chile.....Perreyiinae.....6

\- Celda anal del ala anterior ausente o solamente un tocón basal de 2A+3A presente (Fig. 47); celda discoidal no inusualmente grande..... 2

2- Tibias media y posterior sin espinas preapicales (antena corta, filiforme, con seis a siete segmentos, tibia anterior con dos espinas apicales); Chile y sur de Argentina.....Conocoxinae.....11

\- Tibias media y posterior o solamente la tibia media con espinas preapicales.....3

3- Tibia media con espina preapical, tibia posterior sin espina preapical (antena filiforme o ligeramente clavada, con siete segmentos (Fig. 48A)), con 14 segmentos solamente en *Hyperoceos* (Fig. 48B); mesoscutelo lateralmente carenado; base de la celda mediana del ala posterior no en línea recta; México al norte de Argentina..... Loboceratinae (en Argentina sólo *Aulacomerus*)

\- Tibias media y posterior con espinas preapicales.....4

4- Antena larga, con más de 18 segmentos, filiforme en la hembra, serrada en el macho (Fig. 48C) (placas basales completamente esclerotizadas, no emarginadas detrás; palpos maxilares con seis segmentos, palpos labiales con cuatro segmentos; costa estrecha); Chile y sur de la Argentina..... Philomastiginae (en Argentina sólo *Cerospastus*)

\- Antena corta, 5-9 segmentos, filiforme o clavada, pectinada en algunos machos.....5

5- Palpos maxilares con seis segmentos, palpos labiales con cuatro segmentos; labio trilobado; venas formando la base de la celda submarginal en el ala posterior usualmente casi rectas (Fig. 49); Canadá a la Argentina.....Acordulecerinae.....12

\- Palpos maxilares con tres a cinco segmentos; palpos labiales con 2-3 segmentos; labio con uno o tres lóbulos; venas formando la base de la celda submarginal en el ala posterior no en línea recta (Fig. 50) (clípeo trunco, Fig. 51; antena filiforme o ligeramente clavada, en algunos machos pectinada); México a Argentina..... Syzygoniinae (en Argentina sólo *Lagideus*)

6- Clípeo con emarginación central profunda (Fig. 52) (antena con 10-12 segmentos, filiforme o serrada en ambos sexos; ala posterior con celda marginal cerrada, su ápice cercano a la margen apical del ala; lanceta de la hembra bien esclerotizada, con anillos distinguibles, diente anular y serrulas).....*Camptoprium*

\- Clípeo trunco (Fig. 53).....2

7- Celda marginal del ala posterior corta, finalizando alguna distancia antes del ápice del ala y con una vena accesoria larga que es igual a 1/5 hasta 1/2 de la longitud de la celda margi-

nal (Figura 54); ovipositor de la hembra reducido, muy pequeño, débilmente esclerotizado, y sin anillos y sérrulas (Fig. 55).....8
- Celda marginal del ala posterior abierta o cerrada, si cerrada entonces finalizando cerca al ápice del ala y ningún muñón de una vena accesoria o uno muy corto (Fig. 46); ovipositor de la hembra variado.....9

8- Antena del macho pectinada (Fig. 56B), antena de la hembra filiforme, no serrada, y segmentos no expandidos en sus ápices (Fig. 56A); antena con 15 a 22 segmentos (hembra usualmente con antena larga y delgada, un área postocelar muy corta usualmente más ancha que larga, y con puntos esparcidos sobre la cabeza).....*Perreyiella*
- Antena de ambos sexos filiforme o serrada, no pectinada; antena con 10 a 18 segmentos, usualmente con menos de 15 segmentos (hembra usualmente con antena engrosada, un área post-ocelar larga 1,5 a 2 veces más larga que ancha, y, excepto por unas pocas especies, sin puntos sobre la cabeza).....*Decameria*

9- Antena con 11 segmentos, filiforme, delgada (espacio malar tan ancho como el diámetro del ocelo frontal; vaina simple, redondeada en vista lateral y delgada desde arriba, sin escopa; lanceta de la hembra con anillo claro y diente ventral; macho desconocido).....*Barilochia*
- Antena con 10-20 segmentos, comúnmente gruesa, pectinada o serrada….....10

10- Lanceta de la hembra bien desarrollada, esclerotizada y con anillo distinguible, dientes usualmente anulares y sérrulas (Fig. 57); vaina ancha, con escopa; antena del macho serrada; celda marginal del ala posterior cerrada en el ápice; palpo maxilar con 5-6 segmentos.....*Heteroperreyia*
- Lanceta de la hembra reducida, pobremente desarrollada, débilmente esclerotizada, sin anillos o sérrulas, usualmente con pocas sedas (Fig. 58); mitades laterales de la vaina adelgazadas, no en forma de escopa; antena del macho usualmente pectinada, pero algo serrada; celda marginal del ala posterior abierta o cerrada en el ápice; palpo maxilar usualmente con cuatro segmentos.....*Perreyia*

11- Ala anterior con cuatro celdas cubitales; antena delgada, cerca de 2,5 veces el ancho de la cabeza, tercer segmento subigual en longitud a los dos siguientes.....*Conocoxa*
- Ala anterior con tres celdas cubitales; antena gruesa, longitud subigual al ancho de la cabeza, longitud del tercer segmento igual a los siguientes 2,5.....*Nithulea*

12- Antena con ocho segmentos (ala anterior con cuatro celdas submarginales -Fig. 59-; distancia interocular inferior más grande que la longitud del ojo).....*Giladeus*
- Antena con seis o siete segmentos.....13

13- Antena con siete segmentos.....*Acordulocerida*
- Antena con seis segmentos.....14

14- Ojos pequeños, distancia interocular inferior más grande que la longitud del ojo (Fig. 60); cabeza en vista dorsal larga y ancha detrás de los ojos (Fig. 61); mandíbulas agudamente dobladas en el ápice (Fig. 60); márgenes del mesoscutelo con un reborde notorio.....*Tequus*
- Ojos grandes, distancia interocular inferior más corta o subigual que la longitud del ojo (Fig. 62); cabeza en vista dorsal con ojos usualmente muy cercanos a la margen posterior de la cabeza y cabeza fuertemente estrecha detrás de los ojos (Fig. 63); mandíbulas no agudamente dobladas en los ápices; márgenes del mesoscutelo carenadas..*Acordulecera*

Familia Tenthredinidae

Diagnosis (Fig. 4). Avispas corpulentas o alargadas, fluctuando en longitud desde 3,0 hasta 14,0 mm; color variado, comúnmente negro con marcas rojas, amarillo o naranja con marcas negras, hasta enteramente amarillo o naranja; alas negras, hialinas, o parcialmente amarillas. Antena con nueve segmentos, raramente 10 u 11 segmentos (conocido solamente en dos o tres especies Neotropicales). Ala anterior con celda anal, completa o peciolada con parte basal de la vena 2A+3A ausente; vena 2r presente o ausente. Ala posterior con celda anal usualmente presente (ausente en solamente unos pocos casos); celdas submarginal y discoidal presentes o ausentes. Apéndice mesoescutelar presente. Metapleura fusionada con el primer tergo abdominal. Tibias sin espinas preapicales; tibia anterior usualmente con dos espinas apicales, la espina interna casi tan larga como la mitad de la espina externa. Hoja del ovipositor de la hembra dividida en dos escleritos. Genitalia del macho estrofándricos (rotados 180˚).

De acuerdo con Schulmeister (2003c), la monofilia de Tenthredinidae + Diprionidae + Cimbicidae se apoya en dos sinapomorfías: la presencia de dentículos sobre las plántulas y una inflexión del noveno esterno del macho. Esta autora propone a las Diprionidae + Cimbicidae como el grupo hermano de Tenthredinidae y postula cuatro autapomorfías soportando la monofilia de Tenthredinidae. Las relaciones filogenéticas dentro de las Tenthredinidae no están bien resueltas y necesitan estudios más profundos.

Ésta es la familia más grande de avispas sierra con un estimado de 4000 especies alrededor del Mundo. En el Neotrópico, la familia es comparable en tamaño con Argidae y Pergidae. La concepción tradicional de siete subfamilias, básicamente se sigue aquí como en Ross (1937), Smith (1979) y Goulet (1992). Las subfamilias son Selandriinae (incluyendo la subfamilia previamente reconocida como Dolerinae), Susaninae, Nematinae, Heterarthrinae, Blennocampinae, Allantinae y Tenthredininae. Selandriinae, Nematinae, Heterarthrinae, Blennocampinae y Allantinae se encuentran en la región Neotropical. Susaninae se conoce solamente en el oeste de los Estados Unidos (Smith, 1969) y Tenthredininae es holártica con algunas especies extendiéndose hasta el norte de México (Smith, 2003a).

Las Selandriinae es la subfamilia más grande en el Neotrópico, con un estimado de 150 especies descritas en 15 géneros; sin embargo, hay una cantidad igual o mayor de especies sin describir. Malaise (1954) pro-

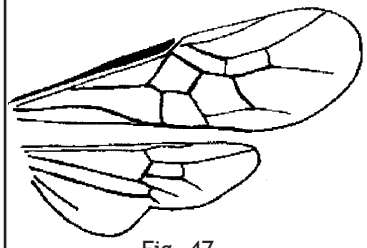
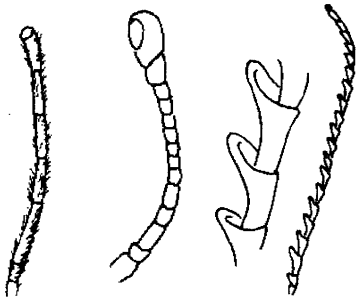


Fig. 47



A B C

Fig. 48

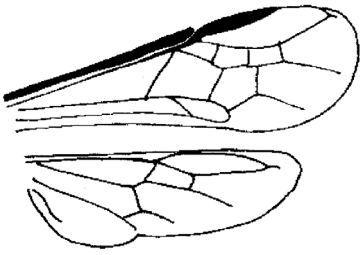


Fig. 49

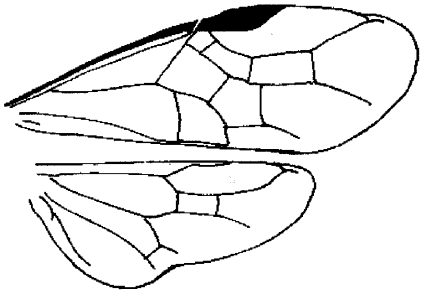


Fig. 50

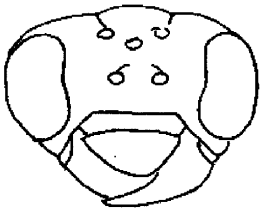


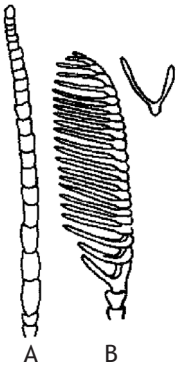
Fig. 51

Fig. 52

Fig. 53

Fig. 54

Fig. 55



A B

Fig. 56

Fig. 57

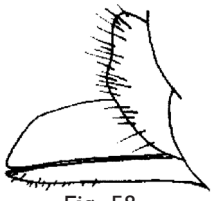


Fig. 58

Fig. 59

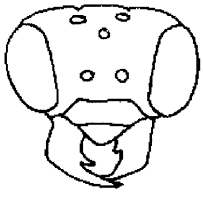


Fig. 60

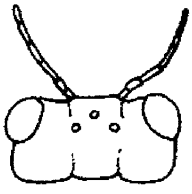


Fig. 61

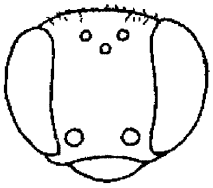


Fig. 62

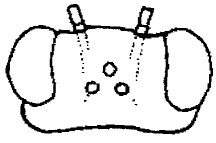


Fig. 63

porcia clave para los géneros neotropicales, los cuales proporciona en su clave mundial (Malaise, 1963). No hay revisiones de esta subfamilia para el Neotrópico, excepto por el pequeño género *Eriocampidea* (Smith & Lawton, 1980).

Blennocampinae es la segunda subfamilia más grande, con casi 100 especies descritas en 12 géneros; se calculan cerca de 150 a 200 especies. No existen claves para los géneros neotropicales. La mayoría de las especies pertenecen al gran género *Waldheimia*, tratado por Malaise (1949), aunque hay muchas más especies. Smith (1973a, b) revisa Lycaotini, y Smith (en Smith *et al*., 2003) describe un nuevo *Periclista* de Chile y Argentina.

Smith (2003a, b) revisa las Allantinae, Heterarthrinae y Nematinae para América al sur de los Estados Unidos. Las Allantinae incluyen 40 especies en seis géneros,

Heterarthrinae ocho especies en tres géneros, y Nematinae 17 especies en seis géneros. Algunos taxones son, sin embargo, extensiones hacia el sur de géneros más norteños o especies que entran en el norte de México. Smith (1976) proporciona una clave para los Fenusini del Mundo. Nematinae es un grupo dominante de avispas sierra en las regiones ártica y subártica del Hemisferio Norte, y el número de especies decrece notoriamente hacia el sur. Solamente un género, *Pristiphora*, es nativo para el Neotrópico (Wong & Benson, 1965; Wong, 1976; Smith, 2003a). *Nematus oligospilus* ha sido introducida a Argentina y Chile (Koch & Smith, 2000).

La mayoría de las larvas son comedoras externas de hojas, pero muchas son minadoras externas de hojas o barrenadoras de brotes. La información sobre la fauna neotropical indica que la mayoría son comedoras externas de hojas y unas pocas son minadoras de hojas. Los estudios y las asociaciones con huéspedes se limitan a pocas especies económicamente importantes y algunas especies introducidas (Kimsey & Smith, 1985; Smith & Janzen, 2003b).

Las plantas sobre las que se alimentan incluyen *Salix* y *Populus* para la especie introducida *Nematus oligospilus*; *Pyrus* y *Prunus* para la especie introducida *Caliroa cerasi*; *Nothofagus* para el minador foliar *Notofenusa,* que además se alimenta externamente en *Periclista* y *Betula pendula* (Peralta-Alba *et al.*, 2007); *Rumex* y *Polygonum* para *Ametastegia* introducido; *Rubus* para *Priophorus* introducido; *Hamelia* para *Waldheimia*; *Erythrina, Psidium* y *Conostegia* para *Metapedias*; un musgo, *Entodontopsis*, para *Adiaclema*; *Prunus* para el enrollador de hojas *Pristiphora*; *Acaena* para *Ucona*; *Cissus* para dos especies de *Waldheimia*; y *Pteridium* para *Eriocampidea*. Muchas Selandriinae neárticas comen helechos, los cuales son posibles plantas huéspedes para muchas Selandriinae neotropicales.

Los comedores externos de hojas se alimentan solos o en grupos; alimentándose sobre los bordes de las hojas o en la superficie inferior de las mismas, esqueletizándolas. Las larvas maduras usualmente caen al suelo donde tejen un capullo en la hojarasca o hacen celdas enterradas en el suelo. Algunas especies pueden penetrar en madera suave o tallos de otras plantas, para formar una celda pupal. Los únicos minadores de hojas son *Notofenusa* de Chile y Argentina (Smith, 2003a); Faundez *et al*. (2009) recientemente han registrado por primera vez minado de hojas de *Notofenusa flinti* en *Nothophagus pumilio* en Chile. La larva de *Pristiphora auricauda* en Costa Rica hace una hoja enrollada sobre *Prunus* (Smith & Janzen, 2003a). No existen registros de cuidado maternal o comportamiento larval inusual en Tenthredinidae, como se registra para Argidae y Pergidae.

Notas sobre especies introducidas incluyen Camacho (1917) e Izquierdo (1921) sobre *Caliroa cerasi*, una plaga de la pera en Argentina y Chile; González *et al*. (1986) y Koch & Smith (2000) y muchas referencias allí contenidas sobre *Nematus oligospilus* (en mucho de la literatura como *Nematus desantisi* Smith 1983) en Argentina y Chile; y Carrillo *et al*. (1990) sobre *Ametastegia glabrata* en Chile. Otros estudios incluyen Pyenson (1940) sobre un *Metapedias* comiendo sobre *Psidium* y *Janvier* sobre *Ucona acaenae* (como *Antholcus varinervus*), el cual fue introducido en Nueva Zelanda en la década de 1930 para ayudar en el control de *Acaena*.

Las Tenthredinidae están generalmente distribuidas en el Neotrópico, aunque ninguna se registra de las Indias Occidentales (excepto Trinidad). Selandriinae, Blennocampinae y Allantinae están ampliamente distribuidas, pero en Chile y Argentina templados no hay Selandriinae y solamente algunas Blennocampinae y Allantinae. Las Heterarthrinae se distribuyen del sur de Brasil hasta Tierra del Fuego, y las Nematinae se encuentran desde México hasta Brasil. Distribuciones bipolares suceden en dos grupos: *Periclista*, distribuido desde Canadá hasta Costa Rica y en Chile y Argentina templados, sin representantes entre ellos; y Fenusini, representados por *Notofenusa* en Chile y Argentina templados, y muy cercano, si no congenérico, con *Profenusa n*eárticos. Estos taxones son diferentes de la fauna de pérgidos del sur de Sur América, los cuales tienen afinidades con la fauna australiana.

Clave para las subfamilias y géneros de Tenthredinidae de la Argentina

1- Ala anterior con la celda anal completa, con o sin una vena anal transversa (Figs. 64, 66A, B, 68).....2
- Ala anterior con celda anal presente solamente distalmente, vena 2A+3A atrofiada basalmente o con vena 2A+3A completa y fusionada con 1A en el centro (Figs. 69, 70).....4

2- Ala anterior con vena anal transversa usualmente ausente (Fig. 64), pero presente en unas pocas especies; margen anterior del mesepisterno con epicnemio (Figs. 71, 72); amplia distribución.....Selandriinae.....13
- Ala anterior con vena anal transversa presente (Figs. 66A,B, 68); margen anterior del mesepisterno sin epicnemio.....3

3- Ala anterior con venas M y 1m-cu paralelas (Fig. 66B); ampliamente distribuido.....
.....Allantinae.....6
- Ala anterior con venas M y 1m-cu divergentes (Fig. 66A) (Caliroini); una especie introducida en Chile y Argentina.....Heterarthrinae (en parte).....10

4- Ala anterior con venas M y 1m-cu paralelas (Fig. 69); vena 2r presente; vena M uniéndose a Sc+R muy cerca al punto donde Rs+M se reúne con Sc+R, así la esquina de la primera celda discoidal es bastante notoria; amplia distribución.....
.....Blennocampinae.....8
- Ala anterior (Figs. 69, 70) con venas M y 1m-cu claramente divergentes posteriormente; vena 2r presente o ausente; vena M reuniéndose con Sc+R lejos y basal con respecto al punto donde Rs+M se reúnen con Sc+R, así la esquina anterior de la primera celda discal redondeada.....5

5- Ala anterior con vena transversa 2r presente (Fig. 69); sur de Brasil, Argentina y Chile.... .....Heterarthrinae (en parte).....10
- Ala anterior con vena transversa 2r ausente (Fig. 70); México a Colombia, Venezuela; sur de Brasil, Chile, Argentina.....Nematinae.....12
6- Uñas tarsales trífidas, sin lóbulo basal (Fig. 73A); ala anterior con vena 2r recta, estigma largo y estrecho, fasciado, oscura y enfuscada en la base y ápice con una banda hialina contrastante en el centro (Brasil, Perú, Bolivia hasta el norte de Argentina).....*Acidiophora*
- Uñas tarsales bifidas (Figs. 73B,C), con o sin lóbulo basal (trífidas solamente en tres especies de *Probleta*); ala anterior con vena 2r curvada, estigma corto, ancho (Fig. 74); alas no fasciada como arriba, pero puede ser amarillenta con ápice negro.....7
7- Carena genal presente; espacio malar tan ancho o más ancho que el diámetro del ocelo frontal; clípeo con marginación superficial en forma de V (Figs. 75A,B).....*Ametastegia*
- Carena genal ausente; espacio malar linear o más estrecho que el diámetro del ocelo frontal; clípeo con marginación superficial, en forma de V (Fig. 76) (Chile, sur de Argentina).....*Antholcus*
8- Ala anterior con vena 2A+3A completa, fusionada en el centro con 1A o separada de 1A por una vena muy corta transversa (Fig. 65) o muñón de 2A+3A curvo hacia arriba y reuniéndose con 1A para formar una celda anal basal pequeña (Chile, Argentina, sudeste de Brasil)...*Trichotaxonus*
- Ala anterior con vena 2A+3A presente como un corto tocón, recto o curvo hacia arriba en su ápice, pero no unido a 1A (Figs. 68, 77).....9
9- Ala anterior con tocón basal de la vena 2A+3A recta en el ápice (Fig. 68); los cuatro segmentos antenales apicales reducidos en longitud, no mucho más largos que el tercero o cuarto más el cuarto.....*Waldheimia*
- Ala anterior con tocón basal de la vena 2A+3A curvo hacia arriba en el ápice (Fig. 77); segmentos apicales antenales no claramente reducidos, gradualmente decreciendo en longitud hacia el ápice, longitud de los cuatro segmentos apicales iguales o más largos que el tercero más el cuarto.....*Periclista*
10- Vena 2A+3A del ala anterior completa, separada de 1A por una vena transversa oblicua (Fig. 66B) (Caliroini) (*Caliroa cerasi*, introducido en Argentina, Chile).....*Caliroa*
- Vena 2A+3A del ala anterior atrofiada (Fig. 69), presente solamente como un tocón basal el cual puede ser recto o curvado hacia arriba reuniéndose con 1A hasta formar una celda anal basal pequeña, celda anal del ala anterior consecuentemente peciolada (Fenusini).....11
11- Uñas tarsales con dos dientes y un lóbulo basal agudo; tocón de la vena 2A+3A del ala anterior curva hacia arriba y reuniéndose con 1A para formar una celda anal basal pequeña; antena con los seis segmentos apicales tan anchos o más anchos que largos (sudeste de Brasil, norte de Argentina).....*Brasinusa*
- Uñas tarsales con un diente y un lóbulo basal agudo; tocón de la vena 1A+3A del ala anterior recto; antena con los últimos seis segmentos más largos que anchos (Chile, Argentina).....*Notofenusa*
12- Ala anterior con la vena 2A+3A completa, fusionada con 1A en el centro formando celdas anales apical y basal; diente interno de las uñas tarsales con la mitad de la longitud de las uñas externas; avispas negras asociadas con *Rubus*.....*Priophorus*
- Ala anterior con la base de la vena 2A+3A recta, sin unirse a 1A, y no formando una celda anal basal; diente interno de las uñas tarsales largos, casi tanto como las uñas externas; avispas grisáceas con marcas negras asociadas a *Salix*.....*Nematus*
13- Mandíbulas simples, sin diente sub-basal; uñas tarsales con diente interno largo, sin lóbulo basal; México hasta el norte de Argentina.....*Adiaclema*
- Mandíbulas con uno o mas dientes sub-basal....14
14- Uñas tarsales con lóbulo sub-basal, redondeado o agudo, algunas veces difícil de ver en la base de la uña; diente interno de la uña tarsal usualmente largo, normalmente más de la mitad tan largo como el diente externo.....15
- Uñas tarsales sin lóbulo basal, ocasionalmente una proyección indistinguible, pequeña en la base de la uña, pero, si la hay, diente interno de la uña diminuto y localizado cerca del centro o la base de la uña y menos de la mitad de la longitud del diente externo.....17
15- Carena genal presente; sudoeste de los Estados Unidos a través de América Central y los Andes hasta el norte de Argentina....*Stromboceridea* (en parte)
- Carena genal ausente; Centro América hasta el norte de Argentina.....16
16- Mandíbulas agudamente dobladas, cercanamente en ángulo recto (Fig. 78); clípeo usualmente con cresta transversa elevada, convexo en perfil, Fig. 78 (epicnemio usualmente ligeramente elevado encima del nivel del mesepisterno, algunas veces plano).....*Plaumanniana*
- Mandíbulas uniformemente curvas (Fig. 79), si aparecen ligeramente doblabas, entonces el epicnemio es triangular y se localiza sobre la mitad superior del mesepisterno (como en la Fig. 72); clípeo plano, sin cresta.....*Dochmioglene* (en parte)
17- Epicnemio en forma de un triangulo equilátero, localizado sobre la porción superior del mesepisterno y con la margen inferior casi perpendicular a la margen anterior del mesepisterno (Fig. 72).....18
- Epicnemio alargado, cubriendo la mayoría de la margen anterior del mesepisterno (Fig. 71).....19
18- Mandíbula agudamente doblada, casi en ángulo recto (Fig. 78); especies grandes, usualmente más de 6 mm de largo; diente interno de la uña tarsal usualmente casi la mitad tan largo como el diente externo; Centro América hasta el norte de Argentina.....*Dochmioglene* (en parte)
- Mandíbula corta, uniformemente curva (Fig. 79); especies pequeñas, usualmente menos de 6 mm de largo; diente interno de la uña tarsal usualmente pequeño y localizado cerca de la base de la uña; México hasta norte de Argentina.....*Proselandria*

19- Uña tarsal con diente externo largo y curvo, diente interno pequeño y localizado cerca al centro o base de la uña; Colombia, Venezuela hasta el norte de Argentina.....*Andeana* (en parte)
- Uña tarsal con diente externo no curvo, o más suavemente curvo, longitud del diente interno la mitad o mas del diente externo y localizado cerca del ápice de la uña.....20

20- Clípeo con marginación central, profunda, circular, con lóbulos laterales redondeados (Figs. 80, 81); mandíbulas agudamente dobladas casi en ángulo recto; diente interno de las uñas tarsales usualmente mas largo que el diente externo; sudeste de Brasil, noreste de Argentina.....*Arcoclypea*
- Clípeo trunco, algunas veces superficialmente cortado, pero la marginación es ancha y los lóbulos laterales son agudos, como en la figura 82.....21

21- Clípeo ampliamente circularmente marginado, como en la figura 78, pero más profundo; mandíbulas dobladas en un ángulo casi recto (como en la Fig. 78); México hasta el norte de Argentina.....*Liliacina*
- Clípeo trunco (Fig. 83), si marginado, marginación estrecha y superficial en el centro; mandíbulas sólo curvadas; Colombia, Venezuela hasta el norte de Argentina.....*Andeana* (en parte)

Superfamilia Siricoidea

El estudio de Vilhelmsen (2001) considera a Siricoidea *s.l.*, Orussoidea y Apocrita como un grupo monofilético bien apoyado por varios caracteres morfológicos. El concepto de "Siricoidea" ha variado y, en general, se percibe que no es natural. Para Vilhelmsen (2001) la superfamilia se restringe a una sola familia, Siricidae, considerada por este autor como un taxón monofilético.

Familia Siricidae

Diagnosis (Fig. 5). Grandes, alargadas, cilíndricas, desde 15 hasta más de 30 mm de longitud, excluyendo el ovipositor; coloración variada, negra, negra con abdomen rojizo o con bandas amarillas, algunas veces con marcas blancas a amarillas sobre la cabeza; alas amarillentas a negruzcas o hialinas. Antena con seis a 25 segmentos, filiforme o ligeramente engrosada; hembra con ovipositor largo y en forma de aguja. Margen posterior del pronoto marginada, larga sobre la mitad del *meson*, no reducida; lóbulos mesonotales laterales divididos por surcos diagonales. Ala anterior con vena transversa 2r presente, celda anal presente, cruzada por una vena transversa anal; ala posterior con o sin celda anal. Noveno tergo de la hembra con proyecciones apicales en forma de cuerno (*cornus*). Tibias sin espinas preapicales; tibia anterior con una espina apical, usualmente hendida en el ápice. Genitalia del macho ortándrica (no rotados 180°).

Todas las Siricidae tienen el noveno tergo de la hembra extendido en una proyección con forma de cuerno, llamada cornus. Ésta es única en los Hymenoptera y soporta la monofilia de la familia (Schulmeister, 2003c). Anaxyelidae, una familia encontrada solamente en el oeste de los Estados Unidos, y Siricidae fueron definidos como grupos hermanos por Schulmeister (2003c) y son las únicas familias en Siricoidea.

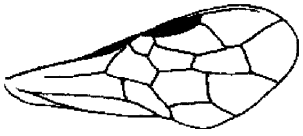


Fig. 64

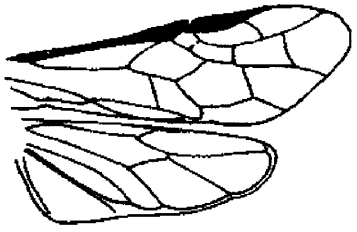
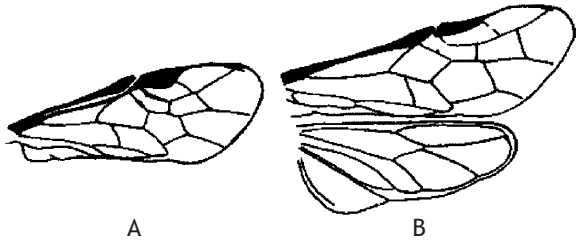


Fig. 65



A B

Fig. 66

Fig. 67

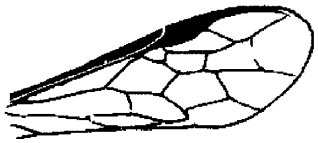


Fig. 68

Fig. 69

Fig. 70

Fig. 71

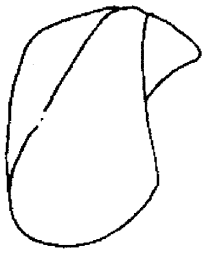


Fig. 72

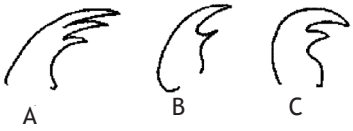


Fig. 73

Fig. 74

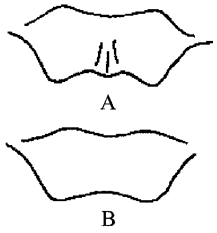


Fig. 75

Fig. 76

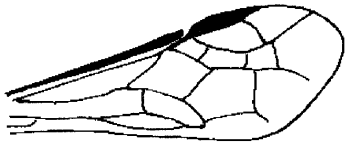


Fig. 77

Fig. 78

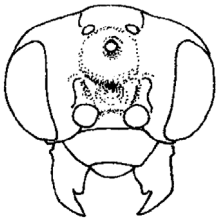


Fig. 79

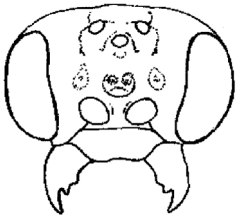


Fig. 80

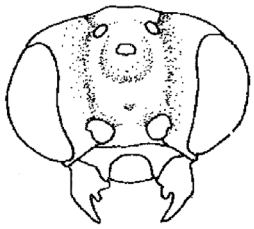


Fig. 81

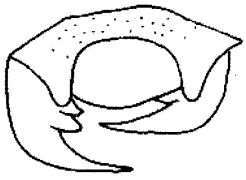


Fig. 82

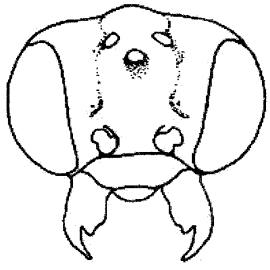


Fig. 83

En el mundo, hay cerca de 90 especies en 11 géneros y dos subfamilias, Siricinae y Tremecinae. Benson (1943) propuso una clasificación mundial y Smith (1978) cataloga la fauna mundial. Fidalgo & Smith (1987) describen especies fósiles de Argentina, aunque ninguna especie nativa existente es conocida en Sud América. Smith (1988) proporciona claves para los géneros y especies de América al sur de los Estados Unidos.

Las larvas barrenan la madera, Siricinae en árboles de coníferas y Tremecinae en angiospermas. Los adultos usualmente oviponen en árboles debilitados o moribundos, y las larvas se alimentan y desarrollan mientras abren túneles en la madera del corazón del árbol. Muchas de estas avispas son atraídas comúnmente a los árboles recientemente quemados donde las hembras oviponen dentro de los árboles carbonizados. Usualmente se necesitan dos o más años para el desarrollo y

culminación de un ciclo de vida. Debido a que las larvas son fácilmente transportadas en madera y productos de madera, se han distribuido inadvertidamente en diferentes lugares del mundo. La larva utiliza un hongo simbionte para descomponer la celulosa durante la alimentación larval, ya que los sirícidos no producen enzimas que digieran celulosa. Este hongo se carga en glándulas abdominales especializadas en las hembras adultas y se deposita durante la oviposición. Parkin (1942), Buchner (1965), Kukor & Martin (1983) y Smith & Schiff (2002) estudian esta relación simbiótica.

Las Siricidae son holárticas, extendiéndose hasta el norte de América Central, con un género endémico de la región Afrotropical. Ninguna especie es nativa de América del Sur y Australia, pero se conocen especies invasoras en Sur América, *Sirex noctilio* en Brasil y Argentina (Iede *et al.*, 1998; Stival *et al.*, 1993), y *Urocerus gigas* (Smith, 1988) y *Tremex fuscicornis* en Chile (Baldini, 2002).

Superfamilia Orussoidea

Superfamilia monotípica, caracterizada por los atributos para la familia. Los estudios más recientes muestran que son el grupo hermano de Apocrita. En aspectos de morfología y comportamiento, los orúsidos se separan claramente de los "sínfitos", con los cuales comparten sólo caracteres plesiomórficos.

Familia Orussidae

Diagnosis (Fig. 7). Cuerpo alargado y cilíndrico, tamaño de 2,8 a 12,0 mm. Usualmente negras, pero algunas veces con patas rojizas. Antenas nacen en la cara ventral de la cabeza, debajo del clípeo aparente; antena de la hembra con 10 segmentos, fusiforme, con segmento apical en forma de clavija; antena del macho con 11 segmentos, en forma de seda. Cabeza frecuentemente punteada, algunas veces con carenas en el área frontal, y con dos o tres pares de tubérculos sobre la cima de la cabeza entre los ojos; labro en forma de lengua. Pronoto marginado posteriormente. Venación alar reducida en comparación con otros "Symphyta"; ala anterior con extremos distales de las venas reducidos a líneas débiles, solamente una vena transversa radio-medial (2rs-m) presente, vena 2A presente. Tibias sin espinas preapicales; tibia anterior con dos espinas apicales; tarso anterior con cinco segmentos en la hembra y tres en el macho. Vaina del ovipositor exertada; ovipositor en forma de hilo, más largo que la longitud del cuerpo, usualmente enrollado dentro del cuerpo y sujeto en un surco mediano sobre el octavo esterno. Genitalia del macho ortándricos (no rotados 180˚).

Las Orussidae han sido tradicionalmente incluidas dentro de "Symphyta", debido a que sus representantes comparten varios caracteres comunes con otras avispas sierra, tales como el abdomen unido ampliamente al tórax. Estos caracteres, sin embargo, son plesiomórficos y los "Symphyta" se reconocen como un grupo parafilético. Vilhelmsen (2001) detalla un número de características especializadas en las antenas de la hembra, patas anteriores y aparato ovipositor que apoyan sus relaciones de grupo hermano con los Apocrita. Schulmeister (2003c) acepta la monofilia de Orussidae + Apocrita y justifica esta ubicación con muchas sinapomorfías. Vilhelmsen (2003a, 2004, 2007) estudia la filogenia, biogeografía y clasificación de la familia.

Esla única familia de Orussoidea. De distribución mundial, comprenden unas 75 especies (Vilhelmsen & Smith, 2002; Vilhelmsen, 2004). Smith (1988) elabora una sinopsis de todas las especies de América al sur de los Estados Unidos. Para la región Neotropical Smith (1988) sigue la clasificación de taxones de rango superior de Benson (1955) e incluye dos subfamilias, Orussinae con un género y una especie, y Ophrynopinae con cuatro géneros y 12 especies. Recientes estudios de Vilhelmsen (2004, 2007) sobre la fauna mundial, indican que la actual clasificación no refleja la historia evolutiva de la familia. Sin embargo, los géneros ophronopinos, de la manera en que se tratan en Vilhelmsen & Smith (2002), representan un grupo monofilético.

Vilhelmsen *et al*. (2001) estudian la localización y oviposición en orúsidos. La información sobre la biología de las especies neotropicales se limita a varias crías realizadas en Chile, Brasil y México. Smith & Beéche (1999) reportan la emergencia de un espécimen de *Guiglia chilensis* de un tallo de *Baccharis linearis* infestado por *Trigonogenium bicorne* (Buprestidae) en Chile. En Rio Grande do Sul, Brasil, una hembra de *Ophrynopus depressatus* se crió de *Araucaria angustifolia (*Mecke *et al*., 2001). Existen otras pocas notas biológicas. Nuttall (1980) observa larvas jóvenes desarrollándose como ectoparasitoides solitarios sobre especies introducidas de Siricidae. Vilhelmsen (2003b) revisa la anatomía de larvas en la familia.

Ophrynopus, el género neotropical más grande, es el único conocido de la Argentina.

Agradecimientos

A los editores por la invitación para participar en este volumen de la serie y a Henri Goulet (Departamento de Agricultura del Canadá) por su autorización para reproducir las figuras 1 a 7, tomadas del libro "Hymenoptera of the World: An identification guide to families", editado por H. Goulet y J.T. Huber en 1993 para Agriculture Canada. Claudia Martínez elaboró la figura 8.

Literatura citada

ABE, M. & D.R. SMITH. 1991. The genus group names of Symphyta (Hymenoptera) and their type species. *Esakia* 31: 1-115.

ABRAHAMOVICH, A. H., M. LUCIA, L. J. ALVAREZ & D. R. SMITH. 2010. Type specimens of sawflies (Insecta: Hymenoptera: Symphyta) housed in the Museo de La Plata, Argentina. *Zootaxa* 2360:63-68.

ARÉSTEGUI, P.A. 1976. Plaga de la papa en Andahuaylas- Apurinae. *Rev. Peru. Entomol*. 19: 97-98.

AZEVEDO-MARQUES, L.A. de. 1933. Tenthredinidae "Musca de Serra" cuja larva, ou "falsa lagarta" é nociva a varias espécies do genero *Tibouchina*. *Min. Agr. Ins. Biol. Def. Agr. Rio de Janeiro* 12: 1-11.

BALDINI, U.A. 2002. Un factor de daño para el recurso forestal y agrícola. *Rev. Ext. Fac. Agr. Ing. For. Univ. Cat. Chile* 16: 11-13.

BASIBUYUK, H.H. & D.L.J. QUICKE.1995. Morphology of the antenna cleaner in the Hymenoptera with particular reference to non-aculetae families (Insecta). *Zool. Scripta* 24: 157-177.

BASIBUYUK, H.H. & D.L.J. QUICKE. 1997. Hamuli in the Hymenoptera (Insecta) and their phylogenetic implications. *J. Nat. Hist.* 31: 1556-1585.

BASIBUYUK, H.H. & D.L.J. QUICKE. 1999. Gross morphology of multiporous plate sensilla in the Hymenoptera (Insecta). *Zool. Scripta* 28: 51-57.

BENSON, R.B. 1938. On the classification of sawflies (Hymenoptera: Symphyta). *Trans. R. Entomol. Soc. Lon.* 87: 353-384.

BENSON, R.B. 1941. Three sawflies attacking guava in Brazil (Hymenoptera, Symphyta). *Bull. Entomol. Res.* 30: 463-465.

BENSON, R.B. 1943. Studies in Siricidae, especially of Europe and southern Asia (Hymenoptera, Symphyta). *Bull. Entomol. Res* 34: 27-51.

BENSON, R.B. 1950. An introduction to the natural history of British sawflies. *Trans. Soc. Brit. Entomol.* 30: 463-465.

BENSON, R.B. 1955. Classification of the Orussidae with some new genera and species (Hymenoptera, Symphyta). *Proc. R. Entomol. Soc. London*, B 24: 1-2.

BEUTEL, R.G., L. KROGMANN & L.VILHELMSEN. 2008. The larval head morphology of *Xyela* sp. (Xyelidae, Hymenoptera) and its phylogenetic implications. *J. Zool. Syst. Evol. Res.* 46(2): 118-132.

BLANK S.M., TAEGER, A., LISTON, A.D., SMITH, D.R., RASNITSYN, A.P., SHINOHARA, A., HEIDEMAA, M. & M. VIITASAARI. 2009. Studies toward a world catalog of Symphyta (Hymenoptera). *Zootaxa* 2254: 1-96.

BUCHNER, P. 1965. Siricids, pp. 83-92, *In: Endosymbiosis of animals with plant microorganisms*. J. Wiley, New York.

CAMACHO, C. 1917. *El chape de cerezo* (*Eriocampoides limacina*). Servicio Policía Sanitaria Vegetal Santiago de Chile, 8 pp.

CAMARGO, O.R. 1955. Contribução ao Estudo do Tenthreinideo "Mata Porcos", *Paraperreyia dorsuaria* (Konow, 1899) - no Rio Grande do Sul. Tese de Doutoramento apresentada à Escola de Agronomia, e Veterinária da Universidade do Rio Grande do Sul., Porto Alegre, 29 pp.

CAMARGO, O.R. 1956. As larvas "mata-porcos" no Rio Grande do Sul. *Bol. Dir. Prod. Anim. Porto Alegre* 13: 23-29.

CARRASCO, Z.F. 1967. Algunas Plagas Registrada en Cuzco. *Rev. Peru. Entomol.* 10: 62-66.

CARRILLO, L., R.B. MUNDACA & E. CISTERNAS. 1990. *Ametastegia glabrata* (Fallén) especie fitófaga introducida a Chile (Hymenoptera: Tenthredinidae). *Rev. Chil. Ent.* 18: 5-7.

CIESLA, W.M. 2002. Observations on the life history and habits of a tropical sawfly, *Sericoceros mexicanus* (Kirby), (Hymenoptera: Argidae) on Roatán Island, Honduras. *For. Chron.* 78: 515-521.

COSTA LIMA, A. da. 1941. Bichos "Mata-Porcos" *Chácaras e Quintais* 63: 43.

COSTA LIMA, A. da. 1960. *Insetos do Brasil*. 11o Tomo. *Hymenopteros*. 1a Parte, 368 pp.

DIAS, B.F. DE SOUZA. 1975. Comportamento pre-social de Sinfitas do Brasil Central. I. *Themos olfersii* (Klug) (Hym., Argidae). *Stud. Entomol.* 18: 401-432.

DIAS, B.F. DE SOUZA. 1976. Comportamento pre-social de Sinfitas do Brasil Central. II. *Dielocerus diasi* Smith, 1975 (Hymenoptera, Argidae). *Stud. Entomol.* 19: 461-501.

DUTRA, F., F. RIET-CORREA, M.C. MÉNDEZ & N. PAIVA. 1997. Poisoning of cattle and sheep in Uruguay by sawfly (*Perreyia flavipes*) larvae. *Vet. Hum. Tox.* 39: 281-286.

FAunDEZ, E.I., E.A. MONSALVE, G.A. OSORIO & C.P. BAHAMONDEZ. 2009. First host plant record for *Notofenusa flinti* Smith, 1973 (Hymenoptera: Symphyta: Tenthredinidae). *Bol. Biol. Chile* 1(1): 31-34.

FIDALGO, P. & D.R. SMITH. 1987. A fossil Siricidae (Hymenoptera) from Argentina. *Entomol. News* 98: 63-66.

FLORES, C., J. UGALDE, P. HANSON & I. GAULD. 2000. The biology of Perreyinae sawflies (Hymenoptera: Pergidae) of the *Perreyia* genus-group, pp. 258-266. *In:* Austin A.D. & M. Dowton (eds.), *Hymenoptera Evolution, Biodiversity and Biological Control*. CSIRO Publishing, Collingwood. 468 pp.

GIBSON, G.A.P. 1985. Some pro- and mesothoracic structures important for phylogenetic analysis of Hymenoptera, with a review of terms used for the structures. *Can. Entomol.* 17: 1395-1443.

GIBSON, G.A.P. 1993. Groundplan structure and homology of the pleuron in Hymenoptera based on a comparison of the skeletomusculature of Xyelidae (Hymenoptera) and Raphidiidae (Neuroptera). *Mem. Entomol. Soc. Canada* 165: 165-187.

GONZÁLEZ, R.H., G. BARRIA & M.A. GUERRERO. 1986. *Nematus desantisi* Smith, nueva especie de importancia forestal en Chile (Hymenoptera: Tenthredinidae). *Rev. Chil. Entomol.* 14: 13-15.

GOULET, H. 1992. The genera and subgenera of the sawflies of Canada and Alaska, Hymenoptera: Symphyta. *In*: *The Insects and Arachnids of Canada*, Part 20, Research Branch, Agriculture Canada, Ottawa, Publication 1876, 235 pp.

GOULET, H. 1993. Chapter 6. Superfamilies Cephoidea, Megalodontoidea, Orussoidea, Siricoidea, Tenthredinoidea, and Xyeloidea, pp. 101-129. *In:* Goulet, H. & J.T. Huber (eds.), *Hymenoptera of the world*: *An identification guide to families*. Research Branch, Agriculture Canada, Publication 1894/E, 668 pp.

HERATY, J.M., J.B. WOOLLY & D.C. DARLING. 1994. Phylogenetic implications of the mesofurca and mesopostnotum in Hymenoptera. *J. Hym. Res.* 3: 241-277.

HERATY, J., F. RONQUIST, J.M. CARPENTER, D. HAWKS, S. SCHULMEISTER, A.P. DOWLING, D. MURRAY, W.C. WHEELER, N. SCHIFF & M. SHARKEY. 2011. Evolution of the hymenopteran megaradiation. *Mol. Phyl. Evol.* 60:73-88.

IEDE, E.T., SCHAITZA, E., PENTEADO, S., REARDON, R.C. & S.T. MURPHY, eds. 1998. Proceedings of a conference: Training in the control of *Sirex noctilio* by the use of natural enemies, Colombo, Brazil, November 4 to 9, 1996. Forest Health Technology Enterprise Team, Technology Transfer, Biological Control, Morgantown, WV, FHTET 98-13, 96 pp. (English); 101 pp. (Portuguese).

IZQUIERDO, S.V. 1921. Nota sobre el huevo de *Eriocampoides limacina* ("Chape"). *Rev. Chil. Hist. Nat.* 25: 120-123.

JERVIS, M. & L. VILHELMSEN. 2000. Mouthpart evolution in adults of the basal, 'symphytan', hymenopteran lineages. *Biol. J. Linn. Soc.* 70: 121-146.

JOHNSON, N.F. 1988. Midcoxal articulations and the phylogeny of the order Hymenoptera. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 81: 870-881.

JÖRGENSEN, P. 1913. Las Tenthredinoidea (Hym.) de la República Argentina. *An. Mus. Nac. Hist. Nat. Buenos Aires* 24: 247-288.

KIMSEY, L.S. & D.R. SMITH. 1985. Two new species, larval descriptions, and life history notes on some Panamanian sawflies (Hymenoptera: Argidae, Tenthredinidae). *Proc. Entomol. Soc. Washington* 87: 191-210.

KOCH, F. & D.R. SMITH. 2000. *Nematus oligospilus* Förster (Hymenoptera: Tenthredinidae), an introduced willow sawfly in the Southern Hemisphere. *Proc. Entomol. Soc. Washington* 102: 292-300.

KUKOR, J.J. & M.M. MARTIN. 1983. Acquisition of digestive enzymes by siricid woodwasps from their fungal symbiont. *Science* 220: 1161-1163.

LORENZ, H. & M. KRAUS. 1957. *Die larvalsystematik der Blattwespen (Tenthredinoidea and Megalodontoidea)*. Berlin, 339 pp.

MAES, J.M. 1990. Catálogo de los Hymenoptera de Nicaragua. I. Symphyta. *Rev. Nic. Entomol*. 13: 21-24.

MAES, J.M. 1999. Insectos de Nicaragua. Volumen 3. SETAB, MARENA, Managua, Nicaragua. Symphyta, pp. 1626-1630.

MACDONALD, J. & C.P. OHMART. 1993. Life history strategies of Australian pergid sawflies and their interactions with host plants, pp. 485-502. *In:* M.R. Wagner y K.F. Raffa (eds.), Sawfly Life History Adaptations to Woody Plants, Academic Press, San Diego. 564 pp.

MALAISE, R. 1949. The genera *Waldheimia, Probleta*, and other Neotropical Tenthredinoidea (Hym.). *Ark. Zool*. 42A: 1-61.

MALAISE, R. 1954. A generic key to the South American *Strombocerina* Group (Hym., Tenthred.). *Entomol. Tidskrift 75:* 276-284.

MALAISE, R. 1963. Hymenoptera Tenthredinoidea, subfamily Selandriinae, key to the genera of the world. *Entomol. Tidskrift* 84: 159-215.

MAREGGIANI, G., S. RUSSO & M.M. LALANNE. 1994. Bioecología y preferencias alimentariasde *Adurgoa gonagra* (Klug) (Hymenoptera, Argidae). *Rev. Fac. Agron.* 14: 145-148.

MARTORELL, L.F. 1941. Biological notes on the sea-grape sawfly, *Schizocera krugii* Cresson, in Puerto Rico. *Carib. For*. 2(3): 141-144.

MCCALLAN, E. 1953. Sawflies (Hym., Tenthredinidae and Argidae) from Trinidad, British Guiana, and Venezuela. *Entomol. Mont. Mag.* 89: 126.

MECKE, R., M. H. M. GALILEO & W. ENGELS. 2001. New records of insects associated with *Araucaria* trees: Phytophagous Coleoptera and Hymenoptera and their natural enemies. *Stud. Neotrop. Fauna Env.* 36(2): 113-124.

MEDAL, J.C., M.D. VITORINO, D.H. HABECK, J.L. GILLMORE, J.H. PEDROSA & L.P. DE SOUSA. 1999. Host specificity of *Heteroperreyia hubrichi* Malaise (Hymenoptera: Pergidae), a potential biological control agent of Brazilian peppertree (*Schinus* terebinthifolius Raddi). *Biol. Cont*. 14: 60-65.

NAUMANN, I. 1984. An apterous female sawfly (Hymenoptera: Symphyta) from Papua New Guinea. *Syst. Entomol*. 9: 339-349.

NUTTALL, M.J. 1980. Insect parasites of *Sirex*. *Forest and timber insets in New Zealand* 47 (sin paginación).

PARKIN, E.A. 1942. Symbiosis and siricid woodwasps. *Ann. App. Biol*. 29: 268-274.

PEDROSA-MACEDO, J.H. 2000. Biology and behavior of the strawberry guava sawfly, *Haplostegus epimelas* Konow 1901 (Hymenoptera: Pergidae), in southern Brazil. *Proc. Entomol. Soc. Was*. 102: 129-134.

PERALTA-ALBA, L., D.R. SMITH & V. IRRIBARA-PASTENES. 2007. Contribucion al conocimiento de la biologia de *Notofenusa surosa* (Konow) (Hymenoptera: Tenthredinidae) en *Betula pendula* Rothm. Nuevo hospedero para esta especie. *Entomol. Mex.* 6(2): 757-762.

PEREIRA, A.I.A., D.R. SMITH, J.C. ZANUNCIO & J.E. SERRÃO. 2009. Life history notes on the sawfly *Haplostegus nigricrus* Conde (Hymenoptera: Pergidae) on *Psidium guajava* (Myrtaceae) in Minas Gerais State, Brazil. *Proc. Entomol. Soc. Washington* 111: 795-806.

PYENSON, L. 1940. Notes on the biology of three tenthredinid (Hym.) pests of the guava. *Bull. Entomol. Res.* 30: 467-469.

RASNITSYN, A.P. 1988. An outline of evolution of the hymenopterous insects. *Or. Ins.* 22: 115-145.

RIET-CORREA, F., F. DUTRA, M.P. SOARES & M.C. MÉNDEZ. 1998. Chapter 58. Sawfly (*Perreyia flavipes)* larval poisoning of cattle, sheep, and swine, pp. 291-296, *In:* Garland T. & A.C. Barr (eds.), *Toxic Plants and Other Natural Toxicants*. CAB International.

RONQUIST, F., A. P. RASNITSYN, A. ROY, K. ERIKSSON & M. LINDGREN. 1999. Phylogeny of the Hymenoptera: A cladistic reanalysis of Rasnitsyn's (1988) data. *Zool. Script*. 28: 1-60.

ROSS, H.H. 1937. *A generic classification of the Nearctic sawflies (Hymenoptera, Symphyta)*. Illinois Biol. Monog. 15, 17 pp.

SCHEDL, W. 1991. Hymenoptera, Unterordnung Symphyta, Pflanzenwespen. *In:* Fischer, M. (ed.), *Handbuch der Zoologie, Eine Naturgeschichte der Stämme des Tierreiches. Band IV Arthropoda: Insecta*, Tielband 31, Walter de Gruyter, Berlin, New York, 136 pp.

SCHMIDT, S. & D.R. SMITH. 2006. An annotated systematic world catalogue of the Pergidae (Hymenoptera). *Cont. Am. Entomol. Inst*. 34(3):1-207.

SCHULMEISTER, S. 2001. Functional morphology of the male genitalia and copulation in lower Hymenoptera, with special emphasis on the Tenthredinoidea s. str. (Insecta, Hymenoptera, 'Symphyta'). *Acta Zool*. 82: 31-49.

SCHULMEISTER, S. 2003a. Review of morphological evidence on the phylogeny of basal Hymenoptera (Insecta), with a discussion of the ordering of characters. *Biol. J. Linn. Soc*. 79: 209-344.

SCHULMEISTER, S. 2003b. Morphology and evolution of the tarsal plantula in Hymenoptera (Insecta), focussing on the basal lineages. *Zool. Scripta* 2: 153-172.

SCHULMEISTER, S. 2003c. Simultaneous analysis of basal Hymenoptera (Insecta): introducing robust-choice sensitivity analysis. *Biol. J. Linn. Soc*. 79: 245-275.

SCHULMEISTER, S. 2003d. Genitalia and terminal abdominal segments of male basal Hymenoptera (Insecta): morphology an evolution. Organisms, *Div. Evol*. 4: 253-279.

SCHULMEISTER, S., W.C. WHEELER & J.M. CARPENTER. 2002. Simultaneous analysis of the basal lineages of Hymenoptera (Insecta) using sensitivity analysis. *Cladistics* 18: 455-484.

SHARKEY, M.J. & A. ROY. 2002. Phylogeny of the Hymenoptera: a reanalysis of the Ronquist *et al*. (1999) reanalysis, emphasizing wing venation and apocritan relationships. *Zool. Scripta* 1: 57-66.

SHARKEY, M.J., J.M. CARPENTER, L. VILHELMSEN, J. HERATY, J. LILJEBLAD, A.P.G. DOWLING, S. SCHULMEISTER, D. MURRAY, A.R. DEANS, F. RONQUIST, L. KROGMANN & W.C. WHEELER. 2011. Phylogenetic relationships among superfamilies of Hymenoptera. *Cladistics* 27:1-33.

SHINOHARA, A. 1986. A new apterous sawfly from Sulawesi, Indonesia (Hymenoptera; Pergidae; Perreyiinae), and the pleural origin of the ventral region of the sawfly mesothorax. *Syst. Entomol*. 11: 247-253.

SMITH, D. R. 1969. The genus *Susana* Rohwer and Middleton (Hymenoptera: Tenthredinidae). *Proc. Entomol. Soc. Washington* 71: 13-23.

SMITH, D.R. 1971. The Neotropical sawflies described by Norton and Cresson, with lectotype designations (Hymenoptera: Symphyta). *Trans. Am. Entomol. Soc*. 97: 521-535.

SMITH, D.R. 1972. North American sawfly larvae of the family Argidae (Hymenoptera). *Trans. Am. Entomol. Soc*. 98: 163-184.

SMITH, D.R. 1973a. The sawfly tribe Lycaotini in South America (Hymenoptera: Tenthredinidae). *Pan-Pac. Entomol*. 49: 93-101.

SMITH, D.R. 1973b. Sawflies of the subfamily Heterarthrinae in South America (Hymenoptera: Tenthredinidae). *Proc. Entomol. Soc. Washington* 75: 337-345.

SMITH, D.R. 1976. World genera of the leafmining sawfly tribe Fenusini (Hymenoptera: Tenthredinidae). *Entomol. Scand.* 7: 253-260.

SMITH, D.R. 1978. Suborder Symphyta (Xyelidae, Parachexyelidae, Parapamphiliidae, Xyelydidae, Karatavitidae, Gigasiricidae, Sepulcidae, Pseudosiricidae, Anaxyelidae, Siricidae, Xiphydriidae, Paroryssidae, Xyelotomidae, Blasticotomidae, Pergidae), *In:* J. van der Vecht & R.D. Shenefelt, (eds.), *Hymenopterorum Catalogus*, Pars 14, vi + 193 pp. Dr. W. Junk B.V. - Publishers, The Hague.

SMITH, D.R. 1979. Symphyta, pp. 1-137, *In:* Krombein, K.V., P.D. Hurd, Jr., D.R. Smith & B.D. Burks (eds.), *Catalog of Hymenoptera in America North of Mexico*. Volume 1. Symphyta and Apocrita (Parasitica). Smithsonian Institution Press, Washington, D.C.

SMITH, D.R. 1981a. Identification of the *Acordulecera* "potato" sawflies of Peru and Bolivia, with descriptions of these and related species from South America (Hymenoptera: Pergidae). *J. Washington Acad. Sci.* 70: 89-103.

SMITH, D.R. 1981b. Symphyta (Hymenoptera: Pergidae, Argidae, Tenthredinidae) collected at the Reserva Ecologica do IBGE, Brasilia, DF. *Ver. Bras. Entomol.* 25: 275-288.

SMITH, D.R. 1983. The first record of *Nematus* Panzer from South America: A new species from Argentina (Hymenoptera: Tenthredinidae). *Proc. Entomol. Soc. Washington* 85: 280-282.

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. *Syst. Entomol.* 13: 205-261.

SMITH, D.R. 1990. A synopsis of the sawflies (Hymenoptera: Symphyta) of America south of the United States: Pergidae. *Revi. Bras. Entomol.* 34: 7-200.

SMITH, D.R. 1992. A synopsis of the sawflies (Hymenoptera: Symphyta) of American south of the United States: Argidae. *Mem. Am. Entomol. Soc.* 39: 1-201.

SMITH, D.R. 1993. Chapter 1. Systematics, Life History, and Distribution of sawflies, pp. 3-32. *In:* Wagner, M.R. & K.K. Raffa (eds.), *Sawfly Life History Adaptations to Woody Plants*. Academic Press, Inc., 581 pp.

SMITH, D.R. 1995a. Rediscovery of *Corynophilus pumilus* (Klug), and a new genus and two new species of Symphyta from South America (Hymenoptera, Pergidae & Xiphydriidae). *Rev. Bras. Entomol.* 39: 161-169.

SMITH, D.R. 1995b. Chapter 6, The sawflies and woodwasps, pp. 157-177. Chapter 7, Orussidae, pp. 178-181, *In:* P.E. Hanson & I.D. Gauld (eds.), *The Hymenoptera of Costa Rica*. Oxford University Press, Oxford. 893 pp.

SMITH, D.R. 2003a. A synopsis of the sawflies (Hymenoptera: Symphyta) of America south of the United States: Tenthredinidae (Nematinae, Heterarthrinae, Tenthredininae). *Trans. Am. Entomol. Soc.* 129: 1-45.

SMITH, D.R. 2003b. A synopsis of the sawflies (Hymenoptera: Symphyta) of America south of the United States: Tenthredinidae (Allantinae). *J. Hym. Res.* 12: 148-192.

SMITH, D.R. 2006. Checklist of the Pergidae (Hymenoptera: Symphyta) of the Western Hemisphere, with a new genus and two new species, pp. 575-612. *En.* Blank, S. M., S. Schmidt 6 A. Taeger (eds.), *Recent sawfly research: Synthesis and prospects*. Goecke & Evers, Keltern. 702 pp.

SMITH, D.R. & S.G. BADO. 2004. First food plant record for *Lagideus* Konow (Hymenoptera: Pergidae), a new species feeding on *Fuchsia* and *Ludwigia* (Onagraceae) in Argentina. *J. Hymen. Res.* 13: 120-124.

SMITH, D.R. & M. A. BEÉCHE C. 1999. Notes on Chilean Orussidae (Hymenoptera) and a probably new host association. *Proc. Entomol. Soc. Washing*ton 101: 697-698.

SMITH, D.R. & E.A.B. DÍAZ. 2001. A new species of *Sericoceros* Konow (Hymenoptera: Argidae) damaging Villetana trees, *Triplaris caracasana* Cham. (Polygonaceae) in Paraguay. *Proc. Entomol. Soc. Washington* 103: 217-221

SMITH, D.R. & D.H. JANZEN. 2003a. Food plants and life histories of sawflies of the family Argidae (Hymenoptera) in Costa Rica, with descriptions of two new species. *J. Hym. Res.* 12: 193-208.

SMITH, D.R. & D.H. JANZEN. 2003b. Food plants and life histories of sawflies of the families Tenthredinidae and Pergidae (Hymenoptera) in Costa Rica, with descriptions of four new species. *J. Hym. Res.* 12: 312-332

SMITH, D.R. & J.H. LAWTON. 1980. Review of the sawfly genus *Eriocampidea* (Hymenoptera: Tenthredinidae). *Proc. Entomol. Soc. Washington* 82: 447-453.

SMITH, D.R. & W.W. MIDDLEKAUFF. 1987. Suborder Symphyta, pp. 618-649, *In:* F.W. Stehr (ed.), *Immature Insects*. Kendall Hunt Publishing Company, Dubuque, Iowa. 754 pp.

SMITH, D.R. & D'.A.VICENTE PÉREZ. 1995. Elenco sistemático y bibliografia de las avispas sesiliventres (Hymenoptera: Symphyta) de Chile. *Gayana Zool.* 59: 103-108.

SMITH, D.R. & G.O. POINAR, Jr. 1992. Sawflies (Hymenoptera: Argidae) from Dominican amber. *Entomol. News* 103: 117-124.

SMITH, D.R. & N.M. SCHIFF. 2002. A review of the siricid woodwasps and their ibaliid prasitoids (Hymenoptera: Siricidae, Ibaliidae) in the eastern United States, with emphasis on the mid-Atlantic region. *Proc. Entomol. Soc. Washington* 104:174-194.

SMITH, D.R. & S. SCHMIDT. 2009. Rediscovery of the perreyiine genus *Barilochia* Malaise (Hymenoptera: Pergidae) in South America. *Proc. Entomol. Soc. Washington* 111: 874-879.

SMITH, D.R., G. DAPOTO & H. GIGANTI. 2003 (2002). A new species of *Periclista* (Hymenoptera: Tenthredinidae) associated with *Nothofagus* (Fagaceae) in Argentina and Chile. *Entomol. News* 113: 328-331.

SOARES, M.P., F. RIET-CORREA, D.R. SMITH, M.P. 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.

STIVAL, C.L.C., E.T. IEDE, E. SCHAITZA, S.R.S. PENTEADO & S.M.S. DA SILVA., eds. 1993. Conferencia Regional da Vespa da Madeira, *Sirex noctilio,* Na América do Sul, 1992, Florianópolis. EMBRAPA, Centro National de Pesquisa de Florestas, Curitiba, Brazil, 278 pp.

TAEGER A., S.M. BLANK & A.D. LISTON. 2010. World Catalog of Symphyta. *Zootaxa* 2580:1-1064.

VIITASAARI, M., ed. 2002. *Sawflies* I. Tremex Press Ltd., Helsinki. 516 pp.

VILHELMSEN, L. 1996. The proral cavity of lower Hymenoptrea (Insecta): comparative morphology and phylogenetic significance. *Zool. Scripta* 25:14 -170.

VILHELMSEN, L. 1997a. Head capsule conavities accomodating the antennal bases in Hymenoptera pupating in wood: possible emergence-facilitating adaptations. *Int. J. Ins. Morp. Emb.* 26: 12-18.

VILHELMSEN, L. 1997b. The phylogeny of lower Hymenoptera, with a summary of the early evolutionary history of the order. *J. Zool. Syst. Evol. Res.* 5: 49-70.

VILHELMSEN, L 1999. The occipital region in the basal Hymenoptera (Insecta): a reappraisal. *Zool. Scripta* 28: 75-85.

VILHELMSEN, L. 2000a. Before the wasp-waist: comparative anatomy and phylogenteic implications of the skeleto-musculature of the thoraco-abdominal boundary region in basal Hymenoptera (Insecta). *Zoomorphology* 119: 185-221.

VILHELMSEN, L. 2000b. Cervical and prothoracic skeleto-musculature in the basal Hymenoptera (Insecta): comparative anatomy and phylogenetic implications. *Zool. Anz*. 29: 105-18.
VILHELMSEN, L. 2000c. The ovipositor apparatus of basal Hymenoptera (Insedta): phylogenetic implications and functional morphology. *Zool. Scripta* 29: 19-45.
VILHELMSEN, L. 2001. Phylogeny and classification of the extant basal lineages of the Hymenoptera. *Zool. J. Linn. Soc*. 121: 9-442.
VILHELMSEN, L. 2003a. Phylogeny and classification of the Orussidae (Hymenoptera), a basal parasitic wasp taxon. *Zool. J. Linn. Soc*. 139: 337-418.
VILHELMSEN, L. 2003b. Larval anatomy of Orussidae. *J. Hym. Res*. 12: 346-354.
VILHELMSEN, L. 2004. The old wasp and the tree: fossils, phylogeny and biogeography in the Orussidae (Insecta, Hymenoptera). *Biol. J. Linn. Soc*. 82: 139-160.
VILHELMSEN, L. 2006. Developments in "symphytan" phylogenetics in the 20th century: toward a consensus. Recent sawfly research: Synthesis and prospects. Pp. 31-38.
VILHELMSEN, L. 2007. The phylogeny of Orussidae (Hymenoptera) revisited. *Arthr. Syst. Phyl*. 65(2): 111-118.
VILHELMSEN, L. & R.G. BEUTEL. 2007. Head anatomy of Xyelidae (Hexapoda: Hymenoptera) and phylogenetic implications. *Org. Div. Evol*. 7: 207-230.
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 (Hymeoptera: Orussidae). *Ins. Syst. Evol*. 43: 387-420.
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 associateds structures in the Orussidae (Hymenoptera, Insecta). *Zoomorphology* 121: 6-64.
WAGNER, M.R. & K.K. RAFFA, eds. 1993. *Sawfly Life History Adaptations to Woody Plants*. Academic Press, Inc., 581 pp.
WHEELER, W.M. & W.M. MANN. 1923. A singular habit of sawfly larvae. *Psyche* 30: 9-13.
WHITFIELD, J.B., N.F. JOHNSON & M.R. HAMERSKI. 1989. Identity and phylogenetic significance of the metapostnotum in nonaculeate Hymenoptera. *Ann. Entomol. Soc. Am*. 82: 663-673.
WILLE, J.E. 1943. *Entomologia Agrícola del Perú*. Lima, Estac. Exp. Agric. de La Molina. 408 pp.
WONG, H.R. 1976. American species of *Pristiphora* south of the United States. *Ann. Entomol. Soc. Am*. 69: 525-526.
WONG, H.R. & R.B. BENSON. 1965. A new species of *Pristiphora* from Brazil (Tenthredinidae: Hymenoptera). *Can. Entomol*. 97: 779-782.
YUASA, H. 1923 (1922). A classification of the larvae of the Tenthredinidae. *Illinois Biol. Mon*. 7: 1-172.

Apéndice 1. Lista de taxones de avispas sierra conocidas en Argentina.

Tenthredinoidea
Argidae
Arginae
Scobina Lepeletier y Serville, 1828
Scobina basivitrata Malaise. Cha.
Scobina bolivari (Konow). Ju.
Scobina bonplandi (Jorgensen). Mnes.
Scobina emora Smith. Ju., Sal., Tuc.
Scobina inculta (Konow). Ju.
Scobina melanocephala (Lepeletier). Sal.
Scobina melanopyga (Klug). E.R., Fo., Mnes.
Scobina rubricollis (Klug). Fo., Mnes.
Scobina stigmaticollis (Klug). Mnes.
Scobina strophosa (Konow). Ju., Tuc.
Scobina styx Malaise. Ju., Sal., S.Fe, Tuc.
Scobina thoracica (Jörgensen).
Scobina tina Smith. Ju., Sal., Tuc.
Scobina torquata (Konow). Bs. As., E.R., Mnes.
Atomacerinae
Atomacera Say, 1836
Atomacera melini Malaise. Ju., Sal., Tuc.
Atomacera ovata (Jörgensen). Mnes.
Atomacera triangulata Malaise. E.R.
Erigleninae
Eriglenum Konow, 1901
Eriglenum humeratum Konow. Mnes., en *Machaerium* sp.
Sericoceros Konow, 1905
Sericoceros sutus Smith. Tuc.
Subsymmia Malaise, 1955
Subsymmia annulipes (Schrottky). Mnes., *Machaerium* sp.
Sterictiphorinae
Adurgoa Malaise, 1937
Adurgoa gonagra (Klug). Bs. As., E.R. Coleccionada en *Senna* sp.
Adurgoa mamillata (Konow). Cm., Cba., Tuc.
Adurgoa ovalis (Klug)
Adurgoa willinki Smith. Fo., S.Fe.
Brahyphatnus Konow, 1906
Brachyphatnus debilicornis Konow. Mza., Sal.
Brachyphatnus tegularis (Konow). Bs.As., L.R., Sal., S.Fe, S.E., Tuc.
Hemidianeura Kirby, 1882
Hemidianeura viridana (Malaise). Tuc.
Manaos Rohwer, 1912
Manaos filicornis (Klug). Argentina.
Schizocerella Forsius, 1927
Schizocerella jenseni (Konow). Cha., Mza., Sal.
Schizocerella pilicornis (Holmgren). Bs.As., Cm., Cba., Ju., Sal., S. Fe, Tuc.
Sphacophilus Provancher, 1889
Sphacophilus moniliatus (Konow). E.R.
Cimbicidae
Pachylostictinae
Pachylosticta Klug, 1824
Pachylosticta albiventris Klug. Mnes.
Pachylosticta violacea Klug. Mnes.
Pseudabia Schrottky, 1910
Pseudabia fusca Schrottky. Mnes.
Pseudopachylosticta Mallach, 1929
Pseudopachylosticta subflavata (Kirby). Cba., Fo., Mnes., Sal.
Pergidae
Acordulecerinae
Acordulecera Say, 1836
Acordulecera silvatica (Jorgensen). Mnes.
Acorduloceridea Rohwer, 1912
Acorduloceridea fuscoapicalis (Malaise). Ju., Sal., Tuc.
Acorduloceridea jujua Smith. Ju.
Acorduloceridea nantina Smith. Tuc.
Giladeus Bréthes, 1919
Giladeus tuxius Smith. Neuquén, R.N.
Tequus Smith, 1990
Tequus chilensis (Smith). R.N.
Tequus cretoa (Smith). Ju., Sal., Tuc.
Tequus nexa (Smith). Ju., Sal., Tuc.
Tequus porteri (Smith). Ju., Sal., Tuc.
Tequus pyqua (Smith). Ju., Sal., Tuc.
Tequus vikrea (Smith). Ju., Sal., Tuc.
Conocoxinae
Conocoxa Rohwer, 1911

Conocoxa chalicipoda Rohwer. Chu.
Nithulea Rohwer, 1911
Nithulea nigrata Rohwer. Chu.
Loboceratinae
Aulacomerus Spinola, 1840
Aulacomerus atriventris (Malaise). Ju., Sal.
Aulacomerus candirus Smith. Tuc.
Aulacomerus gibbifrons (Konow). Tuc.
Aulacomerus nastus Smith. Sal., Tuc.
Aulacomerus pullus Smith. Sal.
Aulacomerus quivus Smith. Tuc.
Aulacomerus waquus Smith. Ju., Sal.
Perreyiinae
Barilochia Malaise, 1955
Barilochia brunneovirens Malaise. R.N.
Camptoprium Spinola, 1840
Camptoprium yursinum Smith. Cm.
Decameria Lepeletier y Serville, 1828
Decameria interrupta (Fabricius). Mnes.
Decameria vyssus Smith. Ju., Sal., Tuc.
Heteroperreyia Schrottky, 1915
Heteroperreyia hubrichi Malaise. E.R., S. Fe. En *Schinus terebinthifolius*.
Heteroperreyia jorgenseni (Jorgensen). Mnes., en *Schinus molle*.
Perreyia Brullé, 1846
Perreyia flavipes Konow. Bs.As., E.R., en pastos.
Perreyia lepida Brullé. Cs.
Perreyia stangei Smith. Cba., Tuc.
Perreyia ucita Smith. Mnes.
Perreyiella Conde, 1837
Perreyiella tavora Smith. Tuc.
Pereyiella teutoniensis Smith. Mnes.
Philomastiginae
Cerospastus Konow, 1899
Cerospastus volupis Konow. Nq.
Syzygoniinae
Lagideus Konow, 1905
Lagideus badoae Smith - En *Fuchsia* sp. y *Ludwigia* sp.
Lagideus crinitus Konow. "Argentina".
Lagideus luticus Smith. Tuc.
Lagideus townesi Smith. Tuc.
Lagideus wuncatus Smith. Bs.As.
Tenthredinidae
Allantinae
Acidiophora Konow, 1899
Acidiophora decora (Konow). Mnes.
Amestastegia Costa, 1882
Ametastegia glabrata (Fallén). R.N. (introducida). En *Rumex* sp. y *Polygonum* sp.
Antholcus Konow, 1904
Antholcus varinervius (Spinola). Chu., Nq., R.N.
Blennocampinae
Periclista Konow, 1886
Periclista antarctica (Malaise). T.F.
Periclista dapotoae Smith. Nq., Chu., R.N. En *Nothofagus*.
Periclista limbata (Enderlein). Nq.
Periclista lorata Konow. Nq.
Trichotaxonus Rohwer, 1910
Trichotaxonus coquimbensis (Spinola). R.N.
Waldheimia Brullé, 1846
Waldheimia armellinii Jörgensen. Cs., Fo., Mnes.
Waldheimia brasiliensis (Lepeletier). Cs., Mnes.
Waldheimia cruenta (Konow). Ju., Sal., Tuc.
Waldheimia devotoi Jorgensen. Mnes.
Waldheimia diagonica (Konow). E.R.
Waldheimia fronto (Konow). Bs.As.
Waldheimia nigripennis Jörgensen. Mnes.
Waldheimia pallidiventris Malaise. E.R., Mnes.
Waldheimia schueli Jörgensen. Ju., Sal., Tuc.
Waldheimia tumida Malaise. Cs.
Heterarthrinae
Brasinusa Malaise, 1964
Brasinusa plaumanni Malaise. Tuc.
Notofenusa Benson, 1959
Notofenusa surosa (Konow). Nq., R.N., T.F., Minador de hoja en *Nothophagus* y *Betula*.
Caliroa O. Costa, 1859
Caliroa cerasi (Linnaeus). Bs.As., Cba., R.N., S.C. (introducida). En *Pyrus* sp., *Prunus* sp., otras Rosaceae.
Nematinae
Nematus Panzer, 1801
Nematus oligospilus Foerster. Bs.As., Cm., Chu., E.R., Ju., Mza., Nq., R.N., Sal., S.J., S.L., Tuc. En *Salix*.
Priophorus Dahlbom, 1835
Priophorus brullei (Dahlbom). Río Negro (introducida): Rubus; Mariano *et al*. (2007).
Selandriinae
Adiaclema Enderlein, 1919
Adiaclema nigripectum (Enderlein). Fo.
Andeana Malaise, 1942. Especies sin identificar.
Arcoclypea Malaise, 1942. Especies sin identificar.
Dochmioglene Enderlein, 1919. Especies sin identificar.
Liliacina Malaise, 1942. Especies sin identificar.
Plaumanniana Malaise, 1942
Plaumanniana aemula (Konow). Mnes.
Plaumanniana trigemmis (Konow). Mnes.
Proselandria Rohwer, 1912
Proselandria carminea (Jörgensen). Ju.
Proselandria roseomaculata (Enderlein). Mnes.
Stromboceridea Rohwer, 1911
Stromboceridea niveana (Jörgensen). Mnes.
Especies sin ubicación genérica en Selandriinae
Siobla semiannulata Schrottky. Mnes.
Siobla joergenseni Schrottky. Mnes.
Siobla argentina Schrottky. Mnes.
Stromboceros argentinus Jörgensen. Mnes.
Siricoidea
Siricidae
Sirex Linnaeus, 1761
Sirex noctilio (Fabricius) - (introducido). En *Pinus*
Urocerus Geoffroy, 1785
*Urocerus patagonicus** Fidalgo & Smith. Chu. (Paleoceno)
Orussoidea
Orussidae
Ophrynopinae
Ophrynopus Konow, 1897
Ophrynopus depressatus Smith. Bs.As.
Ophrynopus wagneri (du Buysson). S.E.

Apéndice 2.

Claves para las especies de avispas sierra de la Argentina. La fauna de avispas sierra de Argentina se conoce parcialmente, como ocurre con otras partes de la región Neotropical. Además de la posibilidad de encontrar nuevos registros y de la existencia de especies sin describir, existen algunos cambios nomenclaturales. Las claves que se ofrecen a continuación, traducidas y modificadas de Smith (1988, 2003a b) se deben tomar con precaución y en complemento con los cambios taxonómicos que se ofrezcan más adelante. En algunos casos no existen revisiones disponibles para el Neotrópico, por lo cual no se pueden ofrecer claves.

Tenthredinidae
Allantinae
Acidiophora

1- Mesopleura completamente negra; mesonoto con una amplia banda longitudinal negra.....*A. decora*
- Esquina superior de la mesopleura anaranjada; casi todo el mesonoto anaranjado.....*A. gecera*

Ametastegia. Una especie introducida, *A. glabrata*.
Antholcus. Una especie conocida, *A. varnervius*.

Blennocampinae
Trichotaxonus. Una especie conocida, *T. coquimbensis*.
Los géneros *Periclista* y *Waldheimia* no están revisados.

Nematinae
Nematus. Una especie conocida, *N. oligospilus*.
Priophorus. Una especie introducida, *P. brullei*.

Heterarthrinae
Caliroa. Una especie conocida, *C. crasi*.
Brasinusa. Una especie conocida, *B. plaumanni*.
Notofenusa. Una especie conocida, *N. surosa*.
Selandriinae
Adiaclema. Una especie conocida, *A. nigripectum*.
Stromboceridea. Una especie conocida, *S. niveana*.
Los géneros *Andeana*, *Arcoclypea*, *Dochmioglene*, *Liliacina*, *Plaummania* y *Proselandria* permanecen sin revisar.

Argidae
Arginae
Scobina
1- Fémures, al menos el posterior, negros, mitad negros o negros en su superficie interna.....2
- Fémures, al menos el posterior, amarillos a naranja, como mucho el posterior negro en la base y/o ápice, pero color negro en menos de la mitad de la superficie.....10
2- Ala anterior de dos colores, amarillo con ápice negro.....*S. tina*
- Ala anterior uniformemente negruzca, hialina.....3
3- Color del cuerpo negro.....*S. styx*
- Parte del cuerpo (tórax o abdomen) rojizo o amarillo....4
4- Tibia posterior en su mayoría blanca o blanca en la base; abdomen negro o con el tergo basal pálido y con líneas o marcas laterales longitudinales blancas.....*S. torquata*
- Tibia posterior negra; abdomen negro o naranja, sin líneas laterales blancas.....5
5- Tórax negro (abdomen anaranjado).....*S. inculta*
- Mesotórax en parte rojo o amarillento.....6
6- Mesopleura negra, si hay color naranja sólo ¼ superior o menos.....*S. strophosa* (en parte)
- Más de ¼ de la mesopleura o toda naranja.....7
7- Celda basal anal del ala anterior ausente.....8
- Celda basal anal del ala anterior presente.....9
8- Tórax naranja con el mesosterno y mucho del mesepisterno negro.....*S. stigmaticollis*
- Tórax naranja con metapleura, metanoto y escleritos cervicales en parte negros.....*S. rubricollis*
9- Fémures blancos, el posterior con la superficie interna negra.....*S. emora*
- Patas (al menos la posterior) negras...*S. strophosa* (en parte)
10- Alas de dos colores contrastantes, amarillo y negro.....*S. melanocephala* (en parte)
- Alas uniformemente pálidas u oscuras, costa y estigma pueden ser pálidas.....11
11- Tibia posterior blanca o amarilla, al menos pálida en 1/3 basal.....12
- Tibia posterior negra, como mucho pálida en el extremo de la base.....14
12- Pronoto negro, mesonoto rojo con el prescudo negro.....*S. emora* (en parte)
- Pronoto naranja, mesonoto negro o naranja, con el escudelo naranja amarillo.....13
13- Ápices de las tibias y todos los tarsos negros; las bases de los basitarsos pueden ser blancas.....*S. torquita* (en parte)
- Tibias y tarsos naranjas, los segmentos tarsales apicales pueden ser negros.....*S. bonplandi*
14- Cara blanca debajo de la antena..... .....*S. melanocephala* (en parte)
- Cabeza negra.....15
15- Mesepisterno y mesosterno negros, mesonoto usualmente negro, o negro con el escudelo naranja.....16
- Mesepisterno y/o mesosterno naranja, mesonoto con o sin marcas negras.....17
16- Abdomen naranja con los segmentos apicales 2 ó 3 negros.....*S. bolivari*
- Abdomen en su mayor parte negro arriba y hacia el ápice, color naranja en la parte ventral.....*S. basivitrata*
17- Celda anal basal presente en al ala anterior...*S. thoracica*
- Celda anal basal ausente en el ala anterior.....*S. melanopyga*

Atomacerinae
Atomacera
1- Tórax negro.....*A. melini*
- Tórax total o parcialmente rojo.....2
2- Mesopleura rojiza.....*A. ovata*
- Mesopleura negra, sólo el pronoto rojo.....*A. triangulata*

Erigleninae
Eriglenum. Una especie conocida, *E. humeratum*.
Sericoceros. Una especie conocida, *S. sutus*.
Subsymnia. Una especie conocida, *S. annulipes*.

Sterictiphorinae
Adurgoa
1- En su mayor parte negra con blanco en: área supraclipeal, centro del clípeo, labro, pronoto (excepto el centro), tégula, parte o todo el mesoescudelo, metaescudelo, algunas veces márgenes apicales de los segmentos abdominales, ápices de los fémures, y 1/3 basal de las tibias..*A. gonagra*
- En su mayor parte cuerpo naranja, en espacial mesopleura, mesoescudelo, y mucho de las patas; abdomen negro o naranja con ápice negro.....2
2- Abdomen en su mayor parte negro.....*A. ovalis*
- Abdomen naranja con segmentos apicales negros.....3
3- Coxas naranjas; al menos 2/3 de las tibias posteriores negras; costa negra; clípeo y área supraclipeal negros a parduzcos.....*A. mamillata*
- Coxas (excepto ápices) negras; sólo 1/3 apical de las tibias posteriores negras; costa en su mayor parte naranja; clípeo y área supraclipeal blancas.....*A. willinki*

Brachyphatnus
1- Hembras.....2
- Machos.....3
2- Mesopleura negra; tégula roja; alas hialinas con costa y estigma ámbar a pardo claro.....*B. debilicornis*
- Mesopleura normalmente total o parcialmente roja; tégula negra; alas con una ligera infuscación de color negro con costa y estigma negros.....*B. tegularis*
3- Tórax con el pronoto y usualmente parte del mesonoto y mesopleura naranja a rojo; abdomen negro, algunas veces los segmentos 2-5 naranja a rojizos.....*B. tegularis*
- Tórax negro con tégula negra o parcialmente blanca; abdomen negro.....*B. debilicornis*

Hemidianeura. Una especie conocida, *H. viridiana*.
Manaos. Una especie conocida, *M. filicornis*.
Schizocerella
1- Coloración típica negra con el pronoto, tégula y lóbulos laterales mesonotales naranja; abdomen con bandas laterales longitudinales amarillo a naranja; patas negras con ápices de los fémures anterior y medios, tibias anterior y media, y mitad basal o menos de la tibia posterior blanco.....*S. pilicornis*
- Coloración no como arriba.....*S. jenseni*

Sphacophilus. Una especie conocida, *S. moniliatus*.

Pergidae
Acordulecerinae
Acordulecera. Una especie conocida, *A. silvatica*.

Acorduloceridea. Se desconoce la hembra de *A. nantina* y el macho de *A. jujua*.

1- Hembras.....2
- Machos.....3
2- Patas anaranjadas con el ápice de la tibia posterior y todo el tarso posterior negros; segmento tarsal apical de las patas anteriores y medias negruzcos; clípeo y labro blancos.....*A. jujua*
- Patas anaranjadas, como mucho el segmento tarsal apical de cada pata negro o patas completamente negras; clípeo negro, labro negro o blanco.....*A. fuscoapicalis*
3- Cabeza anaranjada; área ocelar y postocelar puede ser negra.....*A. nantina*
- Cabeza negra, al menos sobre las antenas....*A. fuscoapicalis*

Giladeus. Una especie conocida, *G. tuxius*.

Tequus

1- Patas en su mayor parte, o al menos los fémures, negros.....*T. pyquus*
- Patas amarillentas o amarillo naranaja, sólo los ápices de las tibias y tarsos negros.....2
2- Envoltura de la sierra sin escopa, uniformemente gruesa y roma en el ápice en vista dorsal (macho desconocido).....*T. chilensis*
- Envoltura de la sierra con escopas que se proyectan lateralmente.....3
3- Tórax en su mayor parte negro (casi toda la cabeza negra).....*T. porteri*
- Tórax en su mayor parte amarillento a anaranjado.....4
4- Cabeza y por lo común todo el cuerpo color naranja, algunas veces mesonoto y/o mesopleura y mesosterno con áreas negras.....*T. vikreus*
- Cabeza por lo común con algo de negro, mesopleura comúnmente amarillo naranja con la mitad superior o el margen superior negros.....5
5- Lanceta con espuretas grandes, triangulares, algunas veces dirigidas hacia arriba; valvas de los genitales del macho con lóbulo ventral apical.....*T. cretous*
- Lanceta con espuretas pequeñas, triangulares; valvas de los genitales del macho con dos lóbulos dorsales.....*T. nexus*

Conocoxinae

Conocoxa. Una especie conocida, *C. chalicipoda*.

Nithulea. Una especie conocida, *N. nigrata*.

Heteroperreyinae

Heteroperreyia (Hembras)

1- Tórax rojo, algunas veces con marcas negras sobre el emsosterno, tégula y metatórax; patas negras.....*H. jorgenseni*
- Tórax principalmente negro con el pronoto y mesoecudelo amarillentos; patas amarillentas.....*H. hubrichi*

Camptoprium. Una especie conocida, *C yursinum*.

Barilochia. Una especie conocida, *B. brunneovirens*.

Perreyiella. Seis especies conocidas. No hay claves disponibles.

Decameria

1- Negras, pronoto, tégula, muchos de los lóbulos laterales mesonotales naranja rojizo.....*D. vyssus*
- Parte de las patas, tórax o abdomen amarillo (cabeza negra con un área amarilla entre y debajo de las antenas).....*D. interrupta*

Loboceratinae

Aulacomerus

1- Alas amarillentas a hialinas con ápices más allá del estigma negros; estigma y/o costa usualmente amarillos, algunas veces negro total o parcialmente; cara alrededor y debajo de las antenas usualmente blancuzcas; tibia posterior negra o algunas veces naranja amarillo en la parte basal....2
- Alas negruzcas, estigma y/o costa inusualmente negros cara cerca y debajo de las antenas negra o pálido; tibis posterior negra.....3
2- Patas, abdomen y parte ventral del tórax negros...*A. pullus*
- Parte de las patas, abdomen y/o parte ventral del tórax amarillo o naranja amarillo.....*A. nastus*
3- Abdomen negro.....4
- Abdomen naranja, sólo el ápice negro.....5
4- Tórax anaranjado.....*A. quivus*
- Tórax y mucho del mesosterno, mesonoto y tégula negros.....*A. atriventris*
5- Tórax principalmente naranja; algunas veces con marcas negras sobre el mesonoto (tibia media negra).....*A. gibbifrons*
- Tórax con al menos el mesosterno y usualmente el mesonoto negros; patas negras o con los fémures parcialmente negros.....*A. waquus*

Philomastiginae

Cerospastus. Una especie conocida, *C. volutas*.

Syzygoniinae

Lagideus

1- Hembras.....2
- Machos.....4
2- Abdomen anaranjado con los segmentos apicales 2 o 3 negros, naranja con manchas dorsales negras o naranja con el esterno en su mayoría negro..3
- Abdomen casi todo negro, en su mayor parte negro arriba y anaranjado abajo, o algunas veces con bandas transversas amarillo a amarillo anaranjado sobre el dorso o con los tergos 1 y/o 2 blancuzcos a amarillentos.....*L. luticus*
3- Tórax con pronoto, mesonoto y mesepisterno naranja; abdomen naranja con esternos en su mayor parte negros.....*L. townesi*
- Tórax con el pronoto naranja, mesonoto naranja con negro en el centro del prescudo, mucho de los lóbulos laterales y extremo posterior del escudelo.....*L. crinitus*
4- Rami de los segmentos antenales 3-5 cortos, con una longitud igual o inferior que el respectivo segmento.....*L. wuncatus*
- Rami de los segmentos antenales 3-5 largos, longitud superior a su respectivo segmento.....*L. townesi*

Cimbicidae

Pseudabia. Una sola especie en Argentina, *P. fusca*.

Pachylostictia.

1- Machos: Esternos basales 4 ó 5 del abdomen blancuzcos a anaranjados.....*P. albiventris*
- Machos: Abdomen negro.....*P. violacea*

Pseudopachylosticta. Una especie conocida, *P. subflavata*.

Siricidae

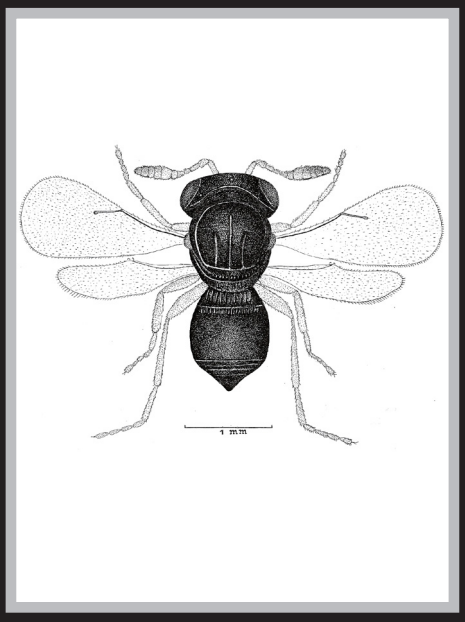
Una sola especie conocida, introducida, *Sirex noctilio*. La única especie descrita para Argentina, *Uroceros patagonicus*, se conoce del Paleoceno.

Orussidae

Ophrynopus

1- Puntos del mesoepisterno muy distanciados entre sí, separados por espacios planos y brillantes; trocánter, tibia posterior y todos los tasos rojizos.....*O. wagneri*
- Puntos del mesoepisterno cercanos entre sí, separados sólo por carenas agudas; patas negras o parcialmente rojas.....*O. depressatus*

SCELIONIDAE



Cecilia MARGARÍA
Marta LOIÁCONO
Analía A. LANTERI

División Entomología, Museo de La Plata, Facultad de Cs. Naturales y Museo, UNLP, Paseo del Bosque, 1900 La Plata, Buenos Aires, Argentina.
cmargaria@fcnym.unlp.edu.ar
loiacono@fcnym.unlp.edu.ar
alanteri@fcnym.unlp.edu.ar

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Scelionidae es una familia de microhimenópteros de distribución cosmopolita, que comprende unos 250 géneros y más de 3300 especies. Son endoparasitoides idiobiontes, solitarios o gregarios, de huevos de arañas y de insectos de diversos órdenes. Se resume el estado de los conocimientos sobre esta familia en la Argentina. Se lista un total de 56 especies y sus huéspedes correspondientes. Se tratan aspectos morfológicos, taxonómicos, filogenéticos, de distribución geográfica, y referidos a la biología e importancia agroecológica de las especies, y a las principales colecciones que conservan materiales de referencia. Se brindan claves para la identificación de las subfamilias y de las especies argentinas de mayor importancia en control biológico.

Abstract

Scelionidae is a family of Hymenoptera distributed worldwide, that includes about 250 genera and more than 3300 species. They are endoparasitoid wasps of eggs of spiders and several insect orders, idiobiont, solitary or gregarious. We summarize the knowledge on this family in Argentina. A total of 56 species is listed and aspects of morphology, taxonomy, phylogeny, geographic distribution, biology and agroecology are reviewed. Data on the most important entomological collections that hold specimens are provided. Identification keys to subfamilies and important species for biological control are given.

Introducción

Scelionidae es una de las tres familias de Hymenoptera cuyos miembros son exclusivamente parasitoides de huevos, junto con Trichogrammatidae y Mymaridae (Chalcidoidea), a las cuales deben sumarse especies de otros taxones como Encyrtidae, Eulophidae, Eupelmidae, Platygastridae y Tetracampidae (Clausen, 1972; Bin, 1994). Pertenecen a Platygastroidea, que es la tercera superfamilia de himenópteros parasitoides en cuanto a número de especies, luego de Ichneumonoidea y Chalcidoidea (Masner, 1993; Austin *et al.*, 2005). Según Sharkey (2007), las Platygastroidea se relacionan filogenéticamente con Cynipoidea, Proctotrupoidea y con el grupo formado por Chalcidoidea, Mymarommatoidea y tres familias consideradas actualmente como Diaprioidea (Maamingidae, Diapriidae y Monomachidae).

Los esceliónidos reúnen endoparasitoides idiobiontes de huevos de arañas, principalmente Araneidae y Theridiidae, y de insectos de los órdenes Odonata, Orthoptera, Mantodea, Embioptera, Hemiptera, Neuroptera, Coleoptera, Diptera y Lepidoptera (Masner, 1976; Austin & Field, 1997). Sus hembras poseen un ovipositor que actúa como una aguja hipodérmica, permitiéndole perforar el corion del huevo del huésped y depositar frecuentemente uno, o en algunos casos, varios huevos. La larva del parasitoide consume los tejidos del huésped y empupa dentro de él, emergiendo un adulto en especies solitarias o varios (5-10 parasitoides por huevo en promedio) en especies gregarias.

En cuanto a su diversidad específica, a nivel mundial se han descrito alrededor de 250 géneros y 3300 especies (Austin *et al.*, 2005). La familia presenta una distribución cosmopolita a excepción de las regiones polares. Es particularmente diversa en las selvas húmedas de los trópicos y subtrópicos. En la región Neotropical se han registrado 56 géneros y 334 especies, asignados tradicionalmente a tres subfamilias: Scelioninae (44 géneros y 227 especies), Teleasinae (seis y 16) y Telenominae (seis y 91) (Fernández, 2000). Para la Argentina (Apéndice) se han citado 56 especies asignadas a 19 géneros (Loiácono, 1998; Loiacóno *et al.*, 2002; Margaría, inéd.), que representan el 2% a nivel mundial y el 17% a nivel neotropical.

Diagnosis

Cuerpo de 0,5 a 10 mm de longitud, usualmente de 1 a 2,5 mm; de forma muy variable, grácil y alargada (Fig. 1) a muy robusta y corta (Fig. 2); color generalmente negro, excepcionalmente amarillo o bicolor (amarillo con cabeza y metasoma negros); con esculturación evidente o lisa en especies pequeñas. Antenas geniculadas ubicadas por encima del clípeo, por lo general de 12 artejos (menos frecuentemente 11, raramente de seis artejos), escapo alargado, antena de la hembra con clava de cinco artejos, antena del macho filiforme. Macrópteros, braquípteros o ápteros, especialmente las hembras; alas con nervaduras presentes, raramente sin venación; alas anteriores con la nervadura submarginal generalmente alcanzando el margen anterior, con nervadura marginal (en algunos casos engrosada y oscurecida), nervaduras estigmal y postmarginal por lo general presentes; alas posteriores con la nervadura submarginal generalmente completa, alcanzando los hamulis. Metasoma por lo general moderada a marcadamente deprimido, segmentos metasomales con laterotergitos anchos, o angostos formando un reborde con los esternitos, de igual longitud o con uno de los tres primeros segmentos más largo que los restantes; tergitos 7+8 de la hembra con cercoides diminutos; machos con ocho tergitos metasomales, sexto esternito triangular.

Clave para las subfamilias de Scelionidae

1- Metasoma con laterotergitos anchos y sin formar reborde con esternitos; segundo tergito más largo que restantes tergitos metasomales; antena de la hembra de 11 artejos, raramente 10; antena del macho de 12 artejos (Fig. 2).....Telenominae

- Metasoma con laterotergitos angostos que forman reborde con esternitos; si el reborde está ausente y los laterotergitos son relativamente anchos, la antena de la hembra no es de 11 artejos y el segundo tergito no es el más largo de los tergitos metasomales; antena de la hembra de 12 artejos, raramente 6-11 artejos; antena del macho de 12 artejos, raramente 8-11 artejos.....2

2- Ocelos laterales más próximos al ocelo medio, que a bordes de órbitas (Fig. 3); tercer tergito es el más largo de los tergitos metasomales (Fig. 4); nervadura marginal generalmente más larga que estigmal; nervadura postmarginal ausente.....Teleasinae

- Ocelos laterales usualmente más próximos a bordes de órbitas que al ocelo medio, si cercanos al ocelo medio, entonces el tercer tergito no es el más largo de los tergitos metasomales o la nervadura marginal es más corta que la estigmal y postmarginal, o las alas carecen de nerviación (Fig. 1).....Scelioninae

Historia taxonómica y clasificación

Ashmead (1893) consideró a las Scelionidae como una subfamilia de Proctotrypidae, y distinguió cuatro tribus: Scelionini, Baeini, Teleasini y Telenomini. En 1903 elevó Scelioninae al rango de familia y a las tribus anteriormente mencionadas a subfamilias. Kozlov (1970) reconoció también cuatro subfamilias: Scelioninae, Baeinae (incluye a Baeini e Idrini), Teleasinae y Telenominae. Según Masner (1976) y la mayoría de los especialistas que han trabajado posteriormente en el grupo, las Scelionidae están constituidas por tres subfamilias: Teleasinae, Telenominae y Scelioninae (incluye Baeinae). Esta última reúne 17 de las 20 tribus de Scelionidae reconocidas por Austin & Field (1997) y el 90% de los géneros conocidos; sin embargo, Telenominae es la más diversa en cuanto a número de especies. Masner (1993) y Austin & Field (1997) concuerdan en que Teleasinae sería una rama derivada de Scelioninae, por lo que ambas podrían ser clasificadas en una misma subfamilia. Por otra parte, Sharkey (2007) ha propuesto la sinonimia de Scelionidae con Platygastridae sobre la base del análisis filogenético molecular de Murphy *et al.* (2007). En este caso Platygastridae tiene prioridad nomenclatural sobre Scelionidae. Con respecto a los catálogos sobre Scelionidae, Dalla Torre (1898) elaboró el primer catálogo de especies a nivel mundial y posteriormente, Johnson (1992) reunió toda la información conocida sobre el grupo desde 1758.

Los principales aportes al conocimiento de Scelionidae fueron realizados durante el siglo XX en la monografía de Kieffer (1926), que incluye descripciones y claves de los taxones conocidos hasta ese momento a nivel mundial. Muesebeck & Walkley (1956) iniciaron un proceso de normalización de la nomenclatura mediante la designación de especies tipo de todos los géneros. El progreso más significativo fue realizado por Masner (1976), quien propuso una clasificación filogenética de la familia en 19 tribus, brindó claves de taxones superiores a nivel mundial y aclaró el estatus de los géneros descriptos, con extensas sinonimias, sobre la base del estudio de las especies tipo. La monografía de Masner sirvió de base para nuevos avances que incluyeron publicaciones regionales (Masner, 1980; Kozlov & Kononova, 1983, 1990; Galloway & Austin, 1984; Kononova & Kozlov, 2000) y también se han realizado numerosas revisiones de los principales géneros tales como *Idris*, *Ceratobaeus, Telenomus, Gryon, Macroteleia* y *Teleas* (Muesebeck, 1977; Huggert, 1979; Sharkey, 1981; Masner, 1983; Johnson, 1984; Masner & Denis, 1996; Iqbal & Austin, 2000a, b). La información sobre nomenclatura, distribución, ilustraciones, biología e identificación, disponible en internet, es muy completa (Johnson, 2004; *Australian Faunal Directory,* 2004).

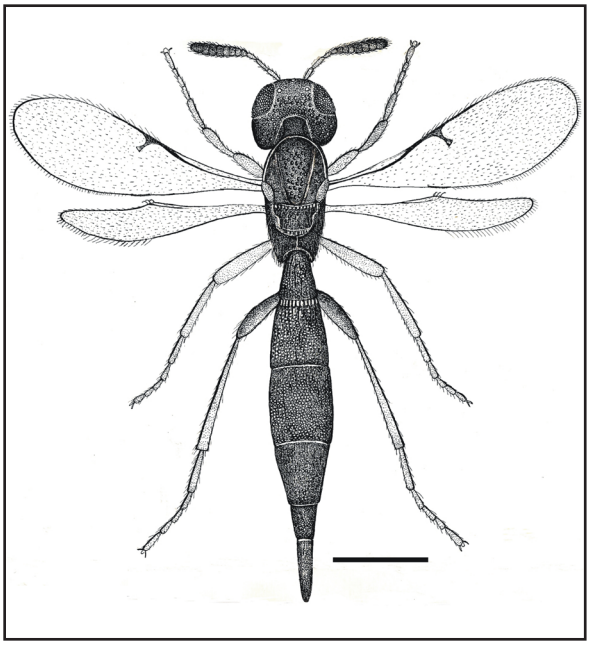


Fig. 1. *Macroteleia platensis*. Hembra, hábito en vista dorsal (tomado de Loiácono, inéd.).

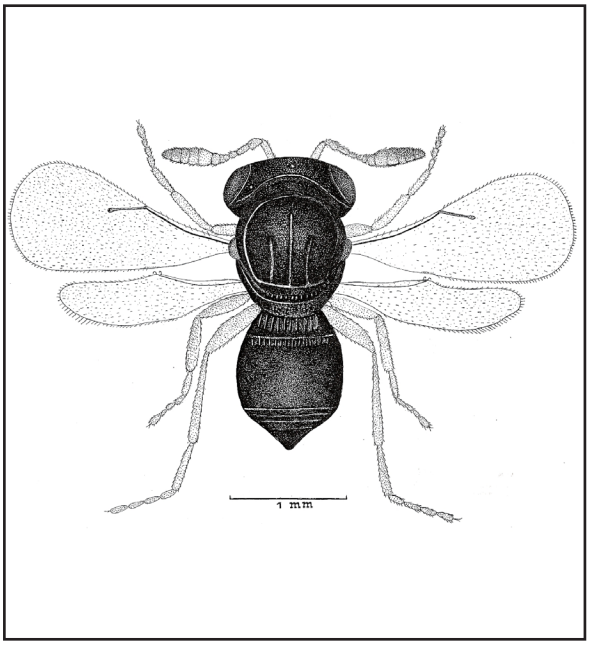


Fig. 2. *Trissolcus urichi*. Hembra, hábito en vista dorsal (tomado de Loiácono, inéd.).

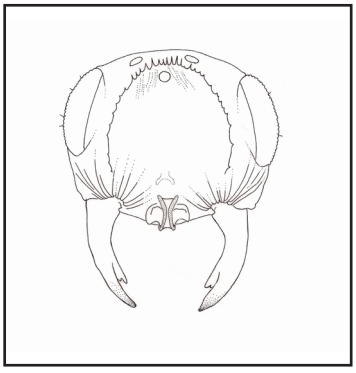


Fig. 3. *Gryonella matogrossense*. Cabeza, ocelos laterales y medio (tomado de Margaría & Loiácono, 2010).

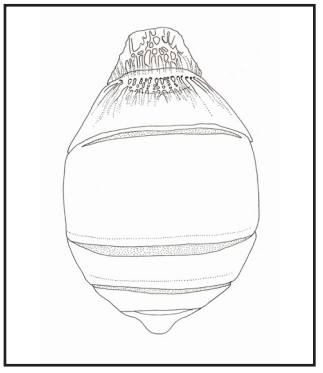


Fig. 4. *Gryonella matogrossense*. Metasoma en vista dorsal (tomado de Margaría & Loiácono, 2010).

Aspectos filogenéticos

Numerosos caracteres morfológicos externos utilizados en estudios filogenéticos sobre himenópteros aculeados se encuentran reducidos o son vestigiales en los microhimenópteros parasitoides, particularmente en Platygastroidea (Austin & Field, 1997; Austin *et al.*, 2005). Esta simplificación genera dificultades en el momento de abordar una reconstrucción filogenética basada solamente en morfología. Entre los estudios filogenéticos generales sobre Platygastroidea cabe citar el trabajo de Austin & Field (1997), basado en morfología del ovipositor, y el de Murphy *et al.* (2007), sobre la base de datos moleculares. La monofilia de Platygastroidea está muy bien soportada por dos grupos de caracteres sinapomórficos: la modificación del metasoma en relación con el mecanismo de extensión y retracción del ovipositor, y la presencia de sensilas especiales en los artejos de la clava de las antenas de las hembras, cuya función se relaciona con el reconocimiento de los huéspedes (Austin *et al.*, 2005). El análisis filogenético ha estado limitado básicamente a especies o grupos de especies dentro de ciertos géneros como *Scelio*, *Thoron*, *Nixonia*, *Psix* y *Ceratobaeus* (Johnson & Masner, 1985, 2004, 2006; Johnson, 1991; Iqbal & Austin, 2000b; Dangerfield *et al.*, 2001; Masner *et al.*, 2007; Stevens & Austin, 2007). Margaría (inéd.) realizó un análisis cladístico preliminar de las relaciones tribales sobre la base de caracteres morfológicos y de la asociación con distintos grupos de huéspedes. La optimización de los caracteres "grupos de huéspedes" (Fig. 5) y "características de los sitios de oviposición" (Fig. 6) sobre el cladograma obtenido indicaría que el huésped ancestral de Scelionidae pertenece a Orthoptera, y que las tribus más basales de Scelionidae parasitoidizan grupos de insectos terrestres que oviponen en el suelo, como la mayoría de los ortópteros celífera y coleópteros carábidos, respectivamente. La asociación con holometábolos, como distintas familias de Diptera y Lepidoptera, habría ocurrido en ramas más derivadas.

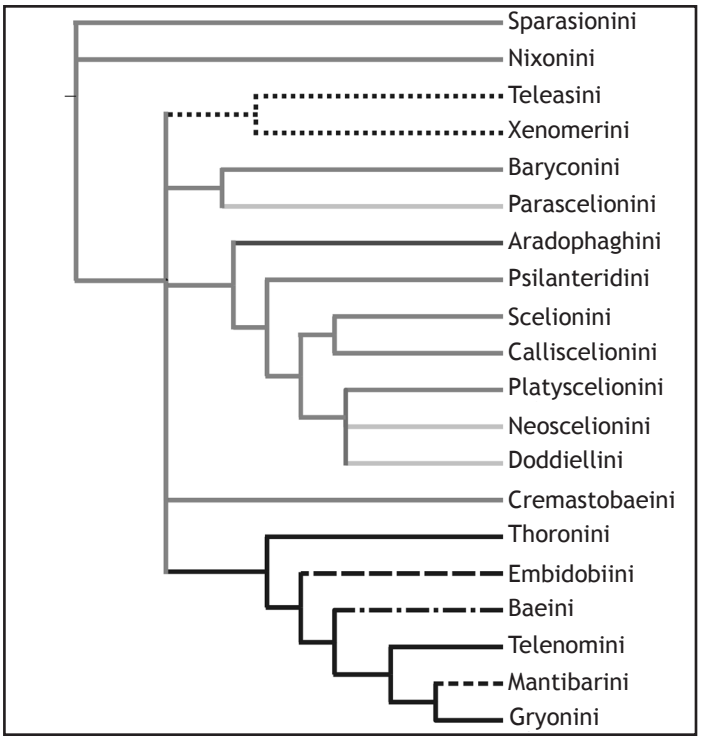


Fig. 5. Cladograma de las tribus de Scelionidae con el carácter "huéspedes" optimizado con la opción "unambiguous" (tomado de Margaría, inéd.).

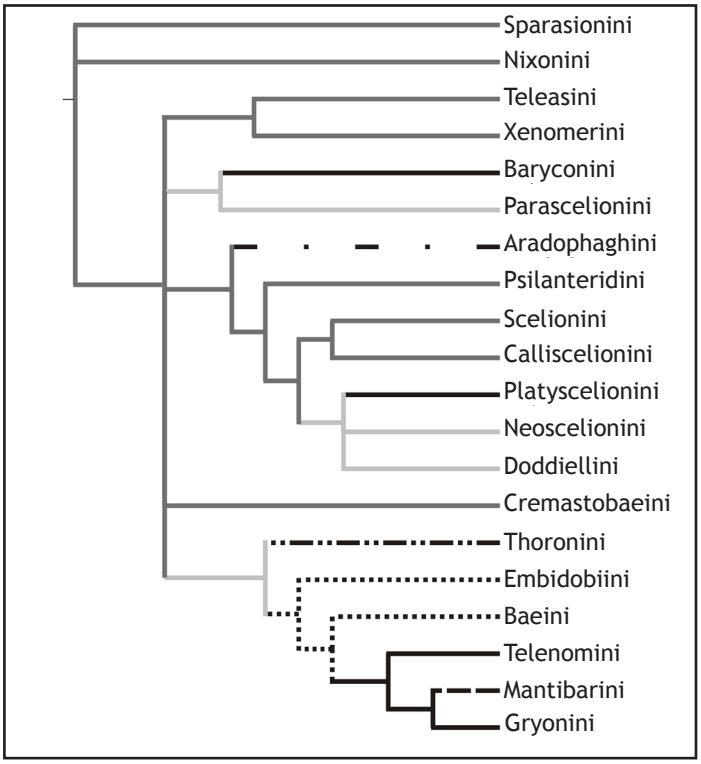


Fig. 6. Cladograma de las tribus de Scelionidae con el carácter "sitios de oviposición de los huéspedes" optimizado con la opción "unambiguous" (tomado de Margaría, inéd.).

Aspectos biológicos fundamentales

Se desarrollan en huevos de insectos hemimetábolos de los órdenes Orthoptera (Acrididae, Tettigonidae y Gryllidae), Hemiptera (varias familias de heterópteros terrestres como Coreidae, Pentatomidae, Scutelleridae, Lygaeidae y Reduviidae, y semiacuáticas, como Nepidae y Gerridae), Mantodea (Mantidae), Odonata (Aeshnidae), Embioptera, y también de arañas (principalmente de las familias Araneidae y Theridiidae). Entre los géneros neotropicales asociados con ortópteros cabe citar a *Scelio* y *Baryconus*; entre los asociados con heterópteros, a *Gryon*, y entre los asociados con arañas, a *Baeus* y *Ceratobaeus* (Fig. 7). La subfamilia Teleasinae presenta dos tribus: Teleasini, formada por los géneros *Trimorus, Odontoscelio y Scutelliteleas* y Xenomerini, que incluye a *Xenomerus* y *Gryonoides*. En ambas los huéspedes conocidos parasitoidizan huevos de Coleoptera Carabidae. En Telenominae también se distinguen dos grupos principales, uno integrado por *Trissolcus* y *Phanuropsis*, que se desarrollan como parasitoides de huevos de Hemiptera; y el otro formado por *Telenomus* y afines (*Platytelenomus* y *Eumicrosoma*), en su mayoría parasitoides de Lepidoptera (Fig. 8), menos frecuentemente de Hemiptera (Heteroptera y Auchenorrhyncha) (Fig. 9) y ocasionalmente de Diptera y Neuroptera (Masner, 1976).

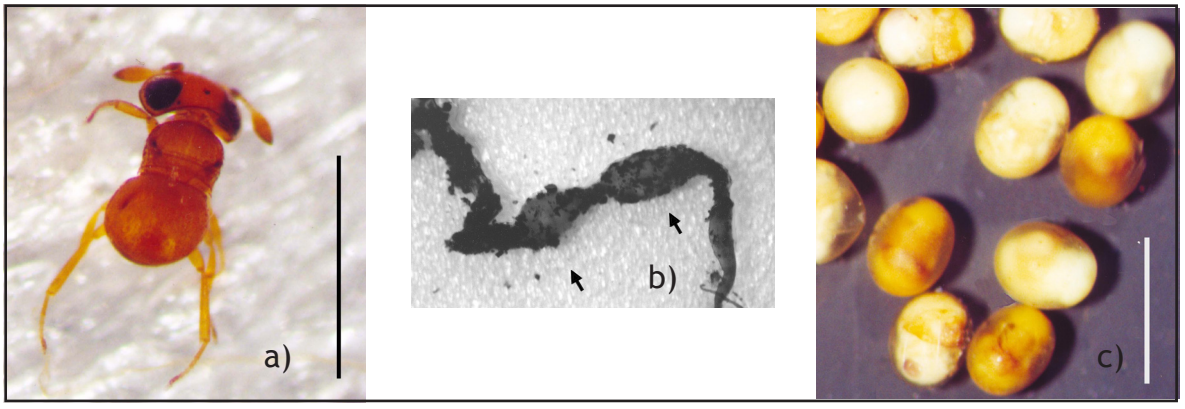


Fig. 7. *Baeus cyclosae*. a. Hembra, hábito en vista dorsal. Escala: 1 mm. b. Estabilimento con sacos ovígeros indicados por flechas. c. Huevos parasitoidizados. Escala: 5 mm (tomado de Margaría *et al.*, 2006a).

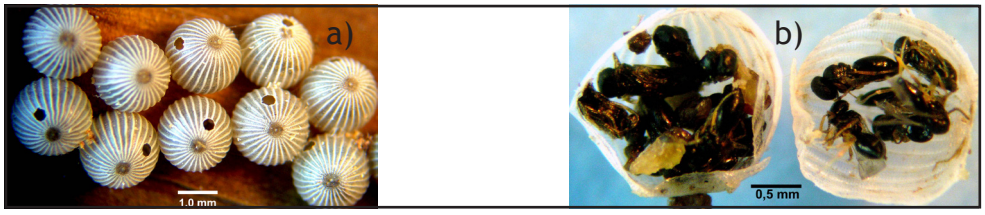


Fig. 8. a. Postura del lepidóptero *Caligo brasiliensis*, b. Ejemplares de *Telenomus* sp. dentro del huevo del lepidóptero (Margaría *et al.*, 2007).

Fig. 9. *Telenomus phymatae* sobre una postura de Reduviidae.

Importancia sanitaria y agroecológica

Los esceliónidos presentan características que los hacen particularmente útiles en programas de control integrado de plagas, por su gran habilidad de búsqueda y potencial reproductivo, ausencia de hiperparasitoides, sincronía y respuesta positiva a las densidades poblacionales del huésped, dieta simple de los adultos y facilidad para la cría. Otra de las ventajas de estos microhimenópteros es que atacan la plaga en el estado de desarrollo previo al que produce el daño en el cultivo (primer estadio larval) y de esta manera permiten disminuir el número de aplicaciones de agroquímicos (Orr, 1988).

Son numerosos los ejemplos de esceliónidos que han sido empleados con éxito para el control biológico de especies plaga. Uno de los ejemplos mejor conocidos es el de *Trissolcus basalis,* que controla las posturas de *Nezara viridula* (Hemiptera: Pentatomidae) en más de 50 cultivos de interés económico en todo el mundo (Correa-Ferreira, 1993, 2002; Bin, 1994; Legner, 2007). Otros ejemplos en cultivos de caña de azúcar lo constituyen *Scelio pembertoni,* que ataca posturas de *Oxya chinensis* (Orthoptera: Acrididae) en Hawaii (Dysart, 2000); y *Telenomus beneficiens elongatus*, que controla las poblaciones de *Scirphophaga nivella* (Lepidoptera: Pyralidae) de Australia (Plant Health Australia, 2004), y del "barrenador del arroz", *Chilo simplex* (Okada & Kurada, 1934; Okada & Maki, 1934); *Telenomus dignus*, utilizada con éxito para controlar al "taladrador del arroz", *Chilo supresalis*; *Telenomus alecto*, introducida desde Trinidad en los Estados Unidos para controlar la oruga "taladradora de la caña de azúcar", *Diatraea saccharalis*; *Telenomus remus* utilizada actualmente contra el "gusano cogollero del maíz", *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae), en distintos países de América Latina (Zapater, 1996); y *Telenomus alsophilae*, importado desde el este de Estados Unidos a Colombia para controlar al geométrido *Oxydia trichiata* (Vail *et al.,* 2001). *Telenomus tabanivorus* parasitoidiza con éxito al díptero *Tabanus atratus* en EE.UU.; y *Telenomus emersoni* ataca posturas de *Tabanus punctifer* en California y Nevada (EE.UU.) (Galloway & Iranpour, 2001).

Varias especies de esceliónidos han sido estudiadas como potenciales agentes de control biológico de insectos de interés médico-veterinario, como los triatominos vectores del Mal de Chagas. Una de ellas es *Telenomus fariai rabinovichi*, parasitoide de huevos de *Triatoma dimidiata*, principal vector de dicha enfermedad en Guatemala (Monroy *et al.,* 2000). Otros parasitoides de vinchucas son los siguientes: *Gryon triatomae* atacando posturas de *Triatoma rubrofasciata*, *Triatoma maculata* y *Triatoma phyllosoma*; *Gryon linshcostei* como parasitoide de *Triatoma rubrofasciata*, *T. maculata*, *T. phyllosoma* y *Linshcosteus* sp.; *Telenomus capito*, atacando posturas de *Psammolestes arthuri* y *Rhodnius prolixus*; *Telenomus costalimai* como controlador de *R. prolixus*, *Rhodnius neivai* y *Rhodnius pictipes*; y *Telenomus fariai*, como parasitoide de posturas de *Psammolestes chinai, Psammolestes herreri, Psammolestes megistus, Psammolestes arthuri, R. prolixus, Triatoma brasiliensis, T. dimidiata, Triatoma delpontei, Triatoma infestans, T. maculata, Triatoma pallidipennis, T. phyllosoma, Triatoma rubrovaria, Triatoma sordida* y *Triatoma vitticeps* (De Santis *et al.,* 1980, 1981; Coscarón *et al.,* 1999). Con respecto a los parasitoides de arañas, se llevó a cabo una sola prueba exitosa de control de la "viuda negra" *Latrodectus mactans*, con el esceliónido *Baeus latrodecti* en Hawai (Legner, 2007). Cabe destacar que el esceliónido *Baeus platensis* ha sido hallado en ootecas de arañas del género *Latrodectus* (Loiácono & Margaría, 2004).

El empleo de métodos de control biológico clásico (introducción de enemigos naturales) de plagas de distintos cultivos en Argentina por medio de esceliónidos, presenta antecedentes muy escasos: un único estudio experimental para el control de insectos plaga mediante esceliónidos fue llevado a cabo por Crouzel & Saini (1983) y La Porta & Crouzel (1984). Dichos autores realizaron ensayos preliminares para el control técnico de la chinche de la soja, *N. viridula*, mediante *Trissolcus basalis*, programa que no tuvo continuidad en el tiempo. Molinari *et al.* (2008) relevaron cuatro especies de los géneros *Trissolcus, Telenomus* y *Gryon*, parasitoides de hemípteros fitófagos en cultivos de soja en Córdoba y Santa Fe.

Existe un renovado interés por las alternativas biológicas de lucha contra las plagas en Argentina y demás países de América Latina, que permita disminuir el uso de agroquímicos (Zapater, 1996). En la Tabla I se brinda una lista de insectos plaga de distintas especies vegetales y sus esceliónidos parasitoides, potencialmente utilizables en programas de control biológico.

Tabla I. Principales insectos plaga de especies vegetales y sus esceliónidos parasitoides.

Insectos plaga huéspedes	Parasitoides	Especies vegetales
Orthoptera **Acrididae** *Dichroplus pratensis*	*Scelio dichropli* *S. scyllinopsi*	Pasturas
Baeacris punctulatus	*Scelio dichropli*	Pasturas
Hemiptera **Pentatomidae** *Acrosternum aeseadum*	*Trissolcus brochymenae* *T. urichi*	Soja (*Glycine max*)
Antiteuchus sp.	*Gryon variicornis* *Trissolcus bodkini* *Phanuropsis semiflaviventris*	Macadamia *(Macadamia* sp.) y arroz (*Oryza sativa)*

Dichelops furcatus	*Telenomus podisi* *Trissolcus basalis* *T. teretis* *T. urichi*	Maíz (*Zea maiz)* y soja (*Glycine max*)
Dichelops melacanthus	*Telenomus podisi*	Maíz (*Zea maiz)*
Edessa meditabunda	*Gryon scutellatum* *Trissolcus urichi* *T. leviventris*	Soja (*Glycine max*)
Euchistus heros	*Telenomus podisi*	Soja (*Glycine max*) y arroz (*Oryza sativa*)
Loxa sp.	*Trissolcus leviventris* *Telenomus podisi*	Macadamia *(Macadamia* sp.), leguminosas y forrajeras
Nezara viridula	*Telenomus podisi* *Trissolcus basalis*	Soja (*Glycine max*)
Pellaea stictita	*Trissolcus urichi*	Ligustro *(Ligustrum lucidum*) y fabáceas
Piezodorus guildinii	*Telenomus podisi* *Trissolcus basalis* *T. brochymenae* *T. scuticarinatus* *T. teretis*	Soja (*Glycine max*), pasturas y leguminosas forrajeras
Podisus sp.	*Trissolcus basalis* *T. brochymenae* *T. leviventris* *T. scuticarinatus* *T. teretis* *T. urichi* *Telenomus podisi*	Macadamia (*Macadamia* sp.) y soja (*Glycine max)*
Tibraca limbativentris	*Trissolcus basalis* *T. urichi* *Telenomus podisi*	Arroz (*Oryza sativa)*
Coreidae *Anasa guttifera*	*Gryon molinai*	Zapallito (*Cucurbita pepo*)
Anisoscelis foliacea	*Gryon* sp.	Pasifloráceas
Corecoris lativentris	*Gryon gallardoi*	Tabaco (*Nicotiana tabacum*), arroz (*Oryza sativa)*
Holhymenia rubiginosa	*Gryon vitripenne* *Telenomus dolichocerus*	Pasionaria *(Passiflora alata*) y arroz (*Oryza sativa)*
Leptoglossus zonatus	*Gryon gallardoi*	Cucurbitáceas
Lepidoptera Lasiocampidae *Tolype guentheri* *Macromphalia dedecora*	*Telenomus alecto* *T. chilensis*	Molle o falso pimentero (*Schinus molle*) Notofagus (*Nothofagus* sp.)
Lymantriidae *Orgyia antiqua*	*Telenomus dalmanni*	Árboles frutales y forestales
Pyralidae *Diatraea rufescens* *Diatraea saccharalis*	*Telenomus alecto*	Caña de azúcar (*Saccharum officinarum*)
Sphingidae *Erynnis ello*	*Telenomus connectans*	Solanáceas y Apiáceas
Saturniidae *Hylesia nigricans*	*Telenomus hyelosiae*	Árboles ornamentales
Nymphalidae *Caligo brasiliensis*	*Telenomus aff. solitus*	Banana (*Musa argentea*)

Estudios de Scelionidae en la Argentina

Los taxónomos que han estudiado la fauna argentina de esceliónidos han sido De Santis, Ogloblin y Loiácono. Los trabajos más relevantes se refieren a los representantes del género *Scelio* que atacan desoves de tucuras (De Santis & Loiácono, 1993, 1995); a los asociados con posturas de heterópteros perjudiciales y de triatominos vectores del mal de Chagas en América Latina (De Santis & Vidal Sarmiento, 1979; De Santis *et al.*, 1980, 1981, 1987; Loiácono, 1980, 1998; Coscarón *et al.*, 1999). De Santis (1964) y Loiácono (1973) realizaron contribuciones taxonómicas sobre especies de *Baeus*, parasitoides de ootecas de arañas, y Loiácono & Mulvany (1987) hicieron lo propio sobre el género afín *Cremastobaeus*. Con respecto a *Telenomus,* Loiácono *et al*. (2006) y Valverde *et al*. (2008) han incrementado el conocimiento del género en la Argentina. Loiácono (1998) reunió la información sobre el grupo hasta ese momento. Loiácono *et al*. (2002) actualizan su conocimiento y destacan la necesidad de continuar incrementando los estudios sobre la biodiversidad de esceliónidos en la región Neotropical, en particular en nuestro país, lo cual permitirá un mejor conocimiento taxonómico de las especies de parasitoides nativos y de las asociaciones parasitoide-huésped. Actualmente continúan las investigaciones Loiácono y Margaría.

A continuación se brinda una clave para la identificación de los esceliónidos más frecuentemente hallados en posturas de hemípteros fitófagos (Pentatomidae y Coreidae) plagas en diferentes cultivos en Argentina:

1- Metasoma con laterotergitos anchos y alcanzando libremente los esternitos, sin formar reborde; segundo tergito más largo que restantes.....4
- Metasoma con laterotergitos angostos y muy juntos, formando reborde con los esternitos; segundo tergito igual o más corto que restantes.....2
2- Carena hiperoccipital no desarrollada....*Gryon gallardoi*
- Carena hiperoccipital desarrollada y completa.....3
3- Antena de la hembra bicoloreada, antenitos A_1-A_7 amarillo oro y clava antenal castaño oscura.....*Gryon variicornis*
- Antena de la hembra de color homogéneo, A_1-A_7 más claros que la clava.....*Gryon scutellatum*
4- Metasoma con ápice amarillento o anaranjado; mesoescudo y escutelo de la hembra densamente cubiertos con pilosidad plateada; escapo antenal del macho expandido.....*Phanuropsis semiflaviventris*
- Metasoma uniformemente oscuro; mesoescudo y escutelo de la hembra con pilosidad dispersa y no plateada; escapo antenal del macho no expandido.....5
5- Frente lisa y brillante, sin esculturación en la parte inferior; ojos generalmente pilosos; notaúlices ausentes; formas gráciles.....*Telenomus podisi*
- Frente parcial o totalmente esculturada, en particular en la mitad inferior; ojos generalmente glabros; notaúlices generalmente presentes, raramente abreviados en la porción anterior o ausentes; formas robustas.....6
6- Notáulices ausentes.....*Trissolcus basalis*
- Notáulices presentes.....7
7- Escutelo con una quilla mediana.....*Trissolcus urichi*
- Escutelo sin quilla mediana.....8
8- Escutelo con fovéolas conspicuas, esculturado.....9
- Escutelo sin fovéolas conspicuas, microesculturado....10
9- Rugas posteriores a las quillas basales del segundo tergito extendidas más allá de la mitad basal del esclerito.....*Trissolcus bodkini*
- Rugas posteriores a las quillas basales del segundo tergito no extendidas más allá de la mitad basal del esclerito.....*Trissolcus leviventris*
10- Porción anteroventral del mesepisterno con fuertes rugas.....*Trissolcus brochymenae*
- Porción anteroventral del mesepisterno liso o con microesculturación coriácea o reticulada.....*Trissolcus teretis*

Colecciones argentinas

Son pocos los museos argentinos que albergan colecciones importantes de esceliónidos (Loiácono & Margaría, 2002; Loiácono *et al.*, 2002). Las colecciones más importantes por el número de especies, cantidad de ejemplares y materiales tipo de Scelionidae son las depositadas en el Museo de La Plata, Buenos Aires (MLP), en el Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia", Buenos Aires (MACN) y en el Instituto Fundación Miguel Lillo, Tucumán (IFML). La colección MLP es considerada actualmente como la más valiosa del país en este grupo de microhimenópteros. Loiácono & Diaz (1996) y Diaz *et al*. (2005) realizaron el análisis crítico de los 165 ejemplares tipo depositados allí. La colección MLP cuenta con 2218 especímenes montados en etiquetas o en preparaciones microscópicas, de ellos 377 se encuentran asignados a 27 géneros, 1571 a 118 especies. El resto de la colección (270 ejemplares), se encuentra identificado solo a nivel familia (260) y tribu (Baeini, 10).

Literatura citada

ASHMEAD, W.H. 1893. A monograph of the North American Proctotrypidae. *Bull. U.S. Natl. Hist*. 45: 1- 472.

AUSTIN, A.D. & A.D. FIELD. 1997. The ovipositor system of scelionid and platygastrid wasps (Hymenoptera: Platygastroidea): comparative morphology and phylogenetic implications. *Invertebr. Taxon*. 11: 1- 87.

AUSTIN, A.D., N.F. JOHNSON & M. DOWTON. 2005. Systematics, evolution, and biology of scelionid and platygastrid wasps. *Annu. Rev. Entomol*. 50: 553- 583.

AUSTRALIAN FAUNAL DIRECTORY. 2004. Checklist to Platygastroidea. http://www.deh.gov.au/biodiversity/abrs/online-resources/abif/fauna/index.html. (último acceso 16 de septiembre de 2009*)*.

BIN, F. 1994. Biological control with egg parasitoids other than *Trichogramma*. *In:* Wajnberg & Hassan (eds.), *Biological control with egg parasitoids*. IOBC, Bristol, Gran Bretaña, 286 pp.

CLAUSEN, C.P. 1972. *Entomophagous insects*. Hafner Publishing Co. (ed.), New York, 688 pp.

CORREA-FERREIRA, B.S. 1993. Utilizacao do parasitóide de ovos *Trissolcus basalis* (Wollaston) no controle de percevejos da soja. *Circ. Técn. EMBRAPA-CNPSo* Londrina 11: 1- 40.

CORREA-FERREIRA, B. 2002. Control biológico – Soya en marcha programa para controlar chinches con avispas en Brasil. http://agroandino.com./paginas/ noticias/2002/marzo/ agroecologia/ae03011.htm

COSCARÓN, M. del C., M. LOIÁCONO & L. DE SANTIS. 1999. Predators and parasitoids. *In:* Carcavallo, Galíndez Girón, Jurberg & Lent (eds.), *Atlas of Chagas Disease Vectors in the Americas*. Fiocruz, Río de Janeiro.

CROUZEL, I.S. & E.D. SAINI. 1983. Importación de *Trissolcus basalis* (Wollaston) (Hym.: Scelionidae) en la Argentina para el control biológico de *Nezara viridula* (L.) (Hem.: Pentatomidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 42(1- 4): 257- 260.

DALLA TORRE, C.G. 1898. *Catalogus hymenopterorum hucusque descriptiorm systematicus et synonymicus. Chalcididae et Prototrupidae*. Sumptibus Guilelmi Engelmann, Lipsiae. 598 pp.

DANGERFIELD, P., A.D. AUSTIN & G. BAKER. 2001. *Biology, ecology and systematics of Australian Scelio, wasp parasitoids of locust and grasshopper eggs*. CSIRO, Collingwood, Victoria, 254 pp.

DE SANTIS, L. 1964. Himenópteros argentinos parásitos de ootecas de arañas. *Notas Com. Invest. Cient. Prov. Bs. As.* **2** (4): 1- 13.

DE SANTIS, L. & M.S. LOIÁCONO. 1993. Las especies argentinas del género *Scelio* I. (Hymenoptera, Proctotrupoidea, Scelionidae). *Com. Acad. Nac. Agron. Veter.* 47(11): 7- 24.

DE SANTIS, L. & M.S. LOIÁCONO. 1995. Proyecto de Control Biológico de Tucuras de la República Argentina. *An. Acad. Nac. Agron. Veter.* 49(13): 1- 17.

DE SANTIS, L. & J.A. VIDAL SARMIENTO. 1979. Tres especies interesantes de esceliónidos de la República Argentina y de Chile (Hymenoptera: Proctotrupoidea). *Idesia* 5: 147- 150.

DE SANTIS, L., M. LOIÁCONO & M. del C. COSCARÓN. 1981. Lucha biológica contra las vinchucas (Hem. Reduvioidea). El empleo de insectos entomófagos. *Rev. Mus. La Plata Sec. Zool.* 123: 239- 260.

DE SANTIS, L., M. LOIÁCONO & M. del C. COSCARÓN. 1987. Parasitoids and predator Insects. *In: Chagas disease vectors,* CRC Press. Inc. (ed.), USA, 155 pp.

DE SANTIS, L., J. VIDAL SARMIENTO, M.S. LOIÁCONO & M. del C. COSCARÓN. 1980. Identificación de los enemigos naturales de vinchucas. *Medicina* 40(1): 197- 206.

DIAZ, N.B., F.E. GALLARDO, C.B. MARGARÍA & M.S. LOIÁCONO. 2005. An update of the list of types of Ceraphronoidea, Cynipoidea and "Proctotrupoidea" (Hymenoptera) housed at the Museo de La Plata, Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 64(1-2): 9- 13.

DYSART, R.J. 2000. Use of an australian parasite of grasshopper eggs as a biological control agent. *In:* Cuningham & Sampson (coords.), *Grasshopper integrated pest management user handbook*. http://www.sidney.ars.usda.gov/ grasshopper/handbook. (último acceso 16 de septiembre de 2009).

FERNÁNDEZ, F. C. 2000. Sistemática y filogenia de los Hymenoptera de la región Neotropical: Estado del conocimiento y perspectivas. *Proyecto Iberoamericano de Biogeografía y Entomología Sistemática: PRIBES 2000*: 1º Taller Iberoamericano de Entomología Sistemática. Martin-Piera, Morrone & Melic (eds.). SEA, Zaragoza, pp. 211-231.

GALLOWAY, I.D. & A.D. AUSTIN. 1984. Revision of the Scelioninae (Hymenoptera: Scelionidae) in Australia. *Austr. J. Zool. Suppl.* 99: 1- 138.

GALLOWAY, I.D. & M. IRANPOUR. 2001. Parasitism, life history and mass rearing of horse fly egg parasitoids in Manitoba. Final Research Report, ARDI, 14 pp. http://www.gov.mb.ca/agriculture/research/ardi/proyects/98.07.html.

HUGGERT, L. 1979. Revision of the west Palaearctic species of the genus *Idris* Foerster *s.l.* (Hymenoptera, Proctotrupoidea, Scelionidae). *Entomol. Scand. Suppl.* 12: 60 pp.

IQBAL, M. & A.D. AUSTIN. 2000a. Systematics of the wasp genus *Ceratobaeus* Ashmead (Hymenoptera: Scelionidae) from Australasia: parasitoids of spider eggs. *Rec. South Australian Mus. Monogr. Series* 6: 1- 164.

IQBAL, M. & A.D. AUSTIN. 2000b. A preliminary phylogeny for the Baeini (Hymenoptera: Scelionidae) endoparasitoids of spider eggs. *In:* Austin & Dowton (eds.), *The Hymenoptera: Evolution, biodiversity and biological control*. CSIRO, Melbourne, 468 pp.

JOHNSON, N.F. 1984. Systematics of Nearctic *Telenomus*: Classification and revisions of the *podisi* and *phymatae* groups (Hymenoptera: Scelionidae). *Bull. Ohio Biol. Surv.* 6(3): 1- 113.

JOHNSON, N.F. 1991. Revision of Australasian *Trissolcus* species (Hymenoptera: Scelionidae). *Invert. Taxon.* 5: 211- 239.

JOHNSON, N.F. 1992. *Catalog of world Proctotrupoidea excluding Platygastridae*. *Mem. Amer. Entomol. Inst.* 51. Florida, 825 pp.

JOHNSON, N.F. 2004. Platygastroidea. *http://atbi.biosci.ohio-state.edu:210/ hymenoptera/eol_scelionidae.home.*, *(*último acceso 16 de septiembre de 2009.

JOHNSON, N.F. & L. MASNER. 1985. Revision of the genus *Psix* Kozlov & Lê (Hymenoptera: Scelionidae). *Syst. Entomol.* 10: 33- 58.

JOHNSON, N.F. & L. MASNER. 2004. The genus *Thoron* Haliday (Hymenoptera: Scelionidae), egg-parasitoids of waterscorpions (Hemiptera: Nepidae), with key to world species. *Amer. Mus. Novit.* 3452: 1- 16.

JOHNSON, N.F. & L. MASNER. 2006. Revision of world species of the genus *Nixonia* Masner (Hymenoptera: Platygastroidea, Scelionidae). *Amer. Mus. Novit.* 3518: 1- 32.

KIEFFER, J.J. 1926. Scelionidae. *Das Tierreich*. Vol. 48. Gruyter & Co., Berlin, 885 pp.

KONONOVA, S.V. & M.A. KOZLOV. 2000. New and rare species of *ninus* group from the genus *Trimorus* (Hymenoptera, Scelionidae) of the Palaearctic fauna. *Zoologicheskii Z.* 79: 745-750.

KOZLOV, S.V. 1970. Supergeneric groupings of Proctotrupoidea (Hymenoptera). *Entomol. Obozreniye* 49: 203- 226.

KOZLOV, M.A. & S.V. KONONOVA. 1983. Telenominae of the Fauna of the USSR. *Zool. Inst Acad. Sc., USSR* 136: 336 pp.

KOZLOV, M.A. & S.V. KONONOVA. 1990. Scelioninae of the Fauna of the USSR (Hymenoptera, Scelionidae, Scelioninae). Nauka, Leningrado, 344 pp.

LA PORTA, N.C. & I.S. de CROUZEL. 1984. Estudios básicos para el control biológico de *Nezara viridula* (L., 1758) (Hemiptera, Pentatomidae) en la Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 43(1-4): 119- 143.

LEGNER, E. 2007. Discovery, importation and colonization of new natural enemies. http://www.faculty.ucr.edu/~legneref~/bc.htm.

LOIÁCONO, M.S. 1973. Notas sobre proctotrupoideos neotropicales I (Hymenoptera). *Neotrópica* 19 (60): 130- 140.

LOIÁCONO, M.S. inéd. Estudio ecológico y sistemático de Proctotrupoideos Neotropicales (Hymenoptera). Tesis para optar al título de Doctor en Ciencias Naturales. Universidad Nacional de La Plata, Argentina.

LOIÁCONO, M.S. 1980. Nota sobre los esceliónidos parasitoides de hemípteros de la República Argentina y Brasil (Hymenoptera- Proctotrupoidea). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 39 (3- 4): 173- 178.

LOIÁCONO, M.S. 1998. Proctotrupoidea. *In:* Morrone, J.J. & S. Coscarón (eds.), *Biodiversidad de Artrópodos Argentinos,* Hemisferio Sur, La Plata, pp. 385-398.

LOIÁCONO, M.S. & N.B. DIAZ. 1996. Los ejemplares tipo de Proctotrupoidea y Ceraphronoidea (Hymenoptera) depositados en la colección del Museo de La Plata. *Rev. Mus. La Plata, Ser. Técn. y Didáct.* 23: 1- 13.

LOIÁCONO, M.S. & C.B. MARGARÍA. 2002. "Proctotrupoidea". *In:* Llorente Bousquets, Morrone & Ponce Ulloa (eds.), *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento.* México. pp. 597- 616.

LOIÁCONO, M.S. & C.B. MARGARÍA. 2004. Las especies del género *Baeus* (Hymenoptera: Scelionidae) endoparasitoides

de ootecas de arañas en la región Neotropical. *Acta Zool. Mex.* 20(1): 83- 90.

LOIÁCONO, M.S. & S.H. MULVANY. 1987. Sistemática y análisis fenético de seis nuevas especies del género *Cremastobaeus* Ashmead 1893 (Hymenoptera, Proctotrupoidea). *Rev. Asoc. Cs. Nat. Litoral* 18: 13- 28.

LOIÁCONO, M.S., N. DIAZ & L. DE SANTIS. 2002. Estado actual del conocimiento de microhimenópteros Chalcidoidea, Cynipoidea y "Proctotrupoidea" en Argentina. *Mon. Tercer Mil.* 2: 221-230.

LOIÁCONO, M.S., S.J. LANATI y C. NEILA. 2006. Una especie nueva del género *Telenomus* (Hymenoptera: Scelionidae) parasitoide de posturas de Chrysopidae (Neuroptera) en Mendoza, Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 65(1-2): 23- 26.

MARGARÍA, C.B. inéd. Microhimenópteros parasitoides de huevos de insectos: Estudio sistemático y biológico de potenciales agentes de control integrado de plagas. Tesis para optar al título de Doctor en Ciencias Naturales. Universidad Nacional de La Plata, Argentina, 1- 220 pp.

MASNER, L. 1976. Revisionary notes and keys New World genera of Scelionidae (Hymenoptera: Proctotrupoidea). *Mem. Entomol. Soc. Canada* 97: 1- 87.

MASNER, L. 1980. Key to genera of Scelionidae of the Holarctic region, with descriptions of new genera and species (Hymenoptera: Proctotrupidea). *Mem. Entomol. Soc. Canada* 113: 1- 54.

MASNER, L. 1983. A revision of *Gryon* Haliday in North America (Hymenoptera: Proctotrupoidea: Scelionidae). *Can. Entomol.* 115: 123- 174.

MASNER, L. 1993. Superfamily Platygastroidea. *In:* Goulet, H. & J.T. Huber (eds.), *Hymenoptera of the world: An identification guide to families*. Agriculture Canada Publications, Ottawa, 688 pp.

MASNER, L. & J. DENIS. 1996. The Nearctic species of *Idris* Foerster. Part I: the *melleus*-group (Hymenoptera: Scelionidae). *Can. Entomol.* 128: 85- 114.

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. *Amer. Mus. Novit.* 3550: 1- 24.

MOLINARI, A.A., N.C. LA PORTA & F. MASSONI. 2008. Parasitoides (Hymenoptera y Díptera) de hemípteros fitófagos. *In:* Trumper, E.V & J.D. Edelstein (eds.), *Chinches fitófagas en soja: Revisión avances en el estudio de su ecología y manejo.* Córdoba, pp. 107-128.

MONROY, C., E. ENRIQUEZ & C. MALDONADO. 2000. *Evaluación de la eficacia de Telenomus fariai rabinovichi (Hymenoptera: Scelionidae) como enemigo natural a nivel de huevos de Triatoma dimidiata, principal vector del mal de Chagas en Guatemala*. Universidad de San Carlos de Guatemala, Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología –CONCYT-, Guatemala, 58 pp.

MUESEBECK, C.F.W. 1977. The parasitic wasps of the genus *Macroteleia* Westwood of the New World (Hymenoptera, Proctotrupoidea, Scelionidae). *Tech. Bull. U. S. Dep. Agric.* 1565: 1- 57.

MUESEBECK, C.F.W. & L.M. WALKEY. 1956. Type species of the genera and subgenera of parasitic wasps comprising the superfamily Proctotrupoidea (order Hymenoptera). *Proc. U. S. Natl. Mus.* 105: 319- 419.

MURPHY, N.P., D. CAREY, L.R. CASTRO, M. DOWTON & A.D. AUSTIN. 2007. Phylogeny of the platygastroid wasps (Hymenoptera) based on sequences from 18S rRNA, 28S rRNA and cytochrome oxydase I genes: implications for the evolution of the ovipositor system and hosts relationships. *Biol. J. Lin. Soc.* 91: 653- 669.

OKADA, J. & H. KURADA. 1934. Studies on the control of rice borers. I. Observations on the liberation of some hyemopterous parasites living in the eggs of the rice borer, *Chilo simplex* Butler. *Japan Min. Agron. Forest. Bull.* 69 (2): 1-78.

OKADA, J & T. MAKI. 1934. Studies on the control of rice borers. II. Biological studies on *Phanurus beneficiens* Zehnter, a hymenopterous egg parasite of the rice borer, *Chilo simplex* Butler. *Japan Min. Agron. Forest. Bull.* 69 (1): 1- 42.

ORR, D.B. 1988. Scelionid wasps as biological control agents: A review. *Florida Entomol.* 71: 506- 528.

PLANT HEALTH AUSTRALIA. 2004. MAQS plant pest target list, Dossier Nº 47. *National Sugar Industry Biosecurity, Plan Version* 1: 1- 217.

SHARKEY, M.J. 1981. A revision of the Nearctic species of *Teleas* Latreille (Hymenoptera, Proctotrupoidea, Scelionidae). *Can. Entomol.* 113: 907-929.

SHARKEY, M.J. 2007. Phylogeny and classification of Hymenoptera. *Zootaxa* 1668: 521- 548.

STEVENS, N.B. & A.D. AUSTIN. 2007. Systematics, distribution and biology of the Australian 'micro-flea' wasps, *Baeus* spp. (Hymenoptera: Scelionidae): parasitoids of spider eggs. *Zootaxa* 1499: 1- 45.

VAIL, P.V., J.R. COULSON, W.C. KAUFFMAN & M.E. DIX. 2001. History of biological control programs in the United States Department of Agriculture. *Amer. Entomol.* 47 (1): 24- 49.

VALVERDE, L., M. LOIÁCONO & A. POLASZEK. 2008. Primera cita de *Telenomus cyamophylax* (Hymenoptera: Scelionidae) parasitoide de huevos de *Anticarsia gemmatalis* (Lepidoptera: Noctuidae) en Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 68: 143- 145.

ZAPATER, M.C. 1996. *El control biológico en América Latina*. IOBC, Buenos Aires, 142 pp.

Apéndice 1. Lista de especies de Scelionidae presentes en la Argentina y sus huéspedes (H) conocidos.

Scelioninae

Archaeoteleia araucana Masner, 1968. Nq.
Archaeoteleia mellea Masner, 1968. Nq.
Baeus platensis (Brèthes, 1913). Bs.As., Cba. H= *Latrodectus* sp.
Calliscelio basistriatus (Brèthes, 1916). Bs.As.
Cremastobaeus atratus Loiácono et Mulvany, 1987. Mnes.
Cremastobaeus aurantiacus Loiácono et Mulvany, 1987. Mnes.
Cremastobaeus desantisi Loiácono et Mulvany, 1987. Mnes.
Cremastobaeus horvati (Szabó, 1966). Tuc., Sal.
Cremastobaeus metanotalis Loiácono et Mulvany, 1987. Mnes.
Cremastobaeus ogloblini Loiácono et Mulvany, 1987. Mnes.
Cremastobaeus semiatratus Loiácono et Mulvany, 1987. Mnes.
Duta aczeli Szabó, 1966. Tuc.
Duta argentinica Szabó, 1966. Tuc.
Gryon gallardoi (Brèthes, 1913). Bs.As. H= Coreidae sp., *Corecoris lativentris*, *Leptoglossus zonatus*.
Gryon molinai (Blanchard, 1927). Bs.As., Cba., E.R. H= *Anasa guttifera*.
Gryon scutellatum Masner, 1979. Cba. H= *Edessa meditabunda*.
Idris golbachi (Szabó, 1966). Sal.
Leptoteleia marcelae Masner, 1978. Mnes.
Leptoteleia mariae Masner, 1978. Tuc.
Macroteleia foveolata Muesebeck, 1977. Mnes.
Macroteleia larga Muesebeck, 1977. E.R., Mnes.
Macroteleia platensis Brèthes, 1916. Bs.As.
Oethecoctonus sp. Bs.As.
Opistacantha sp. Bs.As.
Scelio aurosparsus Kieffer, 1910. Mnes.
Scelio dichropli De Santis et Loiácono, 1994. Bs.As. y L.P. H= *Dichroplus pratensis*, *Baeacris punctulatus*.
Scelio flavocinctus Kieffer, 1910. Mnes.
Scelio fritzi De Santis et Loiácono, 1994. Sal.
Scelio hilaris De Santis et Loiácono, 1994. Mnes.

Scelio loretanus De Santis et Loiácono, 1994. Mnes.
Scelio rusticus De Santis et Loiácono, 1994. Mnes.
Scelio scotussae Ogloblin, 1965. Cs. H= *Scotussa cliens*.
Scelio scyllinopsi Ogloblin, 1965. Bs.As. H= *Borellia bruneri, Dichroplus pratensis*.
Scelio semiatratus De Santis et Loiácono, 1994. Mnes.
Scelio striatiscutum De Santis et Loiácono, 1994. Mnes.
Scelio tenuipilosus De Santis et Loiácono, 1994. Mnes.
Scelioliria mariae Brèthes, 1916. Bs.As.

Teleasinae

Gryonoides doddi Ogloblin, 1967. Mnes.
Gryonoides pulchricornis Ogloblin, 1967. Mnes.
Scutelliteleas laeviceps Szabó, 1966. Tuc.
Teleas unilineatus Szabó, 1966. Tuc.

Telenominae

Bruchiola formicaria Kieffer, 1921. Bs.As.
Telenomus albagniris Marelli, 1952. Bs.As. H= Hemiptera spp.
Telenomus alecto (Crawford, 1914). Tuc., Sal. H= *Diatraea saccharalis, Tolype guentheri*.
Telenomus cyamophylax Polaszek et Foerster, 1997. Tuc. H= *Anticarsia gemmatalis*.
Telenomus chrysoperlae Loiácono, 2006. Mza. H= *Chrysoperla asoralis*.
Telenomus diversicornis Ogloblin, 1937. E.R. H= *Cabralia trifasciata*.
Telenomus fariai Costa Lima, 1927. Cba., S.J., Ju., S.E. H= *Triatoma infestans*.
Telenomus hyelosiae (Brèthes, 1909). Bs.As. H= *Hylesia nigricans*.
Telenomus mormidea Costa Lima, 1935. Cba. H= *Solubea poecila*.
Telenomus podisi Ashmead, 1893. Bs.As., Cba., S.Fe, Tuc.
H= *Dichelops furcatus, Nezara viridula, Piezodorus guildinii, Edessa meditabunda, Podisus* sp.
Trissolcus basalis (Wollaston, 1858). Bs.As., Cba., S.Fe. H= *Dichelops furcatus, Nezara viridula, Piezodorus guildinii, Edessa meditabunda, Podisus* sp.
Trissolcus leviventris Cameron, 1913. Bs.As. H= *Edessa* sp.
Trissolcus scuticarinatus Costa Lima, 1937. Cba., Mza., S.E.
Trissolcus teretis Johnson, 1987. Cba., Cha., Tuc. H= *Dichelops furcatus, Podisus* sp.
Trissolcus urichi Crawford, 1913. Bs.As., Cba., Cs., E.R., S.Fe, Tuc. H= *Edessa meditabunda, Edessa* sp., *Dichelops furcatus, Podisus* sp.

DIAPRIIDAE

Marta LOIÁCONO
Cecilia MARGARÍA

División Entomología, Museo de La Plata, Facultad de Ciencias Naturales y Museo, UNLP, Paseo del Bosque, 1900 La Plata, Buenos Aires, Argentina.
loiacono@fcnym.unlp.edu.ar
cmargaria@fcnym.unlp.edu.ar

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Diapriidae (Hymenoptera), de distribución mundial, incluye alrededor de 197 géneros y más de 2300 especies. Sus miembros se comportan como endoparasitoides cenobiontes, solitarios o gregarios, larvopupales o pupales, principalmente de dípteros. Se reúne la información acerca de la familia en lo referido a la morfología, taxonomía, filogenia, fósiles, distribución geográfica, biología, utilización en control biológico y colecciones, con especial referencia a la Argentina. Se aporta una clave para la identificación de las subfamilias y un listado de las 37 especies registradas para la Argentina.

Abstract

Diapriidae (Hymenoptera), worldwide distributed, includes about 197 genera and more than 2300 species. Species are endoparasitoid wasps, koinobiont, solitary or gregarious, of larvae-pupae or pupae, principally of dipterans. Morphology, taxonomy, phylogeny, fossils, world distribution, biology, biological control, and collections are reviewed. An identification key to subfamilies is given and a total of 37 species are listed for Argentina.

Introducción

Se trata de una familia de microhimenópteros, cuyos representantes muestran una amplia distribución mundial. La mayoría de las especies se desarrollan como endoparasitoides primarios de dípteros (larva-pupa o pupa), aunque algunas especies son parasitoides de formícidos y coleópteros; hay especies solitarias y otras gregarias.

La familia cuenta con alrededor de 197 géneros, 79 de ellos de distribución neotropical y 2300 especies descritas; la fauna mundial se estima en unas 4000 especies (Arias-Penna, 2003; Masner, 2006). Los adultos generalmente se encuentran en hábitats húmedos, a la sombra, tales como bosques y pantanos, en el suelo, y cerca o en el agua (Masner, 2006). Con respecto a los trabajos taxonómicos que tratan globalmente a la familia se pueden mencionar los de Kieffer (1916), Masner (1961), Masner & García (2002), Naumann (1982, 1987, 1988) y Nixon (1957, 1980). El catálogo de Johnson (1992) constituye el punto de partida para los estudios sistemáticos de diápridos. Actualmente cuentan con cuatro subfamilias: Ismarinae, Ambositrinae, Belytinae y Diapriinae (Masner, 1976a; Naumann & Masner, 1985). En cuanto a la distribución geográfica, si bien son cosmopolitas, las Belytinae y Ambositrinae son más diversas en bosques de zonas frías y templadas del sur de Chile y la Argentina, Tasmania y sudeste de Australia (Masner, 1993).

Diagnosis

Longitud del cuerpo entre 2-6 mm, excepcionalmente 1-8 mm, tegumento liso y brillante, formas macrópteras, braquípteras y ápteras (Fig. 1); colores oscuros a claros; cabeza subesférica; piezas bucales en muchos casos dirigidas hacia atrás, antenas emergen general-

mente lejos del clípeo, usualmente en una prominencia transversa, escapo antenal alargado, con 9-15 artejos en las hembras y 12-14 en los machos; pronoto poco desarrollado en formas macrópteras, muy amplio en ápteras; mesonoto con o sin notáulices; venación alar variada, en algunos con mayor desarrollo, ala anterior sin estigma, a veces con vena marginal levemente engrosada; trocantelo presente; metasoma peciolado, oval o piriforme, con tergo II largo, cercoides digitiformes o placoides, ovipositor casi completamente retraído; dimorfismo sexual en conformación de las antenas (clavadas en hembras y filiformes en machos).

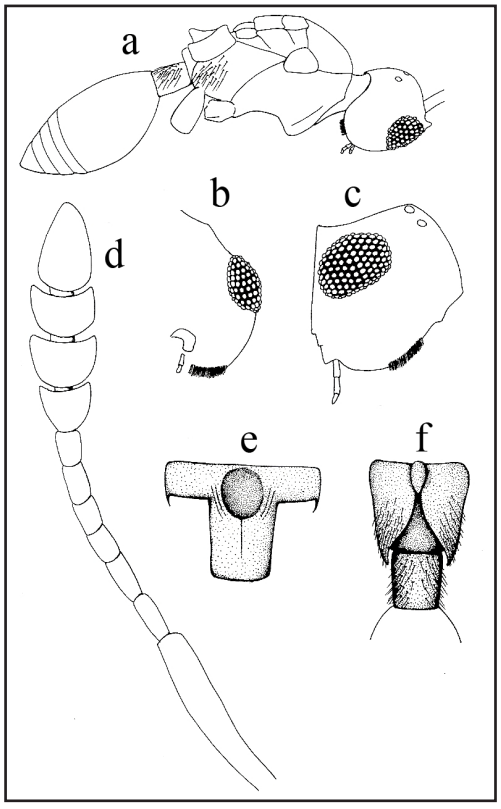


Fig. 1. *Szelenyiopria distinguenda*. Hembra. a. hábito, vista lateral; b. cabeza, vista frontal; c. cabeza, vista lateral; d. antena; e. escutelo; f. propodeo y pecíolo (tomado de Loiácono & Margaría, 2000).

Clave para las subfamilias de Diapriidae (modificada de Masner, 2006)

1- Tergos metasomales con bordes laterales agudos, con laterotergos abruptamente plegados hacia abajo; metasoma generalmente deprimido dorsoventralmente, claramente más ancho que alto; metasoma de la hembra con solo cinco tergos visibles, el del macho con solo seis; esterno II mucho más corto que esterno III (Fig. 2).....Ambositrinae
- Tergos metasomales redondeados, laterotergos ausentes; metasoma generalmente cilíndrico, a lo sumo ligeramente más ancho que alto; metasoma de la hembra con más de cinco tergos visibles, el del macho con más de seis; esterno II mucho más largo que esterno III.....2
2- Antena de la hembra con 13 artejos y del macho con 13-14 artejos; ala anterior sin celda marginal (Fig. 3).....Diapriinae
- Antena de la hembra con 15 artejos o menos, y del macho con 14 artejos; ala anterior con celda marginal desarrollada (abierta o cerrada).....3
3- Notáulices bien desarrolladas y completas; receptáculos antenales protruidos, ubicados sobre un borde sobresaliente; A3 del macho modificado; tibia posterior no engrosada (Fig. 4).....Belytinae
- Notáulices ausentes, reducidas a fóveas anteriores, receptáculos antenales no protruidos, borde no desarrollado; A4 (raramente el 3) del macho modificado; tibia posterior engrosada (Fig. 5).....Ismarinae

En Internet se encuentra disponible una clave interactiva e ilustrada para la identificación de las subfamilias (Yoder, 2004) e información acerca de la filogenia y morfología del grupo (Yoder, 2005).

Historia taxonómica y clasificación

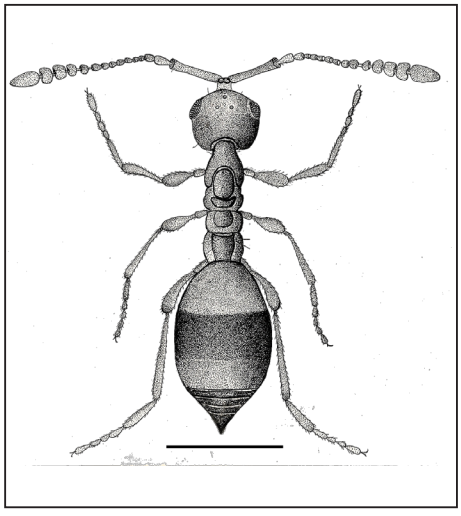


Fig. 2. *Lathropria rostralis*. Hembra, hábito en vista dorsal (tomado de Loiácono, 1998).

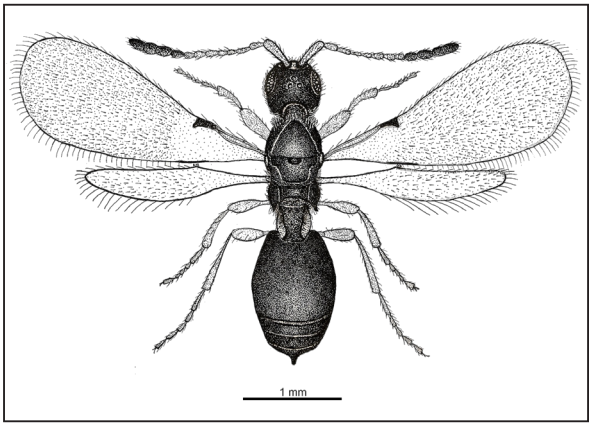


Fig. 3. *Trichopria* sp. Hembra, hábito en vista dorsal (tomado de Loiácono, inéd.).

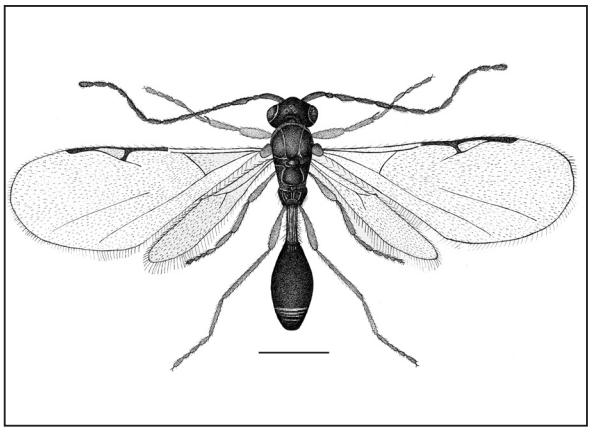


Fig. 4. *Gladicauda phasgonurus*. Hembra, hábito en vista dorsal (tomado de Loiácono, inéd.).

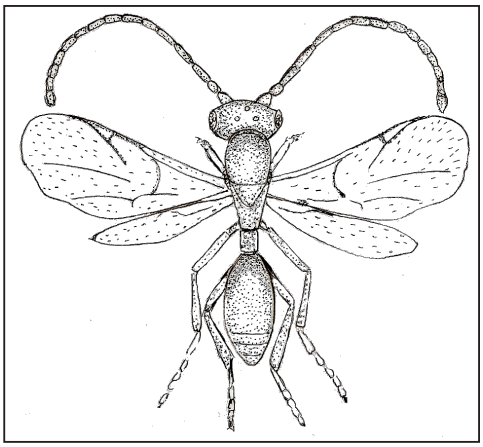


Fig. 5. *Ismarus* sp. Hembra, hábito en vista dorsal.

En la monografía de Kieffer (1916) sobre las especies mundiales de Diapriidae, la familia comprendía dos subfamilias: Belytinae y Diapriinae. La clasificación supragenérica se hace más compleja al erigir Masner (1961) la subfamilia Ambositrinae. Ismarinae, originalmente propuesta por Thomson (1858), fue incluida en las Belytinae por autores reconocidos (Kieffer, 1916; Nixon, 1957). Masner (1976a), en su revisión de las Ismarinae del mundo, demostró que poseen un número de rasgos peculiares que las aíslan de Belytinae y las acercan a Ambositrinae. Masner (1964, 1969a) transfiere a Ambositrinae seis géneros previamente descriptos en Belytinae y Diapriinae, y propone una clasificación considerando las tribus Ambositrini y Betylini. Naumann (1982, 1987, 1988) revisa las Ambositrinae de Australia, Nueva Zelanda, Nueva Guinea y Oceanía. Masner & García (2002) revisan y brindan una clave de la subfamilia Diapriinae en el Nuevo Mundo, reconociendo 52 géneros, 16 de los cuales son propuestos por primera vez. Las Diapriidae actualmente cuentan con cuatro subfamilias: Ismarinae, Ambositrinae, Belytinae y Diapriinae (Masner, 1976a; Naumann & Masner, 1985).

Aspectos filogenéticos

El complejo Proctotrupoidea, en el cual se ha ubicado tradicionalmente a los diápridos, ha sido considerado como un grupo parafilético, por tanto sus relaciones filogenéticas resultan dudosas (Königsmann, 1978; Rasnitsyn, 1980; Dowton *et al.*, 1997; Dowton & Austin, 2001). Los análisis basados en datos morfológicos consideran a los diápridos como grupo hermano de Cynipoidea (Rasnitsyn, 1980; Sharkey & Roy, 2002) y aquellos realizados con datos moleculares los acercan a Chalcidoidea + Platygastroidea (Dowton *et al.*, 1997; Castro-García & Dowton, 2006), aunque estas consideraciones aun no están bien sustentadas (Ronquist, 1999; Early *et al.*, 2001). Dentro del complejo Proctotrupoidea, los diápridos están más cercanamente relacionados con Monomachidae y Maamingidae (Dowton & Austin, 2001; Early *et al.*, 2001). Sharkey (2007) propone el complejo Diaprioidea, integrada por las Diapriidae, Monomachidae y Maamingidae, que sería el grupo hermano de Chalcidoidea. De las cuatro subfamilias, Belytinae se considera la más basal (Masner, 1993), aunque sus relaciones con Ambositrinae e Ismarinae son poco claras. Más allá de ésto, los registros fósiles de los belitinos contradicen esta hipótesis; es significativa la presencia de belitinos en el Cenozoico desde el Eoceno, mientras que los registros de diaprinos e ismarinos se extienden hasta el Mesozoico tardío. Sólo se conocen unas pocas especies de ambositrinos del Eoceno (Lak & Nel, 2009; Perrichot & Nel, 2009). La subfamilia Ambositrinae tiene singular relevancia, ya que presenta distribución disyunta austral, por lo que sus representantes han sido utilizados en estudios biogeográficos históricos (Masner, 1969a; Crisci *et al.*, 1991). Los análisis filogenéticos que tratan los grupos taxonómicos infrafamiliares se limitan a breves hipótesis para Ambositrinae y a numerosos grupos de especies (Naumann, 1982; Macek, 1990, 1995; Masner, 1991; Loiácono & Margaría, 2000).

Aspectos biológicos fundamentales

Principalmente son endoparasitoides primarios de 35 familias de dípteros (larva-pupa o pupa) (Masner, 1993; Chambers, 1971), aunque algunas especies son parasitoides de Formicidae (Hymenoptera) (Loiácono, 1981a, b, 1987, 2000; Lachaud & Passera, 1982; Huggert & Masner, 1983; Loiácono & Margaría, 2002a, b, 2009), y Staphylinidae y Psephenidae (Coleoptera) (Masner, 1993). Muchos son parasitoides gregarios y presentan desde 15 hasta más de 300 individuos desarrollándose en el mismo huésped (Masner, 2006). Se ha reportado que el período desde que la hembra ovipone hasta la emergencia del adulto requiere de 18-40 días para completarse.

A pesar de su abundancia, muy pocas especies han sido criadas, debido a ésto, el conocimiento de la biología es fragmentario (Masner, 1995). Los estudios relativos a los estados inmaduros, a excepción de unas pocas contribuciones (Silvestri, 1913; Menezes *et al.*, 1998; Coon, inéd.), son escasos. Yoder (2005) considera que la ausencia de publicaciones orientadas específicamente a unificar la literatura acerca de la biología de los diápridos, justifican la creación y permanente actualización de una base de datos que reúne la información acerca de huéspedes y demás datos biológicos.

Son pocos los registros confiables acerca de los huéspedes de belitinos, al parecer se restringen a Mycetophilidae y Sciaridae (Diptera) (Chambers, 1971). Existen alrededor de 20 hallazgos asociados con dípteros nematóceros, a excepción de especies de *Synacra* con *Musca domestica* (Floate *et al.*, 1999). Se ha registrado un solo caso de parasitoidismo gregario en *Belyta*. Con respecto a los ambositrinos, sólo se conoce la biología para *Betyla fulva* en Nueva Zelanda, que se desarrolla como parasitoide del díptero micetofílido *Arachnocampa luminosa*. Los ismarinos se desarrollan como hiperparasitoides de Cicadellidae vía larvas de Dryinidae (Masner, 2006).

La escasa información detallada sobre la biología de los diápridos se refiere en su mayoría a las especies de diaprinos. Los miembros de esta subfamilia son cenobiontes endoparasitoides; la oviposición y desarrollo sucede en el pupario de los dípteros (Masner, 1995). Aunque la mayoría de las Diapriinae son parasitoides primarios, algunas especies de *Lepidopria* y *Trichopria* son hiperparasitoides que se desarrollan en puparios de taquínidos dentro del parasitoide primario.

Como hemos mencionado, en su mayoría, los diápridos se comportan como parasitoides de estados preimaginales de dípteros. Según Huggert & Masner (1983), los ancestros de los actuales diaprinos cambiaron sus huéspedes dípteros por formícidos. El paso intermedio sería el parasitoidismo ejercido en larvas de numerosos dípteros cinecetos que viven en los depósitos y vivacs de las grandes colonias de hormigas legionarias de la subfamilia Dorylinae. Las hembras de diaprinos, en la búsqueda de huéspedes potenciales, se habrían integrado progresivamente con los formícidos. Según Masner (com. pers.), este cambio se habría dado con mayor frecuencia en la región Neotropical. El cambio de huéspedes ha determinado un mecanismo de especialización morfológica y de comportamiento, que se manifiesta por el grado de integración de los diaprinos a las colonias de hormigas. El parasitoidismo real en estados preimaginales de formícidos ha sido comprobado por Huggert & Masner (1983) para el diaprino *Plagiopria passerai* como parasitoide de pupas de reinas de la hormiga *Plagiolepis pigmea* en Francia; Loiácono (1987) cita a *Szelenyiopria lucens* atacando larvas maduras de *Acromyrmex ambiguus* de Uruguay (Fig. 6); y Loiácono *et al.* (2000) crían *Szelenyiopria pampeana* (Fig. 1) de *Acromyrmex lobicornis* de la Argentina (Fig. 6). Fernández-Marín *et al.* (2006) crían y brindan datos de la biología de las especies de diaprinos de los géneros *Acanthopria* y *Mimopriella* atacando larvas de especies de *Cyphomyrmex*. Loiácono (1981b) cita los diaprinos *Coecopria plaumanni* (Fig. 7) y *C. pygmea* (Masner, 1969b) en nidos de *Camponotus rufipes* en Brasil.

Mientras numerosos diápridos viven como inquilinos en hormigueros y termiteros, siendo ocasionales y no teniendo ninguna relación especial con los formícidos o termites, muchos otros viven estrechamente asociados con los mencionados, y presentan todos o parte de los atributos típicos de los huéspedes especializados. Éstos son morfológicos (coloración clara, estructuras de atracción, mimetismo, regresión morfológica) y de comportamiento (atracción, reconocimiento, alectomía y trofalaxis) (Muesebeck, 1965; Naumann & Masner, 1980; Huggert & Masner, 1983).

Las subfamilias de formícidos Dorylinae, Formicinae y Myrmicinae se consideran huéspedes de diápridos mirmecófilos (Huggert & Masner, 1983): entre las Dorylinae, especies de *Eciton*, *Labidus, Neivamyrmex* y *Nomamyrmex* albergan gran número de diápridos especializados (Masner, 1976b) (Fig. 8). Las Formicinae presentan diaprinos asociados en nidos de *Formica, Camponotus, Lasius* y *Plagiolepis*; las Myrmicinae en los nidos de *Solenopsis* (Loiácono *et al.*, 2002) (Fig. 9), *Tetramorium,* posiblemente *Myrmica* (Hugget & Masner 1983), *Acromyrmex* (Loiácono, 1987; Loiácono *et al.*, 2000; Loiácono & Margaría, 2009) y *Cyphomyrmex* (Fernández-Marín *et al.*, 2006).

Importancia en los ecosistemas

Los microhimenópteros parasitoides constituyen una pieza clave en el balance natural de los ecosistemas

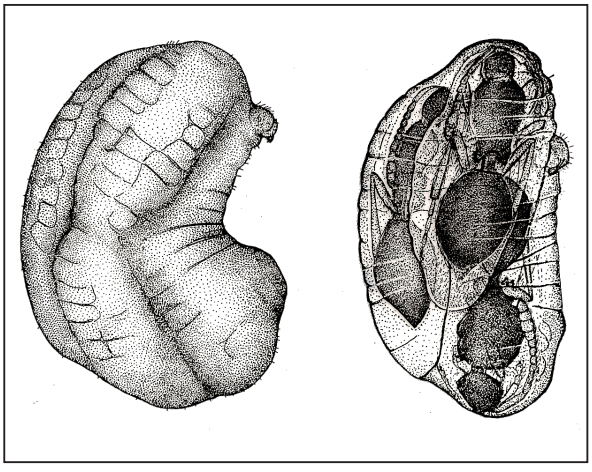


Fig. 6. a. Larva de *Acromyrmex lobicornis* parasitoidizada por *Szelenyiopria pampeana*. b. Larva de *A. ambiguus atacada* por *S. lucens* (tomado de Loiácono *et al.*, 2000).

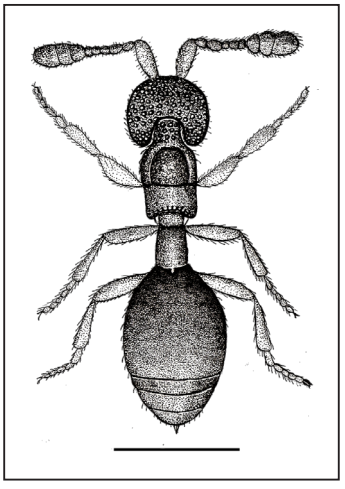


Fig. 7. *Coecopria plaumanni*. Hembra, hábito en vista dorsal (tomado de Loiácono, 2000).

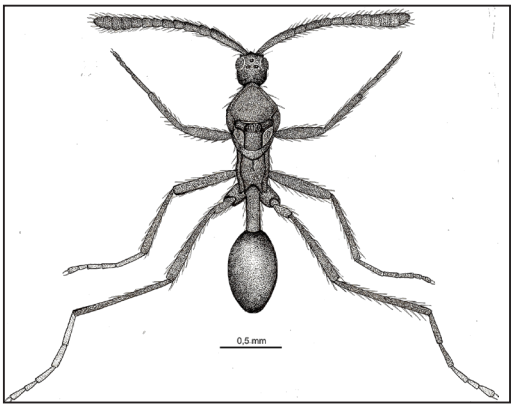


Fig. 8. *Mimopria comes*. Hembra, hábito en vista dorsal (tomado de Loiácono, 1981a).

terrestres (La Salle & Gauld, 1992); cumplen funciones fundamentales como el mantenimiento de interacciones tritróficas que incluyen la planta huésped, el insecto herbívoro y el parasitoide, y tienen capacidad para regular las poblaciones de insectos fitófagos, lo que evita incrementos masivos en el tamaño de las poblaciones (La Salle & Gauld, 1993). En el caso particular de los diápridos, López *et al*. (1999) relevaron las moscas de la fruta y sus parasitoides, tanto en ambientes silvestres como en cultivados, en el estado de Veracruz (México) e identificaron parasitoides larvopupales y pupales, entre estos últimos *Coptera haywardi* (Fig. 10), y destacaron la necesidad de proteger la vegetación nativa por el importante papel como reservorio de parasitoides de las moscas de la fruta.

Importancia agroeconómica

Los diápridos han sido utilizados ocasionalmente en programas de control biológico contra plagas de dípteros (Clausen, 1972). *Coptera silvestrii*, introducida en Hawaii desde África como parte de la campaña de control de la mosca de la fruta del Mediterráneo, y especies de *Trichopria* fueron importadas para controlar varias

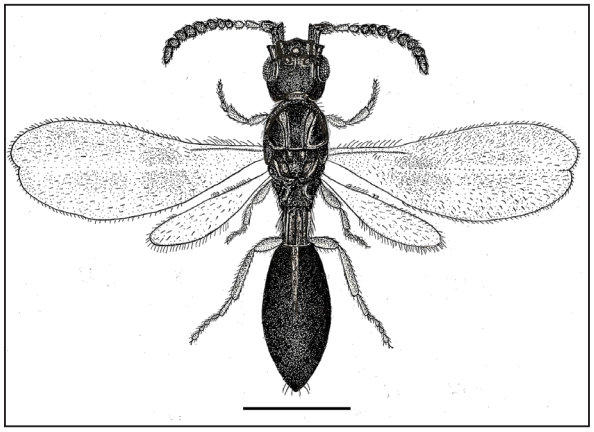


Fig. 10. *Coptera haywardi*. Hembra, hábito en vista dorsal (tomado de Loiácono & Margaría, 2002).

Fig. 9. *Bruchopria hexatoma* (hembra) con la hormiga obrera huésped, *Solenopsis richteri* (tomado de Loiácono *et al*., 2002).

especies de *Hippelates* (Chloropidae) sin mucho éxito. En Costa Rica, varias especies de *Trichopria* han sido encontradas atacando moscas de la fruta (*Anastrepha* spp., Tephritidae) en mango y guayaba (Masner, 2006).

Las especies de *Trichopria* y *Coptera* se desarrollan como parasitoides de dípteros perjudiciales y deben considerarse potencialmente utilizables en control biológico de las moscas de las frutas. Para la Argentina, *Coptera haywardi* ha sido criada en Tucumán de los dípteros *Anastrepha fraterculus* y *Anastrepha schultzi*, conocidas como moscas sudamericanas de las frutas. Sivinski *et al*. (1998) señalaron que *Coptera haywardi* fue descubierta en México atacando pupas de la mosca mexicana de la fruta, *Anastrepha ludens*. Desde el punto de vista sanitario, es importante mencionar a *Diapria conica*, que se desarrolla como parasitoide de *Eristalis tenax* y también ha sido criada de pupas de *Musca domestica*. Otros diaprinos resultan perjudiciales por atacar dípteros taquínidos parasitoides de orugas taladradoras de la caña de azúcar y maíz (*Diatraea saccharalis*), tal es el caso de *Trichopria* sp., parasitoide de los dípteros *Paratheresiae claripalpis* y *Trichopria mendesi*, que atacan a *Metagonystilum minense*, ambos utilizados con éxito en la lucha contra la plaga (Loiácono, 1998).

Estudios de Diapriidae en la Argentina

El catálogo de los himenópteros argentinos de la serie Parasítica (De Santis, 1967) y la lista de himenópteros parásitos y depredadores de los insectos de la República Argentina (De Santis & Esquivel, 1966) constituyen los principales aportes sobre las especies de Diapriidae y sus huéspedes en Argentina. Los trabajos de Ogloblin (1934, 1954, 1958, 1959, 1965, 1966a, b) están referidos principalmente a diápridos de la Patagonia argentina; posteriormente esta familia fue tratada por Loiácono y colaboradores (Díaz & Loiácono, 1977; Loiácono, inéd., 1981a, b, 1987, 1988; Loiácono *et al*., 2000; Loiácono & Margaría, 2002a, b, 2009). Los mencionados trabajos se refieren principalmente a los diápridos parasitoides de estados inmaduros de formícidos. Cabe señalar que

Loiácono *et al*. (2008) compilan y actualizan la lista de parásitos y depredadores de De Santis & Esquivel (1966). Actualmente continúan con el estudio de este grupo las autoras de este capítulo. Entre los autores extranjeros, que han trabajado con fauna argentina se destacan los trabajos de Kieffer (1921, 1922), Borgmeier (1939), Masner (1976a), Fabritius (1968, 1974) y Buhl (1997).

En la actualidad el conocimiento de los diápridos en la Argentina no representa su probable riqueza, ya que se calcula que han sido registradas sólo un 1,5% de las especies con respecto a su diversidad a nivel mundial. Ésto se debe principalmente a la falta de taxónomos dedicados al estudio del grupo. Dichas especies (Apéndice 1) están asignadas a las Ambositrinae y Belytinae (seis especies cada una), Diapriinae (24) e Ismarinae (una).

Colecciones Argentinas

En la colección de la División Entomología del Museo de La Plata se hallan depositados gran cantidad de ejemplares pertenecientes a esta familia, recolectados por Alejandro Ogloblin, principalmente en los bosques andino-patagónicos; es considerada actualmente como la más valiosa del país en este grupo de microhimenópteros. Loiácono & Díaz (1996) y Díaz *et al*. (2005) realizaron el análisis crítico de los 291 ejemplares tipo de los representantes de esta familia, depositados en la mencionada colección.

Además de los materiales tipo, la colección general de diápridos cuenta aproximadamente con 8000 especímenes, montados en etiquetas o en preparaciones microscópicas, de ellos 3257 se encuentran asignados a 64 géneros, 492 a 119 especies y finalmente 4 a 2 subespecies. El resto de la colección (5591 ejemplares), se encuentra sólo identificado a nivel familia (2902) y subfamilias (Belytinae, 1572; Diapriinae, 1307 y Ambositrinae, 23).

Literatura citada

ARIAS-PENNA, T.M. 2003. Lista de los géneros y especies de la superfamilia Proctotrupoidea (Hymenoptera) de la región Neotropical. *Biota Colomb*. 4(1): 3-32.

BORGMEIER, T. 1939. Sobre algunos Diapriideos myrmecophilos, principalmente do Brasil (Hym. Diapriidae). *Revta. Entomol. Rio de Janeiro* 19: 530-545.

BUHL, P.N. 1997. Two new genera of Belytinae from Argentina (Hymenoptera, Diapriidae). *Entomofauna* 18(10): 89-92.

CASTRO GARCÍA, L.R. & M. DOWTON. 2006. Molecular Bayesian Analysis of the Apocrita (Insecta: Hymenoptera) suggests that the Chalcidoidea are sister to the (Monomachidae+Diapriidae+Maamingidae). *Invertebr. Syst*. 20: 603-614.

CLAUSEN, C.P. 1972. *Entomophagous insects*. Hafner Publishing Co., New York.

COON, B.R. (Inédito). Biology of *Trichopria columbiana* (Hymenoptera: Diapriidae), an endoparasitoid of *Hydrellia pakistanae* (Diptera: Ephydridae) a biological control agent of the aquatic weed Hydrilla verticillata (Hydrocharitaceae). Thesis, University of Florida, Gainsville, 2000.

CRISCI, J.V., M. M. CIGLIANO, J.J. MORRONE, & S. ROIG-JUÑENT. 1991. Historical biogeography of southern South America: A cladistic approach. *Syst. Zool*. 40(2): 152-17

CHAMBERS, V.H. 1971. A host for *Ismarus halidayi* Foert. (Hym., Diapriidae). *Entomol. Mag*. 117: 29.

DE SANTIS, L. 1967. *Catálogo de los himenópteros argentinos de la serie Parasitica, incluyendo Bethyloidea*. Comisión de Investigaciones Científicas de la Prov. de Buenos Aires, La Plata (ed.), pp.337.

DE SANTIS, L. & L. ESQUIVEL. 1966. Tercera lista de himenópteros parásitos y predatores de los insectos de la República Argentina. *Rev. Mus. La Plata (n.s.), Zool*. 9: 47-215.

DÍAZ, N. & M. LOIÁCONO. 1977. Anotaciones sobre Himenópteros Proctotrupoideos y Cinipoideos Argentinos. *Neotropica* 23(69): 95-102.

DÍAZ, N., F.E. GALLARDO, C.B. MARGARÍA & M.S. LOIÁCONO. 2005. An Update of the list of types of Ceraphronoidea, Cynipoidea and "Proctotrupoidea" (Hymenoptera) housed at the Museo de La Plata, Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 64 (1-2): 9-13.

DOWTON, M. & A.D. AUSTIN. 2001. Simultaneous analysis of 16S, 28S, COI and morphology in the Hymenoptera: Apocrita - evolutionary transitions among parasitic wasps. *Biol. J. Linn. Soc*. 74: 87-111.

DOWTON, M., A.D. AUSTIN, N. DILLON & E. BARTOWSKY. 1997. Molecular phylogeny of the apocritan wasps: The Proctotrupomorpha and Evaniomorpha. *Syst. Entomol*. 22: 245-255.

EARLY, J.W., L. MASNER, I.D. NAUMANN & A.D. AUSTIN. 2001. Maamingidae, a new family of proctotrupoid wasp (Insecta: Hymenoptera) from New Zealand. *Invertebr. Taxon*. 15 (3): 341-352.

FABRITIUS, K. 1968. *Antipapria n*. gen., eine neue Diapriiden-Gattung aus Argentinien (Hymenoptera, Proctotupoidea). *Trav. Muz. Nat. Izt. Nat. "Gr. Antipa"* 8: 841-844.

FABRITIUS, K. 1974. Die Gattung *Doliopria* Kieffer 1910 und nebenstehende Gattungen (Hymenoptera: Diapriidae). *F. Ent. Hungar*. 27(1): 53-57.

FERNÁNDEZ-MARÍN, H., J.K. ZIMMERMAN & W.T. WCISLO. 2006. *Acanthopria* and *Mimopriella parasitoid* wasps (Diapriidae) attack *Cyphomyrmex fungus-growing* ants (Formicidae, Attini). *Naturwissenschaften* 93: 17-21.

FLOATE, K., B.G. KHAN & G. GIBSON. 1999. Hymenopterous parasitoids of filth fly (Diptera: Muscidae) pupae in cattle feedlots. *Can. Entomol*. 131: 347-362.

HUGGERT, L. & L. MASNER. 1983. A review of myrmecophilic-symphilic Diapriid wasps in the Holarctic realm, with descriptions of new taxa and a key to genera (Hymenoptera: Proctotrupoidea: Diapriidae). *Contrib. Am. Entomol. Inst*. 20: 63-89.

JOHNSON, N.F. 1992. Catalog of world Proctotrupoidea excluding Platygastridae. *Mem. Amer. Entomol. Inst*. 51: 1- 825.

KIEFFER, J.J. 1916. *Diapriidae. Das Tierreich. Eine Zusammenstellung und Kennzeichnung der rezenten Tierformen*. Vol. 44. Walter de Gruyter & Co., Berlín.

KIEFFER, J.J. 1921. Proctotrypides hôtes des fourmis en Argentine. *An. Soc. Cient. Argent*. 91: 36-41.

KIEFFER, J.J. 1922. Trois nouveaux Hyménoptères d'Argentine recuellis par C. Bruch. *An. Soc. Cient. Argent*. 94: 205-208.

KÖNIGSMANN, E. 1978. Das phylogenetische System der Hymenoptera. Teil 3: Terebrantes (Unterordnung Apocrita). *Deutsche Entomol. Zeit*. 25: 1-55.

LACHAUD, J.P. & L. PASSERA. 1982. Données sur la biologie de trois Diapriidae myrmécophiles: *Plagiopria passerai* Masner, *Solenopsia imitatrix* Wasmann et *Lepidopria pedestris* Kieffer. *Insect. Soc*. 29: 561-567.

LAK, M. & A. NEL. 2009. An enigmatic diapriid wasp (Insecta, Hymenoptera) from French Cretaceous amber. *Geodiversitas* 31: 137-144.

LA SALLE, J. & I.D. GAULD. 1992. Parasitic Hymenoptera and the biodiversity crisis. *Redia* 74: 315-334.

LA SALLE, J. & I.D. GAULD. 1993. Hymenoptera: Their diversity, and their impact on the diversity of other organisms.

In: LaSalle, J. & I.D. Gauld (eds.), *Hymenoptera and biodiversity*, CAB Internacional, Wallingford, pp. 1- 26.

LOIÁCONO, M. (inéd.). Estudio ecológico y sistemático de Proctotrupoideos Neotropicales (Hymenoptera). Tesis, Universidad Nacional de La Plata, La Plata, 1978, pp. 159.

LOIÁCONO, M.S. 1981a. Diápridos ecitófilos sinfilos de la región Neotropical (Hymenoptera, Proctotrupoidea, Diapriidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 40 (1-4): 297-310.

LOIÁCONO, M.S. 1981b. Notas sobre Diapriinae neotropicales (Hymenoptera, Diapriidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 40:237-241.

LOIÁCONO, M.S. 1987. Un nuevo diáprido (Hymenoptera) parasitoide de larvas de *Acromyrmex ambiguus* (Emery) (Hymenoptera, Formicidae) en el Uruguay. *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 44:129-136.

LOIÁCONO, M. 1988. Estudio preliminar del género *Gladicauda* Early en la República Argentina y Chile (Hymenoptera-Diapriidae). *Rev. Asoc. Cs. Nat. Lit*. 19 (1): 39- 47.

LOIÁCONO, M. 1998. Proctotrupoidea. *In*: Morrone, J.J. & S. Coscarón (eds.), *Biodiversidad de Artrópodos Argentinos*, Hemisferio Sur, La Plata, pp. 385-398.

LOIÁCONO, M.S. 2000. Diaprinos asociados a la hormiga *Camponotus rufipes* (Hymenoptera: Diapriidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 59(1-4): 198-200.

LOIÁCONO M. & N. DÍAZ. 1996. Los ejemplares tipo de Proctotrupoidea y Ceraphronoidea (Hymenoptera) depositados en la colección del Museo de La Plata. *Rev. Mus. La Plata, Ser. Téc. Did.* 23: 1-13.

LOIÁCONO, M.S. & C.B. MARGARÍA. 2000. Systematics and cladistics of the myrmecophilic genus *Gymnopria* Loiácono (Hymenoptera: Diapriidae). *Ins. Syst. Evol*. 41(2): 187-200.

LOIÁCONO, M.S. & C.B. MARGARIA. 2002a. Ceraphronoidea, Platygastroidea, and Proctotrupoidea from Brazil (Hymenoptera). *Neotr. Entomol*. 31: 551-560.

LOIÁCONO, M.S. & C. B. MARGARÍA. 2002b. Proctotrupoidea. *In*: J. Llorente & J.J. Morrone (eds.), Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento, México, D.F., pp. 597-611.

LOIÁCONO, M.S. & C. B. MARGARÍA. 2009. A note on *Szelenyiopria pampeana* (Loiácono) n. comb., parasitoid wasps (Hymenoptera: Diapriidae) attacking the fungus growing ant, *Acromyrmex lobicornis* Emery (Hymenoptera: Formicidae: Attini) in La Pampa, Argentina. *Zootaxa* 2105: 63-65.

LOIÁCONO, M.S., C.B. MARGARÍA, N. DÍAZ & F. GALLARDO. 2008. Lista de himenópteros parasitoides y depredadores de los insectos de la República Argentina: Primer suplemento. *In*: Llorente Bousquets, J. & A. A. Lanteri (eds.), Contribuciones taxonómicas en órdenes de insectos hiperdiversos, México, D.F., pp. 91-139.

LOIÁCONO, M.S., C.B. MARGARÍA, E. QUIRÁN & B. CORRÓ MOLAS. 2000. Diápridos (Hymenoptera) parasitoides de larvas de la hormiga cortadora *Acromyrmex lobicornis* (Hymenoptera: Formicidae) en la Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 59 (1-4): 1-14.

LOIÁCONO, M.S., C.B. MARGARÍA, E. QUIRÁN & B. CORRÓ MOLAS. 2002. Revision of the myrmecophilous diapriid genus *Bruchopria* Kieffer (Hymenoptera, Proctotrupoidea, Diapriidae). *Rev. Bras. Entomol*. 46(3): 231- 235.

LÓPEZ, M., M. ALUJA & J. SIVINSKI. 1999. Hymenopterous larval-pupal and pupal parasitoids of *Anastrepha* flies (Diptera: Tephritidae) in México. *Biol. Control* 15: 119-129.

MACEK, J. 1990. Revision of European Psilommina (Hymenoptera, Diapriidae). 1. *Psilomma* and *Acanosema complex*. Acta Entomol. *Mus. Nat. Pragae* 43: 335-360.

MACEK, J. 1995. Revision of the European species of Belyta Jurine. Acta Entomol. *Mus. Nat. Pragae* 51: 1-22.

MASNER, L. 1961. Ambositrinae, a new subfamily of Diapriidae from Madagascar and Central Africa (Hymenoptera: Proctotrupoidea). *Mem. Inst. Scient. Madagascar* 12: 289-295.

MASNER, L. 1964. A comparison of some Nearctic and Palearctic genera of Proctotrupoidea (Hymenoptera) with revisional notes. *Acta Soc. Entomol. Cechoslov*. 61: 123-155.

MASNER, L. 1969a. The geographic distribution of recent and fossil Ambositrinae (Hymenoptera: Proctotrupoidea: Diapriidae). Berichte über die 10. Wanderversammlung Deutscher Entomologen, 1965, Dresden, 1. Tagungsb. *Deuts. Akad. Landwirtschaftsw* 80(1): 105-109.

MASNER, L. 1969b. Two new genera of Diapriinae (Diapriidae, Hymenoptera) with transantarctic relationships. *Psyche* 76: 311-325.

MASNER, L. 1976a. A revision of the Ismarinae of the New World (Proctotrupoidea: Diapriidae). *Can. Entomol*. 108: 1243-1266.

MASNER, L. 1976b. Notes on the ecitophilous diapriid genus *Mimopria* Holmgren (Hymenoptera: Proctotrupoidea: Diapriidae). *Can. Entomol*. 108: 123-126.

MASNER, L. 1991. Revision of *Spilomicrus* Westwood in America north of Mexico (Hymenoptera: Proctotrupoidea: Diapriidae). *Can. Entomol*. 123: 107-177.

MASNER, L. 1993. Superfamily Proctotrupoidea. *In*: Goulet, H. & J.T. Huber (eds.), *Hymenoptera of the world: An identification guide to families*, Research Branch Agriculture Canada Publication, Ottawa, pp. 537-557.

MASNER, L. 1995. The Proctotrupoid families. *In*: Hanson, P.E. & I. D, Gauld (eds.), *The Hymenoptera of Costa Rica*, The Natural History Museum, Londres, Oxford University Press, pp. 209- 246.

MASNER, L. 2006. Diapriidae. *In:* Fernández F. & M.J. Sharkey (eds.), *Introducción a los Hymenoptera de la región Neotropical*. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, pp. 615-618.

MASNER, L. & J.L. GARCIA. 2002. The genera of Diapriinae (Hymenoptera: Diapriidae) in the New World. Bull. *Amer. Mus. Nat. Hist*. 268: 1-138.

MENEZES, E., J. SIVINSKI, T. HOLLER, M. ALUJA, F. JERÔNIMO & E. RAMIREZ. 1998. Development of *Coptera haywardi* (Hymenoptera: Diapriidae) in irradiated and unirradiated pupae of the Caribbean fruit fly and the Mediterranean fruit fly (Diptera: Tephritidae). *Florida Entomol*. 81: 567-569.

MUESEBECK, C.F.W. 1965. A new diapriid (Hymenoptera: Diapriidae) from termite nests in South Africa. *J. Entomol. Soc. South Africa* 27: 188-90.

NAUMANN, I.D. 1982. Systematics of the Australian Ambositrinae (Diapriidae, Hymenoptera), with a synopsis of non-Australian genera of the subfamily. Austr. *J. Zool., Suppl*. Ser. 30(85): 1-239.

NAUMANN, I.D. 1987. The Ambositriinae [Ambositrinae] (Hymenoptera: Diapriidae) of Melanesia. Invertebr. *Taxon* 1: 439-471.

NAUMANN, I.D. 1988. Ambositrinae (Insecta: Hymenoptera: Diapriidae). *Fauna New Zealand* 15: 1-168.

NAUMANN, I.D & L. MASNER. 1980. A revision of the termitophilous *Australian genus Leaiopria* Dodd (Hymenoptera: Proctotrupidae: Diapriidae). *J. Austr. Entomol. Soc*. 19(2): 143–149 [148].

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). *Austr. J. Zool*. 33: 761–783.

NIXON, G.E.J. 1957. Hymenoptera, Proctotrupoidea, Diapriidae, subfamily Belytinae. Handbk. Ident. *Brit. Ins*. 8: 1-107.

NIXON, G.E.J. 1980. Diapriidae (Diapriinae). Hymenoptera, Proctotrupoidea. Handbk. Ident. *Brit. Ins*. 8: 1-55.

OGLOBLIN, A.A. 1934. Una especie nueva del género *Trichopria* del Brasil (Hym. Diapriidae). *Rev. Entomol.*, Sao Paulo 4: 60-65.

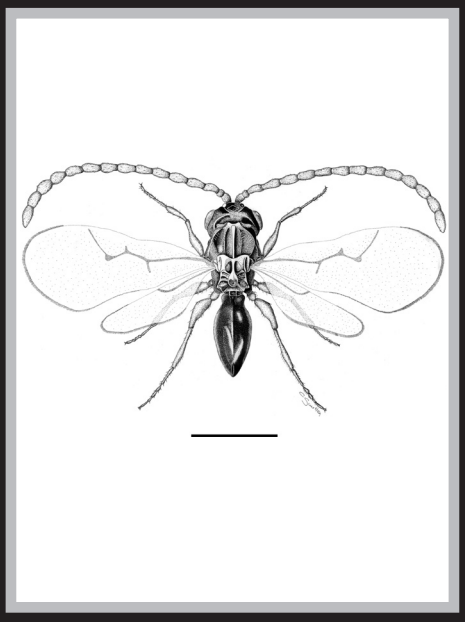
OGLOBLIN, A.A. 1954. Un nuevo género chileno patagónico de la familia Diapriidae (Hymenoptera). *Rev. Chil. Entomol*. 3: 69-73.

OGLOBLIN, A.A. 1958. Un género nuevo de la familia Diapriidae (Hymenoptera). *Neotropica* 4: 13-16.
OGLOBLIN, A.A. 1959. Un género nuevo de la familia Diapriidae (Hym.) de Patagonia. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 21: 43-46.
OGLOBLIN, A.A. 1965. Los géneros nuevos de la familia Diapriidae (Ambositrinae, Hymenoptera). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 27: 107-116.
OGLOBLIN, A.A. 1966a. *Ctenopria* un género nuevo de la familia Diapriidae (Hymenoptera). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 28: 61-64.
OGLOBLIN, A.A. 1966b. Especies nuevas o poco conocidas del género *Hoplopria* Ashmead (Hymenoptera, Diapriidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 28: 71-78.
PERRICHOT, V. & A. NEL. 2009. A new belytine wasp in Cretaceous amber from France (Hymenoptera: Diapriidae). *Alavesia* 2: 203-209.
RASNITSYN, A.P. 1980. The origin and evolution of hymenopteran insects. *Trudy Paleontol. Inst.* 174: 1-190.
RONQUIST, F. 1999. Phylogeny of the Hymenoptera (Insecta): The state of the art. *Zool. Scripta* 28(1-2): 3-11.
SHARKEY, M.J. 2007. Phylogeny and classification of Hymenoptera. *Zootaxa* 1668: 521–548.
SHARKEY, M.J. & A. ROY. 2002. Phylogeny of the Hymenoptera: A reanalysis of the Ronquist *et al.* (1999) reanalysis,with an enphasis on wing venation and apocritan relationships. *Zool. Scripta* 31: 57-66.
SILVESTRI, F. 1913. Report of an expedition to Africa in search of the natural enemies of fruit flies (Trypaneidae) with descriptions, observations and biological note. *Bull. Ent. Agric. Hawaiii* 3: 1-176.
SIVINSKI, J., K. VULINEC, E. MENEZES & M. ALUJA. 1998. The bionomics of *Coptera lopezi* Masner (Diapriidae: Hymenoptera) and other pupal parasitoids of tephritid fruit flies (Diptera). *Biol. Control* 11: 193-202.
THOMSOM, C.G. 1858. Skandinaviens Prototruper beskrifna af C.G. Thomsom. 1. Tribus. Proctotrupini. Öofvers. *K. Vet.-Akad. Förh* 14: 411-422.
YODER, M. 2004. Diapriidae. Version 22 February 2004. http://tolweb.org/Diapriidae/11312/2004.02.22- The Tree of Life Web Project, http://tolweb.org/ (último acceso 16 de septiembre del 2009).
YODER, M. 2005. http://www.diapriid.org. (último acceso 16 de septiembre del 2009).

Apéndice 1. Lista de especies de Diapriidae presentes en Argentina y sus huéspedes conocidos (H).

Subfamilia Ambositrinae
Aczelopria argentinica Fabritius, 1968. Tuc., Sal.
Aczelopria constantineanui Fabritius, 1968. Tuc.
Dissoxylabis bicincta (Ogloblin, 1965). Nq.
Dissoxylabis rubrosignata (Ogloblin, 1954). Nq.
Fanis valentinae Ogloblin, 1965. Nq.
Lathropria rostralis Ogloblin, 1965. Nq.
Subfamilia Belytinae
Gladicauda ensifer Loiácono, 1988. Nq.
Gladicauda minor Loiácono, 1988. Nq.
Gladicauda phasgonurus Loiácono, 1988. Nq.
Masneretus bicolor Buhl, 1997. R.N.
Masnerolyta ruber Buhl, 1997. T.F.
Xenismarus pictus Ogloblin,1959. R.N., Nq.
Subfamilia Diapriinae
Asolenopsia rufa Kieffer 1921. Cba. y E.R. H: *Eciton carettei.*
Basalopria tucumana Fabritius, 1974. Tuc.
Bruchopria hexatoma Kieffer, 1921. Mis., Cba., Bs.As. H: *Solenopsis richteri* y *Acromyrmex lundi.*
Bruchopria pentatoma Kieffer, 1921. Cba. H: *Solenopsis richteri.*
Bruchopria tucumana (Bréthes, 1927). Tuc. H: *Paratheresia claripalpis, Oxysarcodexia peltata.*
Coptera haywardi Loiácono, 1981. Tuc. H: *Anastrepha fraterculus, A. shultz y Anastrepha* spp.
Diapria conica (F., 1775). Bs.As. H: *Eristalis tenax, Musca domestica.*
Doliopria myrmecobia Kieffer, 1921. Bs.As. H: *Acromyrmex lundi.*
Doliopria collegii Ferriere, 1929. Bs.As., Ms.
Hoplopria guaranitica Ogloblin, 1966. Ms.
Hoplopria limitropha Ogloblin, 1966. Ms.
Hoplopria missionensis Ogloblin, 1966. Ms.
Hoplopria superba Ogloblin, 1966. Ms.
Mitropria coronata Ogloblin, 1958. Bs.As.
Notoxoides pronotalis (Borgmeier, 1939). Cba., Sal., S.E., S.L. H: *Eciton dulcius, Neivamyrmex sulcatus.*
Oxypria carinata Kieffer, 1910. Ms.
Pentapria nodicornis (Bréthes, 1916). Bs. As. H: *Oliera argentiniana.*
Poecilopsilus shachovskoyi Ogloblin, 1955, R.N. y Nq.
Spilomicrus sp., Bs. As. H: *Paratheresia claripalpis.*
Szelenyiopria pampeana (Loiácono, 2009). L.P. H: *Acromyrmex lobicornis.*
Szelenyiopria reichenspergeri (Ferrière, 1929). Sal. Asociados con *Eciton quadriglume* y *Neivamyrmex legiones.*
Trichopria anastrepha Costa Lima, 1940). Tuc. H: *Anastrepha spp.* y *Ceratitis capitata.*
Trichopria myrmechophila (Kieffer, 1921). Bs.As. H: *Solenopsis saevissima var. mirmecophila.*
*Trichopria photophila (*Kieffer, 1922) Cba.
Subfamilia Ismarinae
Ismarus porteri Masner, 1976. Tuc., Ju.

FIGITIDAE



Norma B. DÍAZ
Fabiana E. GALLARDO

División Entomología, Museo de La Plata, Facultad de Ciencias Naturales y Museo, UNLP, Paseo del Bosque, 1900 La Plata, Buenos Aires, Argentina.
ndiaz@fcnym.unlp.edu.ar
gallardo@fcnym.unlp.edu.ar

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Se presenta una síntesis actualizada del conocimiento de los himenópteros cinipoideos de la familia Figitidae en la Argentina. Para cada subfamilia se consignan datos filogenéticos, morfológicos, biológicos y aquellos referidos a su diversidad. Se adjuntan las principales referencias bibliográficas y el listado de géneros y especies citados para este país hasta la actualidad.

Abstract

An updated synthesis of the knowledge of the Hymenoptera Cynipoidea of the family Figitidae in Argentina is presented. Data about the phylogeny, morphology, biology and diversity for each subfamily are presented. The list of genera and species mentioned for the country and the main bibliographical references are presented.

Introducción

La superfamilia Cynipoidea constituye un grupo natural de microhimenópteros (Ronquist, 1995, 1999; Dowton *et al.*, 1997), del que actualmente se conocen alrededor de 223 géneros y algo más de 3000 especies. Nordlander (1984) estima que su diversidad real supera las 20.000; de hecho, gran cantidad de géneros y especies nuevos han sido publicados en la última década. Más de la mitad de sus integrantes se comportan como parasitoides cenobiontes primarios en estados preimaginales de otros insectos endopterigotas; el resto son fitófagos. Están presentes en todas las regiones biogeográficas y su distribución coincide con la de sus huéspedes.

Los cinipoideos están agrupados en cinco familias al parecer monofiléticas: Austrocynipidae, Ibaliidae, Liopteridae, Cynipidae y Figitidae (Riek, 1971; Ronquist, 1995, 1999, 2006a-c; Pujade-Villar & Hanson, 2006; Ronquist & Liu, 2006a, b; Ronquist *et al.*, 2006; Buffington & Ronquist, 2006; Buffington *et al.*, 2006, 2007; Liu & Ronquist, 2006; Ros-Farré & Pujade-Villar, 2007; Buffington, 2008, 2009; Buffington & Liljeblad, 2008; Díaz *et al.*, 2008; Forshage & Nordlander, 2008; Forshage *et al.*, 2008). Las tres primeras constituyen el grupo parafilético de los macrocinipoideos (entre 5-30 mm de longitud) y el clado Figitidae-Cynipidae conforma el grupo natural de los microcinipoideos (hasta 5 mm de longitud). Estos términos aluden al tamaño que alcanzan los individuos adultos que integran ambas agrupaciones y no tienen categoría taxonómica. Si bien Buffington *et al.* (2006) sugieren que podrían hallarse austrocinipinos en la región Neotropical (*sensu* Cabrera & Willink, 1980), atendiendo probablemente a las condiciones biogeográficas del extremo sur de esta región, sólo han sido hallados hasta el presente representantes de Ibaliidae, Liopteridae, Cynipidae y Figitidae; de todas ellas hay citas para la Argentina (Díaz, 1998; Díaz *et al.*, 2008).

Varias claves permiten identificar taxones de Cynipoidea de distinto nivel jerárquico del Nuevo Mundo: familias (Buffington *et al.*, 2006; Ronquist, 2006a), subfamilias de Figitidae (Ronquist *et al.*, 2006), tribus de Cynipidae (Pujade-Villar & Hanson, 2006) y géneros de Liopteridae

(Ronquist, 2006c). Dada la riqueza específica respecto de las otras familias y la importancia biológica que revisten, ya que varias especies (*Ganaspis pelleranoi, Aganaspis daci, Ganaspis* sp., *Pseudeucoila brasiliensis*, *Eucoila* sp.) fueron empleadas como agentes de control biológico, las Figitidae son objeto de importantes estudios llevados a cabo por varios grupos de investigación en diversas partes del mundo.

El objetivo de este capítulo es presentar una síntesis actualizada del conocimiento de las Figitidae en la República Argentina. Para cada subfamilia se consignan datos filogenéticos, morfológicos, biológicos y aquellos referidos a su diversidad.

Caracteristicas generales

Realizar una diagnosis de los figítidos no es una tarea sencilla, teniendo en cuenta que son difíciles de separar morfológicamente de su grupo hermano, los cinípidos. En algunos aspectos, son más fáciles de caracterizar las subfamilias de Figitidae y las tribus de Cynipidae que las propias familias. A pesar de ello, hay algunos caracteres diagnósticos que pueden emplearse para diferenciarlas, gran parte de los figítidos tienen mesoescudo brillante, celda marginal cerrada, carena lateral pronotal prominente o placa pronotal bien definida y fuertemente levantada, y el tergo metasomal más grande es usualmente el III, ocasionalmente el II (Buffington & Ronquist, 2006; Ronquist *et al.*, 2006).

Los estudios realizados por Ronquist (1995, 1999) proponen a la familia Figitidae como un grupo natural, cuya monofilia está sostenida fundamentalmente por tres sinapomorfías referidas a la posición de la nervadura Rs + M, la morfología del tercer tergo abdominal y las características del ovipositor. De las tres, la última (presencia del "punto de inflexión" en el ovipositor, que le brinda mayor flexibilidad entre su parte basal y distal) parece ser la más confiable, ya que está presente en todas las especies examinadas y no se encuentra en ningún otro cinipoideo, pero no se puede observar, a menos que se haga una disección.

No son muchos los estudios filogenéticos realizados tanto en lo que se refiere a Figitidae, como a cada una de las subfamilias que la integran. Entre ellos cabe mencionar los de Ronquist (1999), Ros-Farré *et al.* (2000), Ronquist & Nieves-Aldrey (2001), Fontal-Cazalla *et al.* (2002), Buffington & Van Noort (2007), Buffington *et al.* (2007), Paretas-Martínez *et al.* (2007b), Forshage *et al.* (2008) y Buffington (2009).

Sus representantes son típicamente parasitoides de larvas de dípteros, otros están asociados con depredadores y parasitoides de áfidos y psílidos, y algunos a cecidias inducidas por otros himenópteros (Buffington & Ronquist, 2006; Ronquist *et al.*, 2006; Ros Farré & Pujade Villar, 2007). Ronquist (1999) observó que existen correlaciones entre la filogenia y cada uno de los grupos biológicos, las formas asociadas a agallas constituyen los linajes más ancestrales, las que se asocian a comunidades de áfidos, un grupo intermedio, y los parasitoides de dípteros, un grupo monofilético que probablemente se originó dentro del grupo asociado a los depredadores de áfidos.

Esta familia representa el grupo de cinipoideos menos conocido, pero aparentemente el más diverso, con más de 1400 taxones de nivel específico, reunidos en unos 135 géneros; es cosmopolita y a pesar de que las regiones tropicales son extremadamente ricas en especies (Fergusson & Hanson, 1995; Nieves-Aldrey & Fontal-Cazalla, 1997; Díaz *et al.*, 2008), la mayoría de las descriptas son holárticas (Dalla Torre & Kieffer, 1910; Weld, 1952).

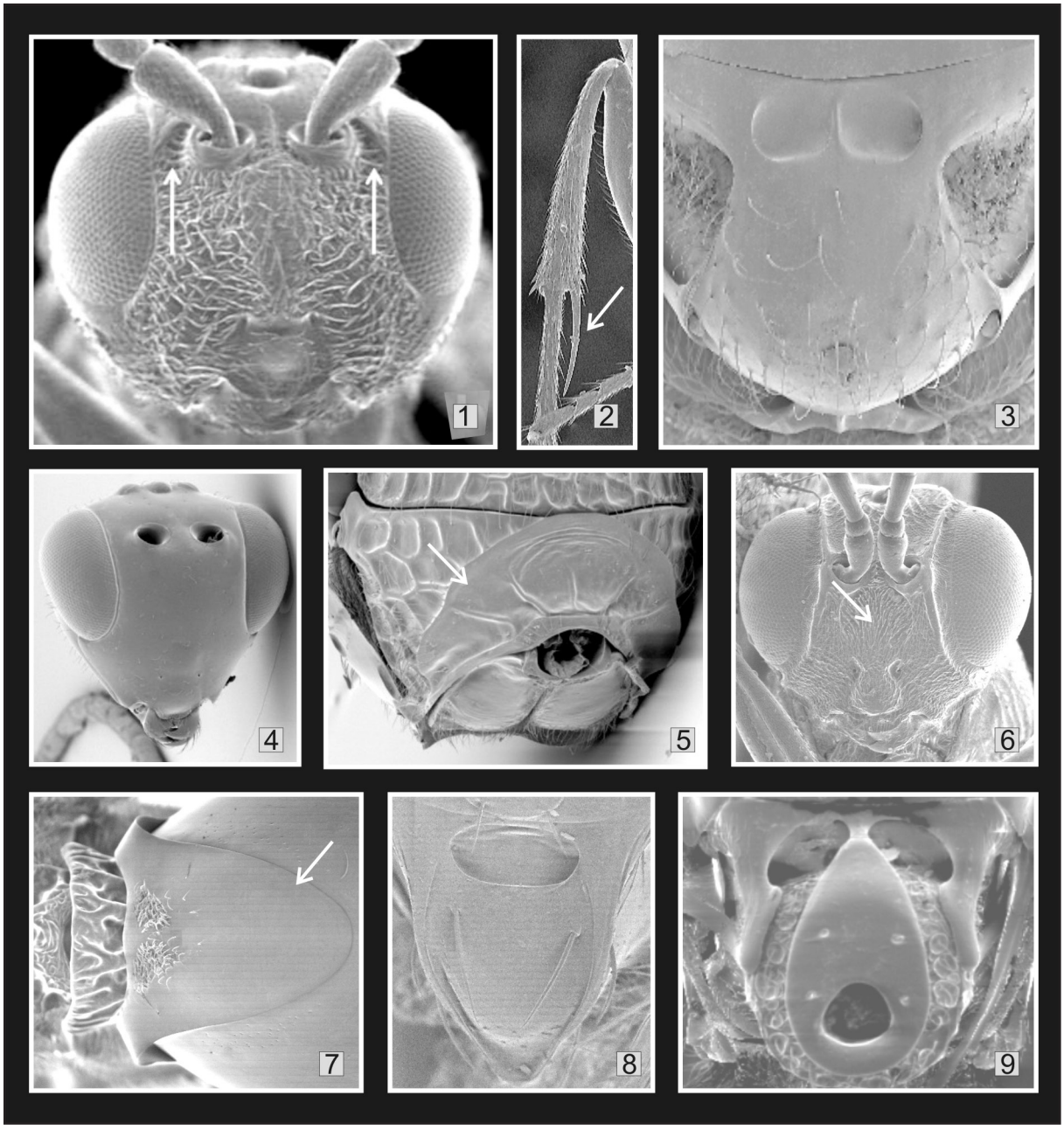
Según Ronquist (1999), Ronquist & Nieves-Aldrey (2001), Ros-Farré & Pujade-Villar (2007) y Buffington & Liljeblad (2008), las especies de Figitidae están ordenadas en once subfamilias: Parnipinae, Thrasorinae, Plectocynipinae, Euceroptrinae, Charipinae, Anacharitinae, Aspicerinae, Figitinae, Emargininae, Pycnostigminae y Eucoilinae, de las cuales sólo ocho están en el Neotrópico. No han sido hallados aun, en esta región, representantes de Parnipinae, Euceroptrinae ni Pycnostigminae, grupos pertenecientes a las faunas paleártica, neártica y afrotropical, respectivamente. Ros-Farré & Pujade-Villar (2007) presentan una clave para el reconocimiento de las subfamilias en general; y Buffington & Ronquist (2006) y Ronquist *et al.* (2006) para las subfamilias neotropicales en particular.

Conocimiento de las Figitidae en Argentina

La subfamilia **Thrasorinae**, según Ros-Farré & Pujade-Villar (2007) y Buffington *et al.* (2007), constituye un grupo monofilético sustentado por la presencia en todos sus miembros de una impresión circumtorular (Fig. 1). Este grupo se caracteriza además por el surco malar coriáceo, la forma de la placa pronotal que se estrecha y se proyecta hacia delante, el surco mesopleural conspicuo y liso, las carenas del propodeo extremadamente anchas y robustas, y el cuarto tergo ocupando la mayor parte del metasoma (a veces tercero y cuarto fusionados). De lo poco que se conoce acerca de su biología se puede inferir que las especies de Thrasorinae están asociadas con agallas de calcidoideos (Pteromalidae, Tanaostigmatidae y Eulophidae) halladas en mirtáceas (*Eucalyptus, Eugenia* y *Blepharocalyx*) y fabáceas (*Acacia* y *Mimosa*) (Ronquist & Nieves-Aldrey, 2001; Buffington, 2008). Según Ronquist (1999) no se trata de inquilinos sino de probables parasitoides de los insectos inductores de las mencionadas agallas o de algún otro himenóptero que habita en ellas. Esta subfamilia incluye actualmente 20 especies, reunidas en los géneros *Scutimica, Myrtopsen, Thrasorus* y *Mikeius*.

Scutimica y *Myrtopsen* han sido hallados en la región Neotropical (Ros-Farré & Pujade-Villar, 2007; Buffington, 2008; Díaz *et al.*, 2008) y sólo uno, *Myrtopsen*, en Argentina (Fig. 10, Apéndice 1) (Díaz, 1975, 1980a, 1998). Ros-Farré & Pujade-Villar (2009) brindan una clave para la identificación de las especies del género *Myrtopsen*.

Las **Plectocynipinae** difieren del resto de los figítidos por presentar una espina metatibial extremadamente larga



Figs. 1-9. Figitidae. 1, Thrasorinae: *Myrtopsen* sp., cabeza en vista frontal; 2, Plectocynipinae: *Plectocynips* sp., metatibia; 3, Charipinae: *Phaenoglyphis* sp., escutelo; 4-5, Anacharitinae: *Acanthaegilips* sp., 4, cabeza en vista frontal, 5, placa pronotal (Morphbank: Liljeblad); 6, Aspicerinae: *Prosaspicera* sp., cabeza en vista frontal; 7, Aspicerinae: *Omalaspis* sp., parte anterior del metasoma; 8, Emargininae: *Emargo* sp., escutelo; 9, Eucoilinae: *Ganaspis* sp., escutelo.

(sinapomorfia) (Fig. 2) y de los trasorinos, grupo del que han sido recientemente separados (Ros-Farré & Pujade-Villar, 2007), por presentar en las hembras el metasoma muy comprimido lateralmente, el segundo tergo abdominal en forma de anillo o collar y el séptimo esterno (hipopigio) largo, grande y muy visible. De acuerdo con Ronquist & Nieves-Aldrey (2001), se comportan como parasitoides en agallas de cinípidos del género *Paraulax* (Pediaspidini) recolectados en *Nothofagus* (Nothofagaceae). Según De Santis *et al*. (1993), las agallas de este árbol son causadas por pteromálidos del género *Aditrochus* (Ormocerinae); el hallazgo de plectocinipinos en agallas de *N. dombeyi* sugeriría que se trata de parasitoides de estos calcidoideos (Ronquist *et al.*, 2006).

De esta subfamilia sólo se conocen tres especies, asignadas a *Pegascynips* y *Plectocynips*, ambos hallados en el Neotrópico (Ros-Farré & Pujade-Villar, 2007; Díaz *et al.*, 2008) y sólo *Plectocynips* en Argentina (Fig. 11, Apéndice 1) (Díaz, 1976, 1998). Ros-Farré & Pujade-Villar (2002) listan los caracteres diagnósticos para separar las especies de *Plectocynips*.

La subfamilia **Charipinae** ha sido considerada como un grupo natural que se distingue del resto de los cinipoi-

deos por el pequeño tamaño de sus representantes y por la presencia de un escutelo redondeado y liso en la mayoría de las especies (Fig. 3) (Buffington *et al.*, 2007; Paretas-Martínez *et al.*, 2007b). Actúan como parasitoides de otros himenópteros (Braconidae: Aphidiinae, Aphelinidae y Encyrtidae) que a su vez controlan hemípteros esternorrincos (Aphididae y Psyllidae) (Menke & Evenhuis, 1991). Las especies conocidas pueden separarse en dos grupos biológicamente diferentes, uno asociado con afidinos y afelínidos parasitoides de afídidos y otro con encírtidos parasitoides de psílidos. De esta subfamilia se han descripto alrededor de 140 especies reunidas en ocho taxones de nivel genérico (Ronquist, 1999; Paretas-Martínez & Pujade-Villar, 2006; Pujade-Villar & Pareta-Martínez, 2006; Paretas-Martínez *et al.*, 2007a), el grupo de los hiperparasitoides de afídidos incluye a los géneros *Alloxysta, Phaenoglyphis*, *Lytoxysta* y *Lobopterocharips,* y es parafilético; el grupo de los hiperparasitoides de psílidos es monofilético e incluye a *Apocharips*, *Dilyta*, *Thoreauana* y *Dilapothor*.

Alloxysta, *Phaenoglyphis* y *Apocharips* están presentes en la región Neotropical (Díaz *et al.,* 2008), en Argentina sólo los dos primeros (Fig. 12, Apéndice 1) (Díaz, 1980b, 1998; Pujade-Villar *et al.,* 2002, 2007; Ronquist *et al.*, 2006). Paretas-Martínez *et al*. (2007a) publican una clave para el reconocimiento de los géneros de Charipinae.

Las **Anacharitinae** conforman un grupo monofilético que se caracteriza por presentar, en vista frontal, cabeza subtriangular, región bucal reducida, mandíbulas pequeñas y ampliamente superpuestas; placa pronotal vertical y en general completamente definida (Figs. 4 y 5) (Ros-Farré *et al.*, 2000; Ros-Farré & Pujade-Villar, 2007; Buffington *et al.*, 2007). Han sido obtenidos de larvas afidiófagas de neurópteros (Chrysopidae y Hemerobiidae). Incluyen alrededor de 74 especies (Ronquist *et al.*, 2006) agrupadas en ocho géneros (Díaz, 1986; Ronquist, 1999; Ros-Farré *et al.*, 2000; Restrepo-Ortiz & Pujade-Villar, 2010), *Proanacharis, Xyalaspis, Anacharis, Aegilips, Calofigites, Solenofigites, Hexacharis* y *Acanthaegilips*.

Anacharis, Aegilips, Calofigites, Solenofigites y *Acanthaegilips* están presentes en el Neotrópico (Díaz *et al.,* 2008) incluyendo Argentina (Fig. 13, Apéndice 1) (Loiácono & Díaz, 1977; Díaz, 1979a, 1983, 1998; Ros-Farré *et al.*, 2003; Restrepo-Ortiz *et al.*, 2010). Fergusson (1995) y Buffington & Ronquist (2006) mencionan la probable presencia del género *Xyalaspis* en Centroamérica. Díaz (1979a), brinda una clave para el reconocimiento de los géneros de Anacharitinae presentes en Argentina, Ros-Farré *et al.* (2003) una para la identificación de las especies del género *Acanthaegilips* y Restrepo-Ortiz *et al.* (2010) publican una nueva clave de los géneros incluidos en esta subfamilia.

Las **Aspicerinae** constituyen un grupo natural y se diferencian del resto de los figítidos por la presencia de una marcada depresión facial, y el tercer tergo abdominal en forma de silla de montar (Figs. 6 y 7) (Ros-Farré *et al.,* 2000; Ros-Farré & Pujade-Villar, 2007; Buffington *et al.*, 2007). Se comportan como parasitoides de larvas afidiófagas de dípteros (Syrphidae), importantes enemigos naturales de hemípteros plagas (Aphidoidea y Coccoidea). Comprenden alrededor de 110 especies reunidas en ocho géneros (Ros-Farré, 2007; Buffington *et al.*, 2007): *Paraspicera*, *Aspicera, Prosaspicera, Balna, Omalaspis, Anacharoides*, *Callaspidia* y *Pujadella*.

De estos representantes, tres han sido hallados en la región Neotropical (Díaz *et al.*, 2008) incluyendo Argentina, *Prosaspicera*, *Balna* y *Callaspidia* (Fig. 14, Apéndice 1) (Díaz, 1974a, 1978b, c, 1979b, 1984, 1998; Ros-Farré & Pujade-Villar, 2006). Ross-Farré (2007) publica una clave para el reconocimiento de los géneros de esta subfamilia, Ross-Farré & Pujade-Villar (2006, 2010) dos nuevas para identificar las especies de *Prosaspicera* y *Balna* respectivamente.

Las **Figitinae**, tal como se las considera actualmente, constituyen un grupo parafilético (Buffington & Ronquist, 2006; Ronquist *et al.*, 2006), por lo que es difícil precisar cuáles son sus caracteres diagnósticos. Se comportan como parasitoides de larvas de dípteros, especialmente de aquellas que se desarrollan en el estiércol, carroña o frutos en descomposición (Sarcophagidae, Anthomyiidae, Muscidae, Calliphoridae, entre otros). Comprenden más de 160 especies reunidas en 14 géneros (Ronquist, 1999, Ros-Farré, 2007; Jiménez *et al.*, 2008a): *Melanips*, *Amphitectus*, *Seitneria*, *Sarothrus, Figites, Zygosis, Neralsia, Xyalophora, Lonchidia, Trischiza, Homorus, Paraschiza, Sarothrioides* y *Xyalophoroides*.

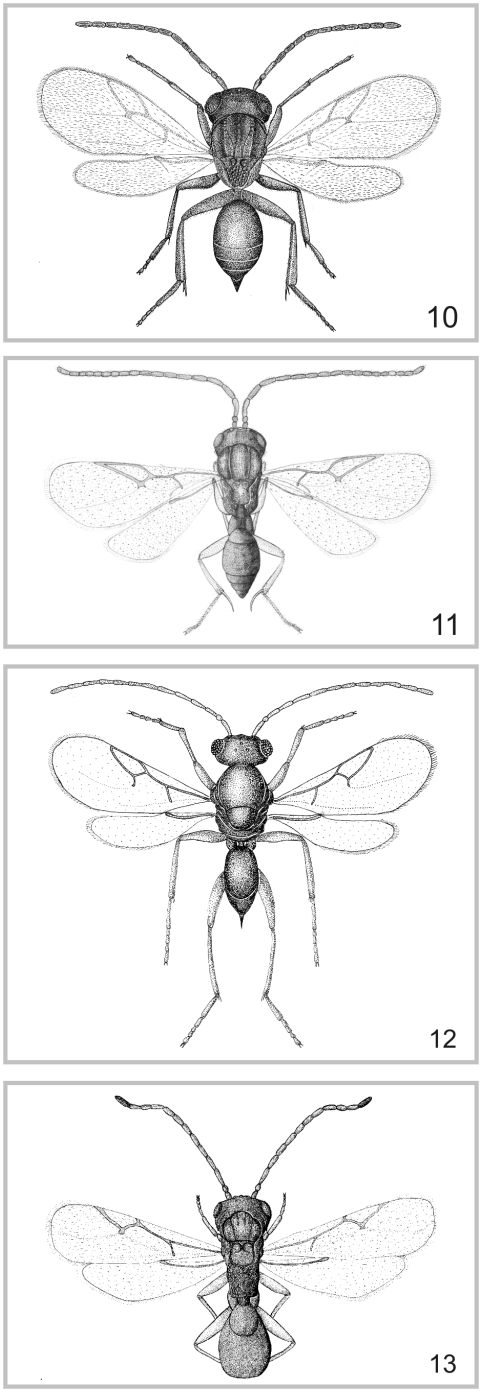
Figites, *Xyalophora* y *Neralsia* han sido citados para el Neotrópico (Díaz *et al.,* 2008; Jiménez *et al.*, 2008a, b) y sólo los dos últimos para Argentina (Fig. 15, Apéndice 1) (Díaz, 1990b, 1998; Díaz & Gallardo, 1995; Jiménez *et al.,* 2004, 2005a, b, 2006, 2008a, b). Buffington & Ronquist (2006) mencionan la posible presencia de *Melanips* y *Lonchidia* en América tropical. Jiménez *et al*. (2008a, b) brindan una clave para la identificación de los géneros de Figitinae con espina escutelar, una para las especies de *Xyalophora* y otra para las especies sudamericanas de *Neralsia*.

Las **Emargininae** constituyen un grupo natural, bien caracterizado por su pequeño tamaño, alas anteriores profundamente bilobuladas y escutelo elongado, a menudo con una carena que limita un área mediana suboval (Buffington *et al.*, 2007) (Fig. 8). Han sido recolectadas en hormigueros de varios géneros de himenópteros formícidos y se comportan presumiblemente como parasitoides de larvas de dípteros mirmecófilos. Comprenden 15 especies asignadas a cuatro géneros (Ronquist, 1999): *Thoreauella, Weldiola, Quinlania* y *Emargo*.

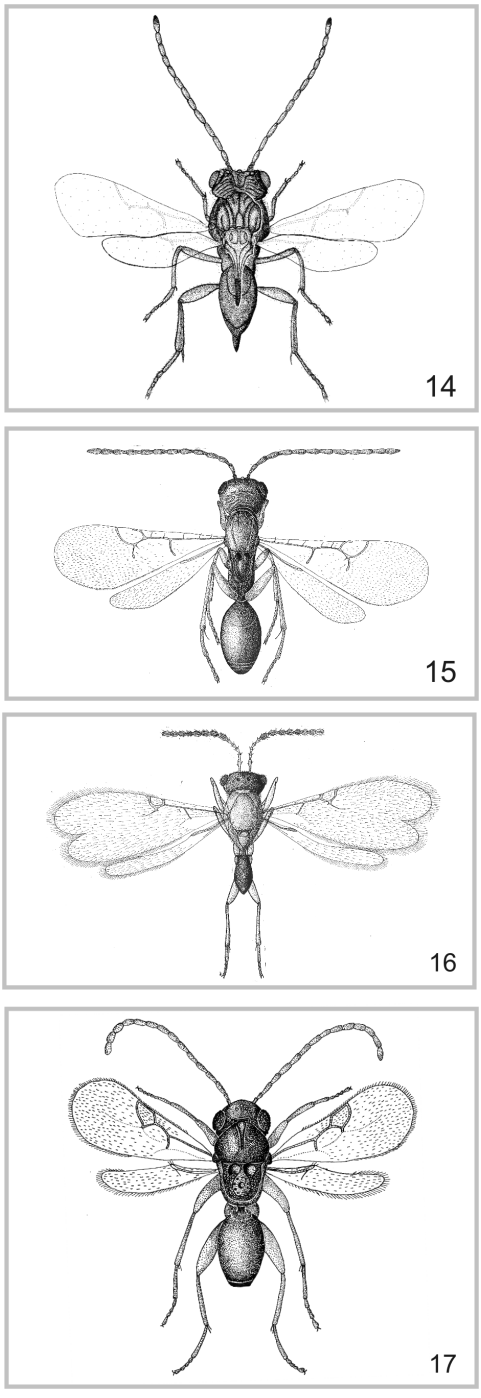
Sólo *Emargo* se encuentra presente en la región Neotropical (Díaz *et al.*, 2008) incluida Argentina (Fig.16, Apéndice 1) (Díaz, 1978a, 1998; Pujade-Villar *et al.*, 2002).

Las **Eucoilinae** se caracterizan por presentar una cúpula en el escutelo con un hoyuelo de posición variada, donde desemboca una glándula de función desconocida, sinapomorfía que sustenta la monofilia del grupo (Fontal-Cazalla *et al.*, 2002; Buffington *et al.*, 2007) (Fig. 9). Atacan larvas de dípteros muscomorfos, destacándose por la frecuencia o por su importancia económica las Agromyzidae, Anthomyiidae, Calliphoridae, Canaceidae, Chloropidae, Drosophilidae, Ephydridae, Lonchaeidae, Muscidae, Opomyzidae, Otitidae, Phoridae, Sarcophagi-

dae, Sepsidae, Sphaeroceridae y Tephritidae, entre otras. Constituyen la subfamilia más diversa y más abundante, con 84 géneros y alrededor de 1000 especies descriptas; se estima que este número representa sólo entre el 5 y el 20% de la diversidad existente (Nordlander, 1984). Son pocos los estudios taxonómicos realizados sobre la fauna de eucoilinos en la región Neotropical y es probable que hasta la actualidad haya sido descripta solamente una pequeña fracción de las especies de esta región biogeográfica (Fergusson & Hanson, 1995; Ronquist, 1995, 1999; Fontal & Nieves-Aldrey, 2004; Buffington & Ronquist, 2006; Ronquist *et al.*, 2006). Buffington & Ronquist (2006) presentan una clave para el reconocimiento de 28 géneros neotropicales de Eucoilinae, claramente circunscriptos y más comúnmente recolectados, que incluye la mayor parte de los listados para la Argentina. Forshage & Nordlander (2008) publican otra, para la identificación de los géneros europeos de esta subfamilia y proponen una interesante clasificación tribal en la que se reconocen los siguientes taxones: Diglyphosemini,



Figs. 10-13. Figitidae. 10, Thrasorinae; 11, Plectocynipinae; 12, Charipinae; 13, Anacharitinae.



Figs. 14-17. Figitidae. 14, Aspicerinae; 15, Figitinae; 16, Emargininae; 17, Eucoilinae.

Kleidotomini, Ganaspini, Trichoplastini y Eucoilini, a las que posteriormente Buffington (2009) suma Zaeucoilini.

En oportunidad de la actualización realizada por Díaz *et al*. (2008) se registraron para el Neotrópico 50 géneros y 217 especies pertenecientes a esta subfamilia, muchos de estos taxones no han sido revisados con posterioridad al trabajo de Weld (1952), por lo tanto los listados de especies son provisorios. Para la Argentina han sido citadas 36 especies en 23 géneros (Fig. 17, Apéndice 1) (Díaz, 1974b, 1977, 1985, 1987a, b, 1990a, 1998; De Santis *et al.*, 1976; Díaz & Valladares, 1979; Valladares *et al.*, 1982; Díaz & Gallardo, 1996, 1997, 1998, 2001; Díaz *et al.*, 1996, 2007, 2008, 2009; Gallardo, Inéd.; Gallardo & Díaz, 1999, 2011; Gallardo *et al.*, 2009, 2010; Buffington, 2010; Gaddi *et al.*, 2010).

Conclusiones

Los primeros trabajos donde se revisan y listan las especies argentinas de figítidos son los de Dalla Torre & Kieffer (1910), Weld (1952), De Santis (1967) y Díaz (1998), siempre incluidas en el tratamiento conjunto de todas las familias de Cynipoidea. Posteriormente Díaz *et al*. (2002) brindan información sobre la diversidad específica de la superfamilia para el Neotrópico y, recientemente, Díaz *et al*. (2008) presentan una síntesis actualizada del conocimiento de esta familia en particular, para esta región biogeográfica.

Los antecedentes presentados ponen en evidencia que el conocimiento de la diversidad de las Figitidae en la región Neotropical en general, y en la Argentina en particular, es escaso y parcial, por ende no refleja su probable riqueza. Es necesario, por lo tanto, profundizar el estudio de este grupo reuniendo la información que pudieran brindar los materiales sin revisar que se conservan en las colecciones de las diferentes instituciones científicas del mundo e iniciar un exhaustivo relevamiento de la fauna que nos permita conocer adecuadamente su diversidad, abundancia, distribución y, teniendo en cuenta las características biológicas de sus representantes, la posibilidad de su empleo como controladores biológicos de insectos plagas.

Agradecimientos

A Juli Pujade-Villar de la Universidad de Barcelona (UB), España, por facilitarnos parte de las fotografías que ilustran este capítulo; a Cecilia B. Gorretta y Paulina Hernández, por la elaboración de las figuras y la recopilación bibliográfica; a la Universidad Nacional de La Plata (UNLP), al Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET) y a la Comisión de Investigaciones Científicas de la Provincia de Buenos Aires (CIC) por su constante apoyo.

Literatura citada

BUFFINGTON, M.L. 2008. A revision of Australian Thrasorinae (Hymenoptera: Figitidae) with a description of a new genus and six new species. *Austr. J. Entomol*. 47: 203-212.

BUFFINGTON, M.L. 2009. Description, circumscription and phylogenetics of the new tribe Zaeucoilini (Hymenoptera: Figitidae: Eucoilinae), including a description of a new genus. *Syst. Entomol*. 34: 162-187.

BUFFINGTON, M.L. 2010. A revision of *Ganaspidium* Weld, 1952 (Hymenoptera, Figitidae, Eucoilinae): new species, bionomics, and distribution. *ZooKeys*. 37: 81-101.

BUFFINGTON, M. & 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. *J. Hym. Res*. 17(1): 44-56.

BUFFINGTON, M. & F. RONQUIST. 2006.Familia Figitidae. *In:*Fernández, F. & M. Sharkey (eds.), *Introducción a los Hymenoptera de la región Neotropical*, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, pp. 829-838.

BUFFINGTON, M. & S. VAN NOORT. 2007. A world revision of the Pygnostigminae (Cynipoidea: Figitidae) with descriptions of seven new species. *Zootaxa* 1392: 1-30.

BUFFINGTON, M., Z. LIU & F. RONQUIST. 2006. Superfamilia Cynipoidea. *In:*Fernández, F. & M. Sharkey (eds.), *Introducción a los Hymenoptera de la región Neotropical*, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, pp. 811- 823.

BUFFINGTON, M.L., J.A.A. NYLANDER & J.M. HERATY. 2007. The phylogeny and evolution of Figitidae (Hymenoptera: Cynipoidea). *Cladistics* 23: 403-431.

CABRERA A.L. & A. WILLINK. 1980. *Biogeografía de América Latina*. Monografía 13, serie de Biología, OEA, Washington, D.C.

DALLA TORRE, K. & J. KIEFFER. 1910. Cynipoidea. *Das Tierreich* 24: 1-891.

DE SANTIS, L. 1967. Catálogo de los himenópteros argentinos de la serie Parasítica, incluyendo Bethyloidea. Comisión de Investigaciones Científicas de la Provincia de Buenos Aires. Argentina. p. 337.

DE SANTIS, L., N. DÍAZ & I. REDOLFI. 1976. La mosca del girasol (Dipt., Agromizidae) y sus himenópteros parasitoides. *Dusenia* 9(1): 31-38.

DE SANTIS, L., P. FIDALGO & S. OVRUSKI. 1993. Himenópteros parasitoides de los géneros *Aditrochus* Ruebsaamen y *Espinosa* Gahan (Insecta, Hymenoptera, Pteromalidae) asociados a agallas en *Notofagus* (Fagaceae) del Sur de Argentina y Chile. *Acta Entomol. Chil*. 18: 133-146.

DÍAZ, N. 1974a. Anotaciones sobre cinipoideos argentinos I (Hymenoptera). *Neotrópica* 20(61): 17-20.

DÍAZ, N. 1974b. Anotaciones sobre cinipoideos argentinos II (Hymenoptera). *Neotrópica* 20(62): 82-86.

DÍAZ, N. 1975. Anotaciones sobre cinipoideos argentinos III (Hymenoptera). *Neotrópica* 21(64): 32-36.

DÍAZ, N. 1976. Estudio ecológico y sistemático de cinipoideos neotropicales I (Hymenoptera). *Plectocynips longicornis* gen. y sp. nov. *Neotrópica* 22(68): 99-102.

DÍAZ, N. 1977. Estudio ecológico y sistemático de cinipodeos neotropicales II (Hymenoptera). *Neotrópica* 23(70): 189-192.

DÍAZ, N. 1978a. Estudio ecológico y sistemático de cinipoideos neotropicales IV (Hymenoptera Cynipidae). *Neotrópica* 24(72): 123-125.

DÍAZ, N. 1978b.Estudio ecológico y sistemático de cinipoideos neotropicales. V (Hym.). Nuevas citas para la República Argentina, Brasil y Bolivia. *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 37 (1-4): 35-38.

DÍAZ, N. 1978c. Presencia de *Prosaspicera ueteri* Borgmeier, 1935 en la República Argentina (Hymenoptera, Cynipoidea). *Neotrópica* 24(72): 126.

DÍAZ, N. 1979a. Himenópteros neotropicales parásitos de neurópteros I. Cinipoideos (Hymenoptera). *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 38(1-4): 21-27.

DÍAZ, N. 1979b.Sobre algunas especies del género *Prosaspicera* Kieffer, 1907 (Hymenoptera, Cynipoidea). *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 38(1-4): 97-103.

DÍAZ, N. 1980a. Cinipoideos galígenos e inquilinos de la República Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 39(3-4): 221-226.

DÍAZ, N. 1980b. Nota sobre los Alloxystinae de la República Argentina. (Hym. Cynipoidea). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 39(1-2): 15-18.

DÍAZ, N. 1983.El género *Acanthaegilips* Ashmead, 1897 en la República Argentina (Hymenoptera, Cynipoidea). *Neotrópica* 29(81): 45-49.

DÍAZ, N. 1984Revisión del género *Prosaspicera* Kieffer, 1907 (Hymenoptera: Cynipoidea). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 43: 221-238.

DÍAZ, N. 1985 (1987). Nuevos aportes al conocimiento del género *Odonteucoila* Ashmead, 1903 (Cynipoidea, Eucoilidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 44(2): 121-127.

DÍAZ, N. 1986. Contribución para el conocimiento de los géneros de la Familia Anacharitidae (Hymenoptera, Cynipoidea). *Rev. Asoc. Cienc. Nat. Lit.* 17(1): 111-114.

DÍAZ, N. 1987a. Presencia de *Leptopilina boulardi* en la República Argentina (Cyn. Eucoilidae). *Neotrópica* 33(89): 36.

DÍAZ, N. 1987b. Revisión sistemática y análisis de las relaciones fenéticas de las especies del género *Acantheucoela* Ashmead (Hymenoptera, Cynipoidea: Eucoilidae). *Rev. Asoc. Cienc. Nat. Lit.* 18(2): 203-223.

DÍAZ, N. 1990a.Análisis cladístico del género *Acantheucoela* Ashmead, 1900 (Hymenoptera, Cynipoidea: Eucoilidae). *Revta. Bras. Entomol.* 34(4): 767-773.

DÍAZ, N. 1990b. Presencia de *Neralsia splendens* en la República Argentina (Cynipoidea, Figitidae). *Neotrópica* 36(95): 22.

DÍAZ, N. 1998.Cynipoidea. *In:*Morrone, J.J. & S. Coscarón (eds.), *Biodiversidad de artrópodos argentinos*. Ediciones Sur, La Plata, pp. 399-407.

DÍAZ, N. & F. GALLARDO. 1995. Aportes al conocimiento de *Neralsia splendens* en la Argentina. (Hymenoptera, Figitidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 54(1-4): 74.

DÍAZ, N. & F. GALLARDO. 1996. Description of *Delomeris breweri*, new genus and species of Eucoilidae from Argentina (Hymenoptera, Cynipoidea). *Rev. Bras. Entomol.* 40(2): 243-244.

DÍAZ, N. & F. GALLARDO. 1997. Revisión sistemática de las especies del género *Zaeucoila* (Hymenoptera: Cynipoidea: Eucoilidae). *Rev. Nicarag. Entomol.* 39: 31-40.

DÍAZ, N. & F. GALLARDO. 1998. Revisión sistemática del género *Moneucoela* (Hymenoptera: Figitidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 57 (1-4): 111-113.

DÍAZ, N. & F. GALLARDO. 2001. *Aganaspis* Lin, 1987: Generic enlarge and a key for the species of Neotropical region (Cynipoidea, Figitidae, Eucoilinae). *Physis* (C) 58(134-135): 91-95.

DÍAZ, N.B. & G. VALLADARES. 1979. Nota sobre *Agrostocynips clavatus* y los agromícidos hospedantes (Hymenoptera Cynipoidea). *Neotrópica* 25(73): 23-25.

DÍAZ, N.B., F.E. GALLARDO & G. CABRERA WALSH. 1996. *Paraganaspis egeria*, a new genus and species of Eucoilidae (Hymenoptera: Cynipoidea). *Ann. Entomol. Soc. Am.* 89(4): 497-500.

DÍAZ, N.B., F.E. GALLARDO & S.P. DURANTE. 2002. Estado del conocimiento de los Cynipoidea en la región Neotropical (Hymenoptera). *In:*Costa, C., S.A. Vanin, J.M. Lobo & A. Melic (eds.), *Proyecto de Red Iberoamericana de Biogeografía y Entomología Sistemática.* m3m, vol. 2. Sociedad Entomológica Aragonesa, Zaragoza, pp. 231-237.

DÍAZ, N.B., J. A. GUIMARAES & F.E. GALLARDO. 2007. Systematic review of species of the genus *Aganaspis* Lin (Hymenoptera: Figitidae: Eucoilinae). *Trans. Am. Entomol. Soc.* 132(3-4): 271-277.

DÍAZ, N. B., F. E. GALLARDO, A. L. GADDI. & G. CABRERA WALSH. 2009. Description of a new genus and species of Eucoilinae (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae) parasitoid of Ephydridae (Diptera). *Ann. Entomol. Soc. Am.* 102(4): 603-607.

DÍAZ, N.B., F.E. GALLARDO, A.L. GADDI, M. JIMÉNEZ, P. ROS-FARRÉ, J. PARETAS-MARTÍNEZ & J. PUJADE-VILLAR. 2008. Avances en el conocimiento de las Figitidae neotropicales (Hymenoptera, Cynipoidea). *In:* Llorente, J. & A. A. Lanteri (eds.), *Contribuciones taxonómicas en órdenes de insectos hiperdiversos*. Universidad Nacional Autónoma de México, México, pp. 141-158.

DOWTON, M., A. AUSTIN, N. OILLON & E. BARTOWSKY. 1997. Molecular phylogeny of the apocritan wasps: The Proctotrupomorpha and Evaniomorpha. *Syst. Entomol.* 22: 245-255.

FERGUSSON, N. & P.E. HANSON 1995. The Cynipoid families. *In:* Hanson, P. & I. Gauld, (eds.), *The Hymenoptera of Costa Rica,* The Natural History Museum and Oxford University Press, Londres, pp. 247-265.

FONTAL, F. & J.L. NIEVES-ALDREY. 2004. Estudio comparado de diversidad de eucoilinos paleárticos (El Ventorrillo, España) y neotropicales (P. N. Coiba, Panamá) (Hymenoptera, Cynipoidea, Figitidae, Eucoilinae). *Bol. Soc. Entomol. Aragon.* 35: 51-101.

FONTAL-CAZALLA, F., M. 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.

FORSHAGE, M. & G. NORDLANDER. 2008. Identification key to European genera of Eucoilinae (Hymenoptera, Cynipoidea, Figitidae). *Ins. Syst. Evol.* 49: 341-359.

FORSHAGE, M., G. NORDLANDER & F. RONQUIST. 2008. *Quasimodoana*, a new Holarctic genus of eucoilinae wasp (Hymenoptera, Cynipoidea, Figitidae), with a phylogenetic análisis of related genera. *Syst. Entomol.* 33: 301-318.

GADDI, A.L., N.B. DÍAZ & F.E. GALLARDO. 2010. A new species of *Hexacola* Foerster (Hymenoptera: Figitidae), parasitoid of *Lemnaphila neotropica* Lizarralde de Grosso (Diptera; Ephydridae). *Zootaxa*. 2622: 42-48.

GALLARDO, F.E. Inéd.Estudio sistemático y análisis cladístico del grupo *Zaeucoila* (Hymenoptera, Cynipoidea, Figitidae). Tesis Doctoral, Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata, 2006, 181pp.

GALLARDO, F.E. & N.B. DÍAZ. 1999. Revisión sistemática de las especies del género *Lopheucoila* (Figitidae, Eucoilinae). *Rev. Nicarag. Entomol.* 47: 15-25.

GALLARDO, F.E. & N.B. DÍAZ. 2011. A new genus of Zaeucoilini (Hymenoptera, Cynipoidea, Figitidae, Eucoilinae) from Neotropical Region. *Zootaxa*. 2830: 59-63.

GALLARDO, F.E., N.B. DÍAZ & J.A. GUIMARÃES. 2009.About the Neotropical genus *Lopheucoila* Weld (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae). *Entomol. News* 120(5): 502-508.

GALLARDO, F.E., N.B. DÍAZ & J.A. GUIMARÃES. 2010.Contribution to the systematics of *Diceratapsis* Ashmead (Hymenoptera: Cynipoidea, Figitidae). *Entomol. News* 121(1): 23-30.

JIMÉNEZ, M., N.B. DÍAZ, F. GALLARDO, P. ROS-FARRÉ & J. PUJADE-VILLAR. 2004.Las especies sudamericanas del género *Neralsia* Cameron, (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae: Figitinae): Estudio del material tipo. *Bull. Inst. Cat. Hist. Nat.* 72: 61-81.

JIMÉNEZ, M., N. DÍAZ, F. GALLARDO, P. ROS-FARRÉ & J. PUJADE-VILLAR. 2005a. Resultados preliminares del estudio de las especies sudamericanas del género *Neralsia* Cameron (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae: Figitinae). *Ses. Entom. ICHN-SCL* 13: 73-84.

JIMÉNEZ, M., N.B. DÍAZ, F. GALLARDO, P. ROS-FARRÉ & J. PUJADE-VILLAR. 2005b. Descripción de ocho nuevas especies sudamericanas del género *Neralsia* Cameron, 1883, con carena escutelar alta (Hymenoptera, Cynipoidea, Figitidae). *Nouv. Rev. Ent. (N. S.)* 22(2):165-179.

JIMÉNEZ, M., N. DÍAZ, F. GALLARDO, P. ROS-FARRÉ & J. PUJADE-VILLAR. 2006. Descripción de nueve especies sudamericanas del género *Neralsia* Cameron, con carena

escutelar baja (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae). *Neotrop. Entomol.* 35(1): 59-69.

JIMÉNEZ, M., J. PARETAS-MARTÍNEZ & J. PUJADE-VILLAR. 2008a. Revision of *Xyalophora* Kieffer and description of *Xyalophoroides* gen. N. (Hymenoptera: Figitidae: Figitinae). *Eur. J. Entomol.* 105: 751-769.

JIMÉNEZ, M., N. B. DÍAZ, F. GALLARDO, P. ROS FARRÉ & J. PUJADE VILLAR. 2008b. Revision of the South American species of *Neralsia* (Hymenoptera: Figitidae) with the description of eight new species *Rev. Biol. Trop.* 56(2): 795-828.

LIU, Z. & F. RONQUIST. 2006. Familia Cynipidae. *In:*Fernández, F. & M. Sharkey, (eds.), *Introducción a los Hymenoptera de la región Neotropical,* Universidad Nacional de Colombia, Bogotá D. C. pp. 840-849.

LOIÁCONO, M.S. & N.B. DÍAZ. 1977. Anotaciones sobre himenópteros proctotrupoideos y cinipoideos argentinos (Hymenoptera). *Neotrópica* 23(69): 95-102.

MENKE, A.S. & H.H. EVENHUIS. 1991. North American Charipidae: Key to genera, nomenclature, species checklist, and a new species of *Dylita* Förster (Hymenoptera: Cynipoidea). *Proc. Entomol. Soc. Washington* 93: 136-158.

NIEVES-ALDREY, J.L. & F. FONTAL-CAZALLA. 1997. Inventario de himenópteros parasitoides Cynipoidea y Chalcidoidea (Hymenoptera, Insecta) de la isla de Coiba (Panamá). *In:*Castroviejo, S. (ed.), *Flora y Fauna del Parque Nacional de Coiba (Panamá). Inventario preliminar,* Agencia Española de Cooperación Internacional, Madrid, España, pp. 375-397.

NORDLANDER, G. 1984. What do we know about parasitic cynipoids (Hymenoptera)? *Entomol. Tidksr.* 105: 36-40.

PARETAS-MARTINEZ, J. & J. PUJADE-VILLAR. 2006. Two genera of Charipinae (Hymenoptera: Figitidae) from Australia: revision of the genus *Thoreauana* Girault, 1930 and description of Dilapothor n. gen. *Austr. J. Entomol.* 45: 219-226.

PARETAS-MARTINEZ, J., G. MELIKA & J. PUJADE-VILLAR. 2007a. Description of *Lobopterocharips arreglata* gen. n. & sp. n. (Hymenoptera: Figitidae: Charipinae) from Nepal, with notes on its phylogenetic position. *Ins. Syst. Evol.* 48: 473-479.

PARETAS-MARTÍNEZ, J., M.A. ARNEDO, G. MELIKA, J. SELFA, M.V. SECO- FERNÁNDEZ, D. FÜLÖP & J. PUJADE-VILLAR. 2007b. Phylogeny of the parasitic wasp subfamily Charipinae (Hymenoptera, Cynipoidea, Figitidae). *Zool. Scripta* 36(2): 153-172.

PUJADE-VILLAR, J. & P. HANSON. 2006. Familia Cynipidae (Las avispas cecidógenas). *In:*Hanson, P. & I.A. Gauld (eds.), *Hymenoptera de la Región Neotropical*, Mem. Am. Entomol. Inst. 77, Bogotá, pp. 293-302.

PUJADE-VILLAR, J. & J. PARETAS-MARTÍNEZ. 2006. *Phaenoglyphis* "versus" *Hemicrisis*, and the description of a new sculptured species of Charipinae (Hymenoptera: Figitidae). *Eur. J. Entomol.* 103: 447-481.

PUJADE-VILLAR, J., N. DÍAZ, H. EVENHUIS, & P. ROS-FARRÉ. 2002. South American Charipinae: Revision and description of new species (Hym., Cynipoidea, Figitidae). *Ann. Entomol. Soc. Amer.* 95(5): 541-546.

PUJADE-VILLAR, J., J. PARETAS-MARTÍNEZ, J. SELFA, M. V. SECO-FERNÁNDEZ, D. FÜLÖP & G. MELIKA. 2007. *Phaenoglyphis villosa* (Hartig 1841) (Hymenoptera: Figitidae: Charipinae): A complex of species or a single but very variable species? *Ann. Soc. Entomol. France* (n. s.) 43(2): 169-179.

RESTREPO-ORTÍZ, C. & J. PUJADE-VILLAR. 2010. The validity of *Hexacharis* Kieffer with taxonomic notes on Anacharitinae genera (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae). *Zootaxa*. 2400: 16-28.

RESTREPO-ORTIZ, C.L., P. ROS FARRÉ, N.B. DÍAZ, J.L. GARCÍA & J. PUJADE-VILLAR. 2010. Nuevos aportes al conocimiento del género A*canthaegilips* (Hymenoptera: Figitidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 69 (1-2): 09-16.

RIEK, E. 1971. A new subfamily of cynipoid wasps (Hym.: Cynipoidea) from Australia. *In:*Asahinas, S., Linsley Gressitt, J. Hidaka, Z. Nishida, T. & Nomura, K. Eds. *Entomological Essays to Commemorate the retirement of Professor K. Yasumatsu*. 107-112 pp. Hokuryukan Publ. Co., Tokyo.

RONQUIST, F. 1995. Phylogeny and early evolution of the Cynipoidea (Hymenoptera). *Syst. Entomol.* 20: 309-335.

RONQUIST, F. 1999. Phylogeny, classification and evolution of the Cynipoidea. *Zool. Scripta* 28(1-2): 139-164.

RONQUIST, F. 2006a. Superfamilia Cynipoidea. *In:* Hanson, P. & I.A. Gauld (eds.), *Hymenoptera de la región Neotropical*. Mem. Am. Entomol. Inst. 77, Bogotá, pp. 270-275.

RONQUIST, F. 2006b.Familia Ibaliidae. *In:* Hanson, P. & I.A. Gauld (eds.), *Hymenoptera de la región Neotropical*, Mem. Am. Entomol. Inst. 77, Bogotá, pp. 276-277.

RONQUIST, F. 2006c. Familia Liopteridae. *In:*Hanson, P. & I.A. Gauld (eds.), *Hymenoptera de la región Neotropical*, Mem. Am. Entomol. Inst. 77, Bogotá, pp. 277-280.

RONQUIST, F. & Z. LIU. 2006a. Familia Ibaliidae. *In:* Fernández, F. & M. Sharkey (eds.), *Introducción a los Hymenoptera de la región Neotropical,* Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, pp. 825-826.

RONQUIST, F. & Z. LIU. 2006b. Familia Liopteridae. *In:* Fernández, F. & M. Sharkey (eds.), *Introducción a los Hymenoptera de la región Neotropical*, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, pp. 827-828.

RONQUIST, F. & J.L. NIEVES-ALDREY. 2001. A new subfamily of Figitidae (Hymenoptera: Cynipoidea). *Zool. J. Linn. Soc.* 133: 483-494.

RONQUIST, F., P. HANSON, M. BUFFINGTON, F. FONTAL-CAZALLA, & P. ROS-FARRÉ. 2006. Familia Figitidae. *In:* Hanson, P. & I.A. Gauld (eds.), *Hymenoptera de la Rerión Neotropical*, Mem. Am. Entomol. Inst. 77, Bogotá, pp. 280-293.

ROS-FARRÉ, P. 2007. *Pujadella* Ros-Farré. A new genus fron the Oriental region, with a description of two new species (Hymenoptera: Figitidae: Aspicerinae). *Zool. Stud.* 46 (2): 168-175.

ROS-FARRÉ, P. & J. PUJADE-VILLAR. 2002. A new Pectocynips species (Hymenoptera: Figitidae: Thrasorinae). *In:* Melika, G. & C. Thuróczy (eds.), *Parasitic wasps: Evolution, systematics, biodiversity and biological control*, Agroinform, Budapest, 124-128.

ROS-FARRÉ, P. & J. PUJADE-VILLAR. 2006. Revision of the genus *Prosaspicera* Kieffer, 1907 (Hym.: Figitidae: Aspicerinae). *Zootaxa* 1379: 1-102.

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.

ROS-FARRÉ, P. & J. PUJADE-VILLAR. 2009. Revisión del género *Myrtopsen* Ruebsaamen, 1908 (Hymenoptera: Figitidae: Thrasorinae). *Dugesiana* 16 (1): 21-33.

ROS-FARRÉ, P. & P. PUJADE-VILLAR. 2010. Revisión del género *Balna* Cameron, 1883 (Hymenoptera: Figitidae: Aspicerinae). *Dugesiana*. 17 (1): 41-48.

ROS-FARRÉ, P., F. RONQUIST & J. PUJADE-VILLAR. 2000. Redescription of *Acanthaegilips* Ashmead, 1897, with characterization of Anacharitinae and Aspiceratinae (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae). *Zool. J. Linn. Soc.* 129: 467-488.

ROS-FARRÉ, P., M. SPORRONG, F. RONQUIST & J. PUJADE-VILLAR. 2003. Revision of the Neotropical Anacharitinae genus *Acanthaegilips* (Hym., Cynipoidea, Figitidae). *Pap. Avuls. Zool.* 43 (2): 11-30.

VALLADARES, G., N. DÍAZ & L. DE SANTIS. 1982. Tres notas sobre Dípteros Agromícidos de la República Argentina,

y sus himenópteros parasitoides (Insecta). *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 41 (1-4): 319-330.
WELD, L. 1952. *Cynipoidea (Hym.) 1905-1950*. Privately Printed, Ann Arbor, Michigan.

Apéndice 1. Subfamilias, géneros y especies de Figitidae presentes en la fauna argentina; distribución geográfica y huéspedes.

Thrasorinae
Myrtopsen platensis. Bs. As. **H**: Myrtaceae: Agallas de *Blepharocalix tweediei*

Plectocynipinae
Plectocynips longicornis. Nq. **H**: Fagaceae: Agallas de *Nothofagus dombeyi*

Charipinae
Alloxysta desantisi. Bs.As., Cba., Ju., Tuc.
Alloxysta fuscicornis. Bs.As., Cba., E.R., S.J., S.Fe., Tuc. **H**: Hymenoptera, Braconidae: *Diaretiella rapae, Diaretus* sp.
Phaenoglyphis villosa. Bs.As.

Anacharitinae
Acanthaegilips diazae. Tuc.
Aegilips chilensis. Nq. **H**: Neuroptera, Hemerobiidae: *Sympherobius* sp.
Anacharis tucumana. Cm. **H**: Neuroptera, Hemerobiidae: *Hemerobius* sp.
Calofigites neotropica. Tuc.
Calofigites nitidus. Nq. **H**: Neuroptera, Hemerobiidae: *Sympherobius* sp.
Solenofigites lautus. Mza. **H**: Neuroptera, Hemerobiidae: *Sympherobius* sp.

Aspicerinae
Balna nigriceps. Cha.
Callaspidia dufouri. Bs.As., Ju., Tuc. **H**: Diptera, Syrphidae: *Baccha clavata*
Prosaspicera aterrima. Nq.
Prosaspicera atra. Bs.As.
Prosaspicera brevispinosa. Bs.As., E.R., Mnes., S.Fe.
Prosaspicera carinata. Mza.
Prosaspicera cerasina. Bs.As., E.R., Mza, Mnes. **H**: Diptera, Syrphidae: *Baccha* sp.
Prosaspicera ensifera. Bs.As., Cs., Mnes., S.Fe.
Prosaspicera kiefferi. Mza.
Prosaspicera sinuosa. Sal.
Prosaspicera ueteri. Mnes. Tuc.

Figitinae
Neralsia albipennis. Bs.As., Mza., Mnes., R.N., S.J.
Neralsia desantisi. Mnes.
Neralsia equilatera. Bs.As., Mnes., Nq.
Neralsia flavidipennis, Bs.As., Mnes.
Neralsia fossulata. Bs.As., Cba., Cs., Cha., E.R., Fo., Mnes., S.E., S.Fe, Tuc. **H:** Diptera Sarcophagidae: *Sarcophagula occidua*
Neralsia francisi. Mnes.
Neralsia gracielae. Mnes.
Neralsia madrigalensis. Bs.As.
Neralsia moisesi. Bs.As., Cba., Tuc.
Neralsia obelix. E.R.
Neralsia pseudoneralsia, Tuc.
Neralsia striaticeps. Mnes.
Neralsia suffecta. Mnes., Tuc.
Xyalophora giraudi. Tuc.

Emargininae
Emargo recisus. Mnes.

Eucoilinae
Acantheucoela coprophila. Mnes.
Agrostocynips clavatus. Bs.As., Cba., Ju., Mnes., Sal. **H:** Diptera Agromyzidae: *Melanagromyza cunctanoides, Liriomyza huidobrensis*.
Caleucoela striatipennis. Tuc.
Delomeris brewerae. Cba.
Dettmeria euxestae. Mnes. **H:** Diptera Otitidae: *Euxesta eluta, Euxesta* sp.
Diceratasp is grenadensis. Mnes. **H:** Diptera Tephritidae: *Anastrepha amita* (?), *Anastrepha* sp. (?), *Rhagoletis* sp. (?), Diptera Drosophilidae
Dieucoila subopaca. Mnes.
Epicoela rubicunda. Bs.As., Mnes.
Epicoela seminigra. Bs. As.
Ganaspidium pusillae. Arg. **H:** Diptera Agromyzidae: *Liriomyza huidobrensis, L. munda, L. pusilla*.
Ganaspidium didionae. Nq.
Ganaspidium kolmaci. Nq.
Ganaspis neotropica. Mnes., Tuc.
Ganaspis pelleranoi. Bs.As., Cs., Ju., Mnes., Sal., Tuc. **H:** Diptera Tephritidae: *Anastrepha fraterculus, Anastrepha* sp., *Ceratitis capitata, Lonchaea* sp.
Hexacola lemnaphilae. Bs.As. **H:** Diptera Ephydridae: *Lemnaphila neotropica*.
Hydrelliaeucoila egeria. Bs.As. **H:** Diptera Ephydridae: *Hydrellia* sp.
Leptopilina boulardi. Tuc. **H:** Diptera Drosophilidae: *Drosophila melanogaster*
Lopheucoila anastrephae. Tuc. **H:** Diptera Lonchaeidae: *Neosilba batesi, Neosilba glaberrima, Neosilba zadolicha, Neosilba* spp., Diptera Tephritidae: *Anastrepha amita, Anastrepha fraterculus, Anastrepha pseudoparalella, Anastrepha* sp.
Nordlandiella abdominalis. Cba. **H:** Diptera Agromyzidae: *Melanagromyza minimoides*.
Odonteucoila loretana. Mnes.
Odonteucoila misionera. Mnes.
Odonteucoila oranensis. Sal.
Odonteucoila surinamensis. Ju.
Paradettmeria clavicornis. Bs.As. **H:** Diptera Lonchaeidae: *Neosilba pendula*.
Paraganaspis egeria. Cha., Cs., E.R., Fo., Mnes., Tuc. **H:** Diptera Sarcophagidae: *Sarcophagula occidua*.
Preseucoela imallshookupis. Cba. **H:** Diptera Agromyzidae: *Japanagromyza sp.*
Preseucoela pallidipes. Arg. **H:** Diptera Cecidomiidae: *Asphondylia websteri*.
Rhoptromeris haywardi. E.R., Tuc. **H:** Diptera Tephritidae: *Anastrepha fraterculus, Anastrepha* sp., *Ceratitis capitata*.
Trybliographa bonariensis. Bs.As. **H:** Diptera Agromyzidae: *Melanagromyza marelli*.
Trybliographa festiva. S.C.
Trybliographa konowi. Arg.
Trybliographa steinbachi. Sal.
Zaeucoila incompleta. Mnes., L. P.
Zaeucoila triangulifera. Cs., Bs.As.
Zaeucoila unicarinata. Mnes. **H:** Diptera Tephritidae: *Anastrepha* sp.
Zamischus brasiliensis. Mnes.

MYMARIDAE

***Erica LUFT ALBARRACÍN**
****Daniel AQUINO**
*****Serguei V. TRIAPITSYN**

*CONICET-PROIMI, Av. Belgrano y Pje Caseros (T4001 MVB), San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina.
erluft@hotmail.com

**Museo de La Plata, División Entomología, Paseo del Bosque, 1900 La Plata, Buenos Aires, Argentina.
daquino@fcnym.unlp.edu.ar

***Entomology Research Museum, Department of Entomology, University of California, Riverside, California, 92521, USA.
serguei.triapitsyn@ucr.edu

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Los mimáridos son avispas pequeñas, cosmopolitas, que se comportan en su mayoría como parasitoides de huevos de insectos. En Argentina esta familia está representada por 186 especies válidas agrupadas en 34 géneros. Cinco de ellos (*Gonatocerus, Acmopolynema, Erythmelus, Agalmopolynema* y *Anagrus*) presentan la mayor riqueza específica, con más del 60% del total de las especies registradas. El conocimiento de los huéspedes de estos parasitoides es escaso, registrándose sólo para 40 de las 186 especies (21,5%). Se brinda una clave dicotómica para la identificación de las hembras de los géneros que se encuentran en Argentina, la distribución de todas las especies y los huéspedes a los que están asociados en este país.

Abstract

Mymarids are minute, cosmopolitan wasps that are egg parasitoids of insects. In Argentina this family is represented by 186 valid species in 34 genera. Five of these genera (*Gonatocerus, Acmopolynema, Erythmelus, Agalmopolynema* and *Anagrus*) are most speciose, with more than 60% of the species registered in the country. Knowledge of the hosts of the members of this family is poor, these are known only for 40 of the 186 species (21,5%). A dichotomic key for identification of the females of the genera that occur in Argentina is given, and information on the distribution of all the species and their associated hosts in the country is provided.

Introducción

Los mimáridos son pequeñas avispas parasitoides, encontrándose entre los insectos más pequeños conocidos. Sus miembros son abundantes y fácilmente recolectados usando diferentes métodos de trampeo. Es un grupo monofilético bien definido, basado en las estructuras presentes en la cabeza y en datos moleculares. Es considerada una de las familias basales dentro de la superfamilia Chalcidoidea (Campbell *et al*., 2000).

Los representantes de esta familia están ampliamente distribuidos a nivel mundial; se los puede encontrar en todo tipo de ambientes desde desiertos a bosques húmedos, lagunas, pantanos y en un amplio rango altitudinal. La mayor diversidad de géneros se encuentra en el Hemisferio Sur, particularmente en Australia, Nueva Zelanda y América del Sur. A pesar de su amplia distribución y gran diversidad, su conocimiento es escaso debido a su pequeño tamaño.

Diagnosis

Los mimáridos miden de 0,2 a 4 mm, aunque la mayoría varían su tamaño entre 0,5 a 2 mm de longitud; generalmente presentan coloración amarilla, castaña o negra, sin reflejos metálicos. Son formas aladas, con las setas marginales generalmente alargadas, aunque existen algunos géneros ápteros como las hembras de *Myrmecomymar* y los miembros de *Notomymar*. Muy pocas publicaciones han sido realizadas sobre la morfo-

logía de este grupo (Ogloblin, 1959c; Debauche, 1948), la terminología usada en la mayoría de las descripciones taxonómicas fue tomada de la literatura de otros calcidoideos o insectos en general.

La cabeza presenta surcos (trabéculas o carenas), en forma de H, uno transversal sobre los toruli y dos laterales a lo largo del margen interno de los ojos (Fig. 1A). Debajo del surco transverso se insertan las antenas, las cuales generalmente son iguales o más largas que la cabeza y mesosoma juntos. En las hembras las antenas terminan en una clava alargada, conformada por 1 a 3 artejos, con placas sensoriales (Fig. 1B), mientras que en los machos son filiformes (Figs. 2B, E y F). Los toruli antenales se encuentran ampliamente separados, más cercanos a los márgenes internos de los ojos que entre sí, excepto en *Eubroncus* y *Anagroidea*.

El mesosoma se compone por un pronoto entero o dividido en el medio longitudinalmente, un espiráculo mesotorácico vestigial, sésil o peciolado; prepectus usualmente distinguible, presente como un esclerito independiente excepto en *Ptilomymar*. Notauli usualmente presentes; escutelo frecuentemente dividido en dos secciones por una sutura transversa (surco frenal) o por una hilera de microporos. Alas anteriores generalmente alargadas, delgadas en la base, y más ancha en el ápice; venación alar muy reducida, extendiéndose sólo hasta los 2/5 basales del ala (Fig. 1C) (excepto en *Arescon, Australomymar, Borneomymar, Eustochomorpha, Kikiki*, *Krokella* y *Myrmecomymar*), vena marginal con una seta bien distinguible proyectada hacia abajo (hipoqueta), sin vena postmarginal (excepto en *Borneomymar* y *Eustochomorpha*); alas posteriores usualmente muy estrechas y casi siempre pedunculadas (excepto en *Anagroidea* y *Eubroncus*). Las formas ápteras, usualmente con escudo, escutelo anterior y posterior de forma transversal subrectangular. El metasoma puede ser sésil, subsésil o peciolado. Por su pequeño tamaño, los mimáridos se confunden generalmente con los Aphelinidae y Trichogrammatidae, pero se diferencia en que las especies de estas dos familias rara vez tienen las antenas tan largas como la cabeza y el mesosoma juntos.

Historia taxonómica y clasificación

Actualmente la clasificación jerárquica de los mimáridos es inestable. Los géneros se han agrupado de varias formas en tribus y subfamilias (Ashmead, 1904; Debauche, 1948; Ogloblin, 1952; Annecke & Doutt, 1961; Viggiani, 1989) basadas en el número de artejos tarsales, en la conformación del gáster y en la genitalia de los machos. En la actualidad no se sigue ninguna clasificación formal infrafamiliar, debido a que son consideradas artificiales y en algunos casos confusas. Noyes & Valentine (1989) propusieron un agrupamiento preliminar de los géneros basados en un estudio sobre la fauna de Nueva Zelanda. Es necesaria una revisión mundial de todos los géneros de Mymaridae, para conocer las relaciones entre los mismos y así poder realizar una separación correcta en subfamilias y tribus. Un estudio de la clasificación de esta familia fue realizado por Huber (1986).

Aspectos biológicos

Se desarrollan como parasitoides internos de huevos de insectos, en su mayoría solitarios, aunque se han registrado algunas especies gregarias. Recientemente se han encontrado especies de mimáridos parasitando larvas de eulófidos formadores de agallas (Huber *et al.*, 2006). Los huéspedes primarios son Hemiptera (Cicadellidae, Delphacidae, Cercopidae, Miridae, Membracidae, Tingidae, etc.), aunque también se conocen especies que atacan Coleoptera, Odonata, Orthoptera y Psocoptera. Varios mimáridos parasitan huevos de insectos acuáticos como Odonata (Epiophlebioptera y Zygoptera) y Coleoptera (Dytiscidae). Muchas de sus especies son parasitoides de importancia económica, teniendo en cuenta que atacan a insectos plaga (Clausen, 1940). Huber (1986) realizó una revisión detallada a nivel mundial de todos los huéspedes de los mimáridos conocidos hasta esa época. El conocimiento de los huéspedes de mimáridos es escaso, sin embargo se considera que las especies no son específicas, registrándose para especies de un solo género, diversas familias de huéspedes (Huber, 1997).

Son relativamente escasos los trabajos sobre estudios biológicos a nivel mundial y en general tratan de especies cuyos

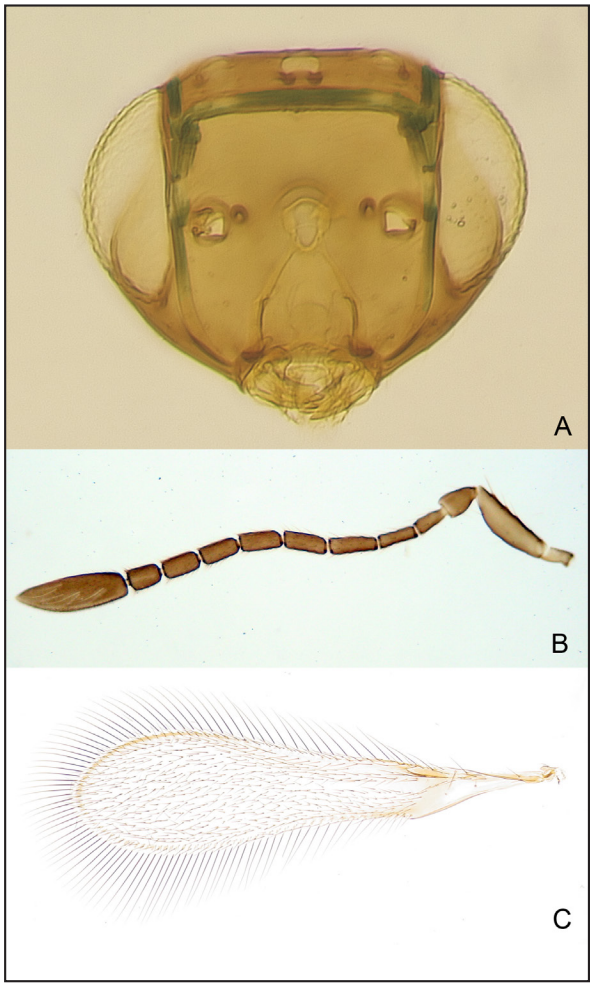


Fig. 1. Caracteres morfológicos de Mymaridae. A) Trabéculas en forma de "H", *Polynema* (*Doriclytus*) *uruguayense*. B) Antena de la hembra. C) Ala anterior.

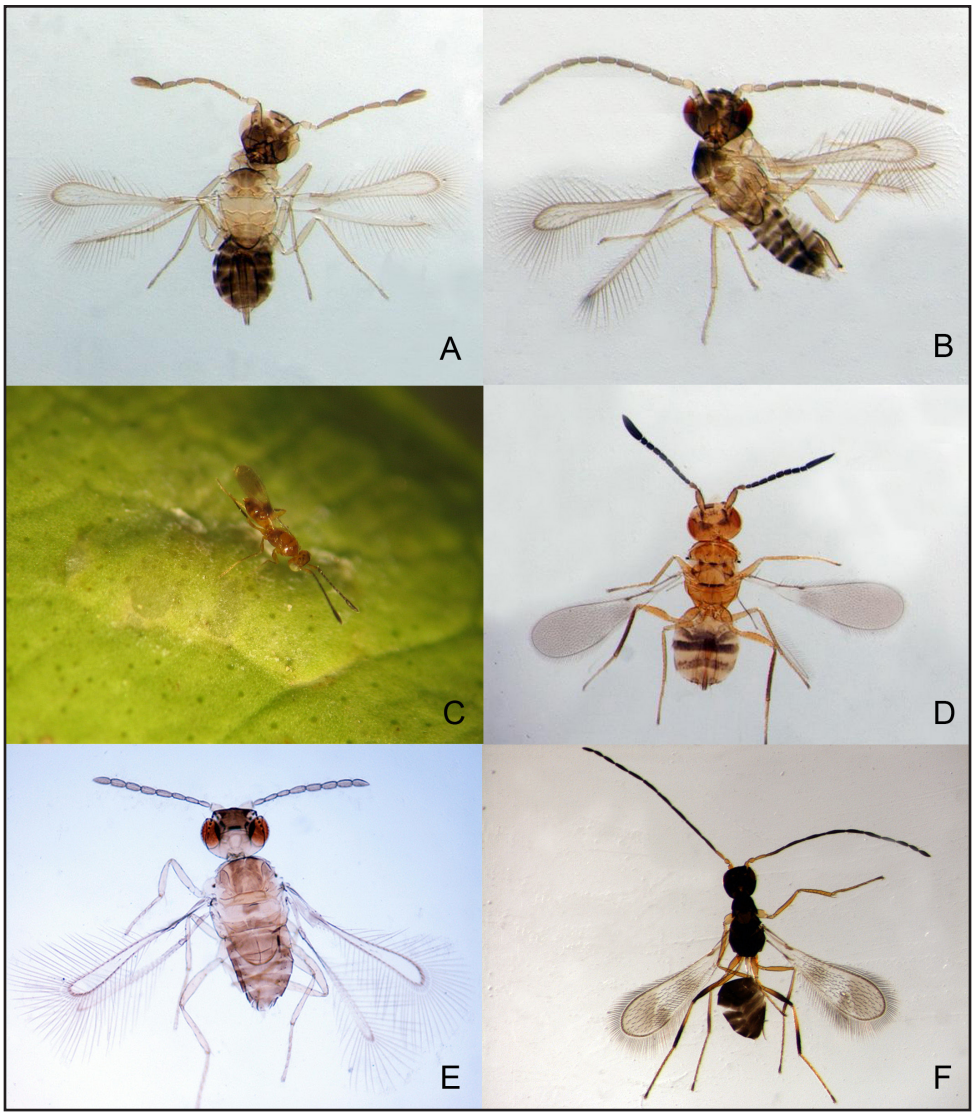


Fig. 2. A) *Anagrus nigriventris* (hembra). B) *A. nigriventris* (macho). C) *Gonatocerus abbreviatus* (hembra). D) *G. virlai* (hembra). E) *Alaptus* sp. (macho). F) *Acmopolynema* sp. (macho).

géneros son importantes económicamente o simplemente por su abundancia, como *Anagrus*, *Anaphes*, *Gonatocerus*, *Polynema*, y en menor medida *Alaptus* y *Caraphractus*. Para la región Neotropical, los aportes sobre información bionómica de los mimáridos también son escasos y en su mayoría fueron publicados durante la última década (Vilas Boas & Andrade, 1990; Virla, 2001, 2004; Logarzo *et al.*, 2003; Liljesthröm & Virla, 2004; Virla *et al.*, 2005; Luft Albarracin *et al.*, 2006; Triapitsyn *et al.*, 2006).

Estas avispas pueden ser consideradas poco comunes en general para muchos recolectores de insectos, pero cuando se utilizan los métodos adecuados son los calcidoideos de mayor abundancia. Pueden ser fácilmente recolectados a través de red entomológica de barrido de trama fina, trampas de caída amarillas, Malaise, suctoras, de intersección de vuelo, y también trampas pitfall, pero el método más importante de recolección es mediante el uso de huevos centinelas o posturas trampa, pues permite determinar el huésped al que están asociadas las avispas. Los mimáridos se comportan como parasitoides idiobiontes que atacan los huevos del huésped en estadios muy tempranos de desarrollo. *Anagrus breviphragma* y *Anagrus flaveolus* limitan el ataque a los huevos de *Dalbulus maidis* y *Delphacodes kuscheli*, a los que tienen una edad de sólo uno a tres días (Virla, 2001, 2004). *Gonatocerus tuberculifemur* es capaz de parasitoidizar los huevos en cualquier momento del desarrollo, pero las avispas no emergen cuando los huevos atacados tienen más de cuatro días (Virla *et al.*, 2005).

La mayoría de las especies de esta familia son solitarias, sin embargo, existen algunas excepciones como, por ejemplo, *Anagrus atomus*, en la cual emerge una avispa de los huevos de *Hauptidia maroccana*; mientras que en los huevos de *Cicadella viridis* pueden desarrollarse dos parasitoides simultáneamente. En *Anaphes nipponicus* emergen de cada huevo parasitoidizado de *Lema oryzae* de una a siete avispas, también se observó este comportamiento gregario en *Gonatocerus fasciatus* al desarrollarse sobre huevos de *Homalodisca vitripennis* (Clausen, 1940; Triapitsyn *et al.*, 2003).

Los adultos viven poco tiempo, la longevidad promedio en *Anagrus breviphragma* y *A. flaveolus* es menor a 10 días, aunque algunos individuos pueden sobrevivir más de 12 días. En cuanto a la estrategia reproductiva, muchas de sus especies son pro-ovigénicas, presentando el pico máximo de oviposición en los primeros días de vida, ésto fue reportado para varias especies de mimáridos como *Anaphes iole*, *Anagrus breviphragma, Anagrus nigriventris* y *Anagrus sophiae* (Virla, 2001; Jervis *et al*., 2001). Su capacidad reproductiva es baja, la producción en la mayoría de las especies probablemente no supera los 100 huevos, a modo de ejemplo, en los ovarios de las hembras grávidas de *Anaphes nipponicus* se registró un promedio de 26 huevos (Clausen, 1940). En general los huevos de los huéspedes que han sido atacados son reconocidos porque al desarrollarse la larva o al formarse la pupa de la avispa se verifica un cambio del mismo, tornándose rojizos, anaranjados u oscuros.

Su ciclo de vida es relativamente corto, cumpliéndose generalmente hasta tres generaciones por cada una del huésped; algunas especies tienen alternancia de huéspedes, se reproducen sin interrupción a lo largo de todo el período en que las condiciones son adecuadas para su desarrollo. El tiempo de desarrollo, período que transcurre desde la oviposición hasta la emergencia del adulto, es variable según la especie, pero en general es menor a 20 días. *Anagrus breviphragma* y *A. flaveolus* requieren unos 16 días para completar su ciclo, mientras que *Gonatocerus tuberculifemur* necesita 11-13 días.

En cuanto a la proporción de sexos, en general las hembras son más abundantes que los machos, pero en algunas especies varían apreciablemente de acuerdo con las condiciones del ambiente. La mayoría de las especies se reproduce sexualmente, dando una descendencia mixta; sin embargo son capaces de reproducirse partenogenéticamente y, en este caso, toda la progenie es macho (arrenotoquia).

El huevo tiene forma alargada u ovalada, con un pedúnculo delgado y corto en el extremo anterior. Existe una gran confusión con respecto a las formas larvales. Esto es principalmente debido al pequeño tamaño de los primeros estadios, combinados con la falta de estructuras esclerotizadas fuertes o endurecidas. La cantidad de estadios larvales es difícil de determinar, sin embargo se han registrado de 2 a 4. Los estadios inmaduros de los mimáridos fueron descritos en detalle por Clausen (1940).

Según los géneros, existen dos formas del primer estadio larval de los mimáridos, uno sacciforme y el segundo que es más común, denominado "mymariforme". El segundo estadio larval de algunas especies con larva sacciforme es muy diferente y se conoce como "histriobdellida"; en otras especies el segundo estadio larval no presenta segmentación y carece de apéndices, espinas o setas. La duración del estado de huevo es relativamente corta, generalmente menor a 24 horas después de la oviposición, luego pasan por los estadios larvales con una duración promedio de seis días, prepupa de un día y pupa de aproximadamente ocho días. Durante el primer estadio larval puede presentarse un estado de hibernación en varias especies de *Polynema*, *Ooctonus* y *Gonatocerus*. La pupación ocurre dentro del corion del huevo del huésped.

Importancia agroeconómica

Varias especies de *Anaphes*, *Anagrus* y *Polynema* han sido usadas en programas de control biológico clásico contra plagas agrícolas de las familias Cicadellidae, Delphacidae y Membracidae (Hemiptera) y Curculionidae (Coleoptera). En las publicaciones de Clausen (1940) y Huber (1986) se citan algunos ejemplos entre los que podemos destacar: *Anagrus frequens* y *Anagrus optabilis* fueron introducidas en 1904 desde Australia a Hawaii para controlar a la "chicharrita de la caña de azúcar", *Perkinsiella saccharicida* (Delphacidae); *Anagrus avalae* fue introducida desde Nueva Zelanda a Tasmania en 1935, para controlar la plaga de los manzanos, *Edwardsiana froggatti* (Cicadellidae) y también fue introducida en el sur y oeste de Australia, para controlar la misma especie; varias especies de *Gonatocerus* y una de *Polynema* fueron introducidos en California (EE.UU.) para el control de *Circulifer tenellus* (Cicadellidae), plaga de la remolacha azucarera; *Anaphes flavipes*, originario de Europa, fue introducida a los EE.UU. para controlar al coleóptero *Oulema melanopus*, plaga del trigo, avena y cebada; *Anaphes luna* y *Anaphes pratensis* obtenidos en Italia, fueron introducidos en los EE.UU. entre 1911 y 1913 para controlar el curculiónido *Hypera postica*, plaga de la alfalfa; *Anaphes atomarius*, originario de Argentina, fue introducido a mediados de los años 1960 en Nueva Zelanda para controlar el curculiónido *Listronotus bonariensis*, plaga de pasturas naturales; *Anaphes nitens* fue introducida desde Australia a Sudáfrica, Argentina y Nueva Zelanda para controlar al gorgojo del eucalipto *Gonipterus scutellatus* (Curculionidae); *Polynema striaticorne* fue introducido desde EE.UU. a Italia para controlar al membrácido *Stictocephala bisonia*, plaga de la vid; y *Anagrus optabilis* fue introducido desde las Filipinas a Hawaii para controlar a *Peregrinus maidis* (Delphacidae), plaga del maíz.

Paleontología

Los mimáridos están bien representados como fósiles en ámbar. Se conocen ejemplares del ámbar canadiense (Cretácico), báltico (Oligoceno inferior), mexicano (Oligoceno superior y Mioceno inferior) y siciliano (Mioceno). Seis géneros (*Alaptus, Anaphes, Arescon*, *Gonatocerus, Litus* y *Polynemoidea*) están representados tanto por especies extintas como actuales; se describieron y nombraron algunas especies fósiles. Yoshimoto (1975) menciona géneros de Mymaridae que sólo se conocen como fósiles: *Triadomerus, Protooctonus* [ahora sinónimo de *Archaeromma* (Mymarommatidae)], *Carpenteriana* y *Macalpinia*, y también *Galloromma* [ahora en Gallorommatidae (Mymarommatoidea)] y *Malfattia* [sinónimo de *Litus*]. Algunas especies fosilizadas son muy similares morfológicamente a las especies actuales, y es probable que el hábito de los mimáridos como parasitoides de huevos se hubiera mantenido sin cambios desde hace aproximadamente 30 millones de años.

Trabajos más importantes

La clave principal para esta familia, que incluyó casi todos los géneros del mundo, fue elaborada por Annecke & Doutt (1961), actualmente desactualizada por el reordenamiento y la suma de nuevos géneros. Existen claves parciales para las diferentes regiones y países: Debauche (1948) para Bélgica, Debauche (1949) para África, Kryger (1950) para Europa, Doutt (1955) para Micronesia, Peck *et al*. (1964) para Checoslovakia, Hellén (1974) para Finlandia, Alayo & Hernández (1978) para Cuba, Trjapitzin (1978) para la parte europea de la URSS, Subba Rao & Hayat (1983) para la región Oriental, Schauff (1984) para la región Holártica, Noyes & Valentine (1989) para Nueva Zelanda, Yoshimoto (1990) para el Nuevo Mundo, Huber (1997) para la región Neártica, Triapitsyn & Huber (2000) para la región Paleártica, Lin *et al*. (2007) para Australia y Luft Albarracin *et al*. (2009) para Argentina. Se han publicado varios catálogos de esta familia, para América del Norte y México (Burks, 1979), Argentina (De Santis, 1967), Brasil (De Santis, 1980), América Latina incluyendo México (De Santis, 1979, 1981, 1989; De Santis & Fidalgo, 1994) y para la región Oriental (Subba Rao & Hayat,1983).

Estudios y revisiones han sido publicados sobre algunos géneros a nivel regional y mundial, entre las que podemos destacar: la revisión de los *Acmopolynema* de América del Norte (Schauff, 1981), *Anaphes* de América del Norte (Huber, 1992), *Anagrus* de la región Holártica (Chiappini *et al*., 1996) y América del Sur (Triapitsyn, 1997, 2002), *Gonatocerus* de América del Norte (Huber 1988) de la región Paleártica (Triapitsyn, 2013) y de la región Neotropical (Triapitsyn *et al*., 2010), la revisión de los géneros *Erythmelus* (Triapitsyn *et al*., 2007a) y *Omyomymar* (Schauff,1983) para la región Neártica, y la revisión mundial de *Stephanodes* publicada por Huber & Fidalgo (1997).

Clave para los géneros de Mymaridae de la Argentina (hembras)

1- Tarso con tres artejos.....*Kikiki*
- Tarso con cuatro o cinco artejos.....2
2- Tarso con cinco artejos.....3
- Tarso con cuatro artejos.....12
3- Metasoma generalmente sésil o subsésil (en *Litus* pecíolo más ancho que largo, y no visible en los especímenes secos) (Figs. 2 A-E).....4
- Metasoma con una constricción en la base, pecíolo de longitud variable, claramente visible en especímenes secos (Fig. 2 F).....8
4- Antena con cinco artejos en el funículo, margen posterior del ala anterior escindido debajo de la venación (Fig. 2 E).....*Alaptus*
- Antena con seis o siete artejos en el funículo; margen posterior del ala anterior poco o no escindido debajo de la venación (Figs. 2 A, D y F).....5
5- Escultura del tegumento de cabeza y mesosoma muy marcada; metasoma subsésil (pecíolo más ancho que largo y no visible en especímenes secos); funículo con seis artejos.....*Litus*
- Cabeza y mesosoma mayormente liso, no esculpido; metasoma sésil; funículo con seis o siete artejos.....6
6- Escapo de la antena con dos o tres dientes setosos; mandíbulas ensiformes, con un diente y un pequeño dentículo, proyectadas hacia abajo y no superpuestas; funículo con siete artejos.....*Dicopus*
- Escapo de la antena sin dientes setosos; mandíbulas bidentadas, superpuestas; funículo con seis o siete artejos.....7
7- Ala anterior larga y delgada, márgenes anterior y posterior aproximadamente paralelos; occipucio levemente emarginado en el medio; funículo con siete artejos (F2 en ciertos casos similar a un anillo).....*Callodicopus*
- Ala anterior alargada a modo de espátula; occipucio con emarginación en forma de V aguda; funículo con seis o siete artejos (F2 en ciertos casos similar a un anillo).....*Dicopomorpha*
8- Funículo con cuatro o cinco artejos.....9
- Funículo con seis o más artejos.....10
9- Alados; venación extendida más de 0,5 la longitud del ala anterior; ocelos presentes, stemmaticum cuadrado; carena occipital ausente; pronoto, mesoescudo y escutelo no transversos.....*Arescon*
- Ápteros; ocelos ausentes y stemmaticum ausentes; carena occipital presente; pronoto, mesoescudo y escutelo transversales, 2,5-3,0 veces más ancho que largo (solo se conocen machos alados en Argentina; similares a los machos de *Arescon,* pero en *Myrmecomymar* el stemmaticum está ausente).....*Myrmecomymar*
10- Funículo con seis o siete artejos; si posee siete artejos, el segundo similar a un anillo, mucho más corto que el primer segmento.....11
- Funículo con ocho artejos (Figs. 2 C y D).....*Gonatocerus*
11- Mandíbula con dos dientes.....*Camptopteroides*
- Mandíbula con un diente.....*Camptoptera*
12- Clava con tres artejos.....13
- Clava con uno o dos artejos.....14
13- Alados.....*Neostethynium*
- Ápteros.....*Notomymar*
14- Clava con un artejo.....18
- Clava con dos artejos.....15
15- Vena marginal con hipoqueta aproximadamente en el medio, entre la macroqueta proximal y distal; propodeo fuertemente inclinado hacia el escutelo, con carena medio-longitudinal.....*Anaphes*, parte
- Vena marginal con hipoqueta cercana a macroqueta proximal; propodeo liso, aproximadamente en el mismo plano que escutelo.....16
16- Escutelo longitudinalmente dividido en el medio por un surco; ala anterior en general fuertemente expandida en el ápice.....*Schizophragma*
- Escutelo entero o posteriormente dividido por surco medio longitudinal; ala anterior en la mayoría ligeramente expandida hacia el ápice.....17
17- Clava usualmente con una proyección apical a modo de dedo; mandíbulas reducidas; parte posterior del escutelo frecuentemente dividido por un tenue surco medio longitudinal.....
.....*Omyomymar*
- Clava redondeada, sin proyección apical; mandíbulas no reducidas; escutelo entero...
.....*Cleruchus*, parte

18- Venación aproximadamente 1/2 de la longitud del ala anterior.....*Australomymar*
- Venación al menos 1/3 de la longitud del ala anterior...19
19- Funículo con ocho artejos.....*Ptilomymar*
- Funículo con seis artejos, raramente cinco [en *Erythmelus* (*Parallelaptera*) *rex* y a veces en especímenes muy pequeños del subgénero *Erythmelus*].....20
20- Metasoma sésil o subsésil (pecíolo más ancho que largo).....21
- Metasoma marcadamente peciolado (pecíolo de longitud variable, pero siempre más largo que ancho).....24
21- Metasoma con esterno apical mucho más grande que esterno anterior, formando distintivo hipopigio en forma de V, en general ligeramente extendido más allá del ápice del gáster; mandíbulas reducidas a diminutos esbozos.....*Erythmelus*
- Metasoma con esterno apical similar a esternos anteriores, corto e inconspicuo; mandíbulas normales, superpuestas y con tres dientes.....22
22- Vena marginal con hipoqueta aproximadamente en el medio, entre la macroqueta proximal y distal; propodeo fuertemente inclinado hacia el escutelo y con una carena longitudinal en el medio; cuerpo usualmente negro o pardo oscuro.....*Anaphes*, parte
- Vena marginal con hipoqueta cercana a la macroqueta proximal; propodeo liso, aproximadamente en el mismo plano que el escutelo; cuerpo usualmente amarillo, gris, pardo claro o pardo, a veces pardo oscuro.....23
23- Pronoto entero; escutelo claramente dividido en parte anterior y posterior, y la parte posterior longitudinalmente dividido en el medio por un surco; rostro regularmente convexo en vista lateral.....*Anagrus*
- Pronoto dividido medialmente; escutelo entero; rostro en vista lateral usualmente anguloso, hundido fuertemente debajo de toruli.....*Cleruchus*, parte
24- Escutelo dividido por un surco medio longitudinal.....*Tetrapolynema*
- Escutelo entero.....25
25- Toruli próximos al vertex, muy cercanos a las trabéculas transversas (mucho menos que el diámetro torular).....*Neomymar*
- Toruli separados de las trabéculas transversas por al menos un diámetro torular.....26
26- Ala anterior generalmente espatulada; vena estigmática con corto proceso-RS apical....*Parapolynema*
- Ala anterior diferente, generalmente no espatulada; vena estigmática sin proceso apical.....27
27- Vena basal representada por membrana curva y oscurecida bien diferenciada.....*Xenopolynema*
- Vena basal no diferenciada.....28
28- Rostro con conspicuos surcos subantenales en forma de V.....29
- Rostro sin surcos subantenales o con surcos subantenales subparalelos (en *Stephanodes*).....30
29- Cabeza aproximadamente tan ancha como larga; ala anterior sin estrechamiento sin estrechamiento del disco más allá de la venación, vena marginal relativamente corta.....*Kalopolynema*
- Cabeza muy grande y alta, marcadamente más ancha que el mesosoma; ala anterior con estrechamiento del disco más allá de la venación, vena marginal relativamente larga.....*Platypolynema*
30- Metatibia con setas conspicuas y fuertes, al menos tan largas como ancho de metatibia.....*Cnecomymar*
- Metatibia con setas pequeñas (setas más cortas que ancho de metatibia).....31
31- Funículo con artejos quinto y sexto aproximadamente tan anchos como la clava.....*Erdosiella*
- Funículo con artejos quinto y sexto mucho más delgado que la clava.....32
32- Pecíolo unido al tergo gastral.....33
- Pecíolo unido al esterno gastral.....35
33- Propleuras no unidas anteriormente, proesterno "abierto"; rostro sin fosetas cerca de toruli... ..*Polynema* (subgéneros *Dorypolynema* y *Polynema*)
- Propleuras unidas anteriormente, proesterno "cerrado"; rostro con fosetas próximas a toruli.....34
34- Propodeo liso o con carena medial, o con estrías transversas.....*Polynema* (subgénero *Doriclytus*)
- Propodeo con dos carenas submedianas subparalelas conectadas por carena transversa próxima al margen anterior del propodeo.....*Polynemula*
35- Propodeo con carena medial en forma de V, de diversos tamaños y formas.....*Acmopolynema*
- Propodeo liso o con carena medial.....36
36- Escapo con textura similar a rallador.....*Stephanodes*
- Escapo liso o aserrado (con arrugas marcadas)..... .....*Agalmopolynema*

Diversidad mundial y neotropical

La familia posee más de 1400 especies descriptas en todo el mundo, asignadas a 103 géneros. En la región Neotropical se conocen aproximadamente 280 especies agrupadas en 49 géneros, representando gran parte de la diversidad genérica de la familia. Dentro del Neotrópico, Argentina es el país con mayor cantidad de especies descriptas (186), mientras que en los restantes se conocen menos de 40 especies en cada uno, esto se debe principalmente por los escasos estudios faunísticos llevados a cabo, y no por ausencia de especialistas del grupo.

Fauna argentina

La mayoría de las contribuciones realizadas sobre los mimáridos en Argentina fueron aportadas por A. Ogloblin, L. De Santis, P. Fidalgo y recientemente S. Triapitsyn. Los trabajos más importantes fueron publicados por Brèthes en 1913 y 1922, Ogloblin quien describió muchas especies entre los años 1934 a 1967 (1934, 1935a-c, 1936, 1938a-c, 1939a-b, 1940, 1946, 1947, 1949, 1952, 1953, 1955a-c, 1957a-b, 1959a-c, 1960a-b, 1962, 1963, 1964, 1967), Ogloblin & Annecke (1961); De Santis (1967, 1979, 1980, 1981, 1989); De Santis & Fidalgo en 1994, Fidalgo (1982, 1988, 1989, 1991a- b), Triapitsyn (1997, 2000, 2002, 2008, 2013), Triapitsyn & Virla (2004), Triapitsyn & Aquino (2008, 2010), Triapitsyn *et al*. (2006, 2007b, b, 2008, 2010, 2011). En cuanto a publicaciones referidas a biología y huéspedes, han sido brindadas principalmente por De Santis, Virla y Luft Albarracín, entre otras.

Como ya fuera mencionado se conocen 186 especies descriptas y válidas, agrupadas en 34 géneros. Esta

cantidad de especies corresponde a más de la mitad de las señaladas para la región Neotropical, y aproximadamente 12,5% de las registradas mundialmente. Los grupos mejor representados en Argentina, con más del 60% de las especies recolectadas, pertenecen a cinco géneros: *Gonatocerus* (50 especies), *Acmopolynema* (18), *Erythmelus* (17), *Agalmopolynema* (16) y *Anagrus* (13). En el Apéndice 1 se mencionan todas las especies registradas en Argentina, con su distribución y huéspedes conocidos. Cabe destacar que existe muy poca información sobre los huéspedes, conociéndose sólo de 40 especies pertenecientes a ocho géneros de mimáridos registrados en la Argentina, principalmente para especies de *Gonatocerus* (21), *Erythmelus* (7) y *Anagrus* (7), siendo los principales huéspedes de Mymaridae especies de hemípteros. Los géneros que se encuentran sólo en la Argentina son *Polynemula* y *Platypolynema*.

Las provincias donde se registraron un mayor número de especies son Misiones, Buenos Aires, Salta, y Neuquén, debido principalmente a que en las provincias mencionadas se han llevado a cabo los mayores relevamientos (Fig. 3). Las provincias biogeográficas que han sido más intensamente exploradas corresponden a las zonas selváticas de Argentina, las Yungas y el Bosque Paranaense, registrándose más de 60 especies en cada una de ellas, careciendo prácticamente de información en las provincias biogeográficas del Monte, Chaco y Patagonia (excepto Neuquén), con aproximadamente menos del 10% de todas las especies citadas para Argentina. Debido a la falta de relevamiento en varias zonas, aun no se han realizado estudios biogeográficos del grupo.

Ocho especies pueden ser consideradas ubicuas, pues fueron registradas en más de siete provincias: *Anagrus breviphragma, A. flaveolus, Gonatocerus abbreviatus, G. annulicornis, G. bonariensis, G. metanotalis, G. nigrithorax* y *G. pratensis* (Apéndice 1).

Estado y número de colecciones disponibles

La colección más importante del país, por el número de ejemplares que alberga, es la de la División Entomología del Museo de La Plata, Buenos Aires (MLP), la cual contiene 490 especímenes tipo, especies descriptas principalmente por A. Ogloblin, P. Fidalgo, S. Triapitsyn y J. Huber, entre otros (Loiácono *et al.*, 2005) y alrededor de 2000 ejemplares en la colección general. El Instituto- Fundación Miguel Lillo, en San Miguel de Tucumán, Tucumán (IFML), cuenta con más de 200 ejemplares, y cerca de 10 especímenes tipo. El material en esta colección está principalmente conservado en papel, cápsulas de gelatina y una pequeña cantidad montados.

En el exterior, la colección del Entomology Research Museum, Universidad de California de Riverside, California, USA (UCRC) tiene más de 5000 especímenes de Mymaridae de Argentina, otras colecciones que contienen algunos especímenes de nuestro país son: Canadian National Collection of Insects, Ottawa, Ontario, Canadá (CNCI) y The R.M. Bohart Museum of Entomology, Universidad de California de Davis, California, USA (UCDC).

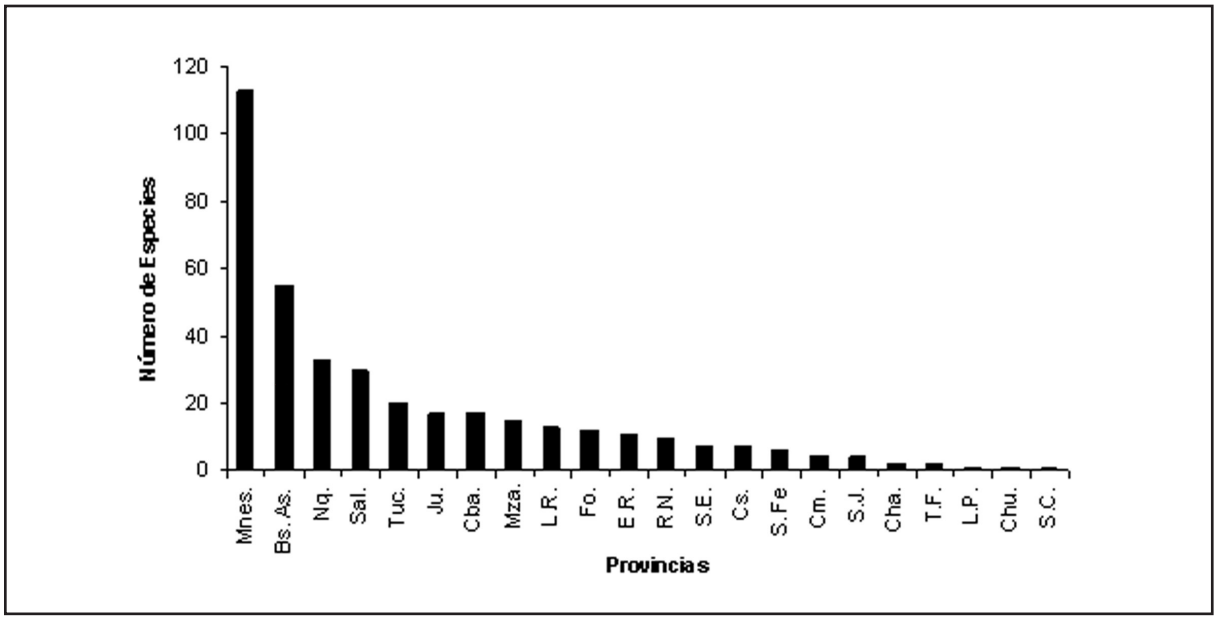


Fig. 3. Número de especies registradas en las provincias de Argentina.

Literatura citada

ALAYO, P.D. & L.R. HERNÁNDEZ. 1978. *Introducción al estudio de los himenópteros de Cuba*. Superfamilia Chalcidoidea. Acad. Cien. Cuba. Instituto Zool. Dirección de publicaciones de la ACC. La Habana. 105 pp.

ANNECKE, D.P. & R.L. DOUTT. 1961. The genera of the Mymaridae Hymenoptera: Chalcidoidea. *Ent. Mem., Dept. Agr. Techn. Serv. Rep. S. Afr*. 5: 1-71.

ASHMEAD, H.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 H.H. Smith. *Mem. Carnegie Mus.* 1: 225-551.

BRÈTHES, J. 1913. Himenopteros de la América meridional. *An. Mus. Nac. Hist. Nat. Buenos Aires* 24: 35-165.

BRÈTHES, J. 1922. El bicho de cesto (*Oeceticus kirbyi* var. *platensis* Berg.). Compana 1920-1921. Dos nuevos parásitos. Inst. Biol. Soc. Rural Argentina, Buenos Aires. 28 pp.

BURKS, B.D. 1979. Family Mymaridae, pp. 1022-1033. *In:* Krombein, K.V., P.D. Hurd Jr., D.R. Smith & B.D. Burks (eds), *Catalog of Hymenoptera in America North of Mexico*. Smithsonian Institute Press, Washington, D.C.

CAMPBELL, B., J. HERATY, J.Y. RASPLUS, K. CHAN, J. STEFFEN-CAMPBELL & C. BABCOCK. 2000. Molecular systematics of the Chalcidoidea, using 28S-D2 rDNA, pp. 59-73. *In:* Austin, A.D. & M. Dowton (eds.), *Hymenoptera - evolution, biodiversity and biological control*. CSIRO Publishing, Collingwood.

CHIAPPINI, E., S.V. TRIAPITSYN & A. DONEV. 1996. Key to the Holarctic species of *Anagrus* Haliday (Hymenoptera: Mymaridae) with a review of the Nearctic and Palaearctic (other than European) species and descriptions of new taxa. *J. Nat. Hist.* 30: 551-595.

CLAUSEN, C.P. 1940. *Entomophagous insects*. McGraw-Hill. Publications in Zoological Sciences, New York, 688 pp.

DEBAUCHE, H.R. 1948. Etude sur les Mymarommidae et les Mymaridae de la Belgique (Hymenoptera Chalcidoidea). *Mém. Mus. R. Hist. Nat. Belg.* 108: 1-248.

DEBAUCHE, H.R. 1949. Mymaridae (Hymenoptera Chalcidoidea). *Explor. Parc Nat. Albert Miss. De Witte* 49: 1-105.

DE SANTIS, L. 1967. *Catálogo de los himenópteros argentinos de la serie Parasítica incluyendo Bethyloidea*. Publicación de la Comisión de Investigación Cientifica de Buenos Aires, 337 pp.

DE SANTIS, L. 1979. *Catálogo de los himenópteros calcidoideos de América al sur de los Estados Unidos*. Publicación especial. Com. Invest. Cient. Prov. Buenos Aires, La Plata, 488 pp.

DE SANTIS, L. 1980. *Catálogo de les himenópteros brasileños de la serie Parasitica; incluyendo Bethyloidea*. Ed. Univ. Fed. Paraná. 395 pp.

DE SANTIS, L. 1981. Catálogo de los himenópteros calcidoideos de América al sur de los Estados Unidos. Primer suplemento. *Rev. Peru. Entomol.* 24(1): 1-38.

DE SANTIS, L. 1989. Catálogo de los himenópteros calcidoideos de América al sur de los Estados Unidos. Segundo suplemento. *Acta Entomol. Chil.* 15: 9-90.

DE SANTIS, L. & P. FIDALGO. 1994. Catálogo de los himenópteros calcidoideos de América al Sur de los Estados Unidos. Tercer suplemento. *Ser. Acad. Nac. Agron. Vet.* 13: 1-154.

DOUTT, R.L. 1955. Hymenoptera: Trichogrammatidae and Mymaridae. *Ins. Micronesia* 19(1): 1-17.

FIDALGO, P. 1982. Sobre un nuevo género y especie de Mymaridae de Argentina (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 41(1-4): 97-102.

FIDALGO, A.P. 1988. Sobre *Agalmopolynema* Ogl. nov. status, género peculiar de los bosques australes argentinos de *Nothofagus* (Hymenoptera: Mymaridae). *An. Mus. Hist. Nat. Valparaíso* 19: 43-64.

FIDALGO, P. 1989. Revisión de las especies neotropicales del género *Acmopolynema* Ogl. (Hymenoptera: Mymaridae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 46(1-4): 3-67.

FIDALGO, P. 1991a. Sobre *Tetrapolynema* Ogl. con descripción de una nueva especie y de la hembra del género (Hymenoptera: Mymaridae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 49 (1-4): 131-136.

FIDALGO, P. 1991b. Sobre *Parapolynema* Fidalgo, 1982, con descripción de una nueva especie (Hymenoptera: Mymaridae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 49: 151-155.

HELLÉN, W. 1974. Die Mymariden Finnlands (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Fauna Fennica* 25: 1-31.

HUBER, J.T. 1986. Systematics, biology, and hosts of the Mymaridae and Mymarommatidae (Insecta: Hymenoptera): 1758-1984. *Entomography* 4: 185-243.

HUBER, J.T. 1988. The species groups of *Gonatocerus* Nees in North America with a revision of the *sulphuripes* and *ater* groups (Hymenoptera: Mymaridae). *Mem. Entomol. Soc. Can.* 141: 1-109.

HUBER, J.T. 1992. The subgenera, species groups, and synonyms of *Anaphes* (Hymenoptera: Mymaridae) with a review of the described Nearctic species of the *fuscipennis* group of *Anaphes* s.s. and the described species of *Anaphes* (*Yungaburra*). *Proc. Entomol. Soc. Ont.* 123: 23-110.

HUBER, J.T. 1997. Chapter 14. Mymaridae, pp. 499-530. *In:* Gibson, G.A.P., J.T. Huber & J.B. Woolley (eds.), *Annotated keys to the genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera)*. NRC Research Press, Ottawa, Ontario.

HUBER, J.T. & P. FIDALGO. 1997. Review of the genus *Stephanodes* (Hymenoptera: Mymaridae). *Proc. Entomol. Soc. Ont.* 128: 27-63.

HUBER, J.T., Z. MENDEL, A. PROTASOV & J. LA SALLE. 2006. Two new Australian species of *Stethynium* (Hymenoptera: Mymaridae), larval parasitoids of *Ophelimus maskelli* (Ashmead) (Hymenoptera: Eulophidae) on *Eucalyptus*. *J. Nat. Hist.* 40: 1909-1921.

JERVIS, M.A., G.E. HEIMPEL, P.N. FERNS, J.A. HARVEY & N.A.C. KIDD. 2001. Life-history strategies in parasitoid wasps: a comparative analysis of 'ovigeny'. *J. Anim. Ecol.* 70: 442-458.

KRYGER, J.P. 1950. The European Mymaridae comprising the genera known up to c. 1930. *Entomol. Medd.* 26: 1-97.

LILJESTHRÖM, G.G. & E.G. VIRLA. 2004. Density-dependent parasitism of *Delphacodes kuscheli* eggs by *Anagrus flaveolus*: Influence of egg patchiness and density. *Biocontrol Sci. Technol.* 14(2): 107-115.

LIN, N.Q, J.T. HUBER & J. LA SALLE. 2007. The Australian genera of Mymaridae (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Zootaxa* 1596: 1-111.

LOGARZO, G., S.V. TRIAPITSYN & W.A. JONES. 2003. New host records for two species of *Gonatocerus* (Hymenoptera: Mymaridae), egg parasitoids of Proconiine sharpshooters (Hemiptera: Clypeorrhyncha: Cicadellidae), in Peru. *Fla. Entomol.* 86(4): 486-487.

LOIÁCONO, M.S, N.B. DÍAZ, C.B. MARGARÍA & F.E. GALLARDO. 2005. Los tipos de Mymaridae y Mymarommatidae (Hymenoptera: Chalcidoidea y Mymarommatoidea) depositados en el Museo de La Plata, Argentina. *Rev. Mus. La Plata* 48: 1-20.

LUFT ALABARRACIN, E., S.V TRIAPITSYN & E.G. VIRLA. 2009. Annotated key to the genera of Mymaridae (Hymenoptera: Chalcidoidea) in Argentina. *Zootaxa* 2129: 1-28.

LUFT ALBARRACIN, E., E.G. VIRLA & S.V. TRIAPITSYN. 2006. A new host record for the egg parasitoid *Anagrus nigriventris* (Hymenoptera: Mymaridae) of the corn leafhopper, *Dalbulus maidis* (Hemiptera: Cicadellidae). *Fla. Entomol.* 89(2): 284-285.

NOYES, J.S. & E.W. VALENTINE. 1989. Mymaridae (Insecta: Hymenoptera) – introduction, and review of genera. *Fauna New Zealand* 17: 1-95.

OGLOBLIN, A.A. 1934. Especies nuevas del género *Eurythmelus* Enock de la República Argentina (Mymaridae, Hym.). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 6: 243-260.

OGLOBLIN, A.A. 1935a. Un nuevo mimárido de Misiones (Hym. Mymaridae). *Rev. Entomol.* 5(1): 59-64.

OGLOBLIN, A.A. 1935b. Dos especies nuevas del género *Paranaphoidea* Gir. (Hym. Mymaridae). *Rev. Entomol.* 5(2): 149-153.

OGLOBLIN, A.A. 1935c. Especies nuevas o poco conocidas del género *Gonatocerus* (Hym. Mymaridae) de la República Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 7: 65-78.

OGLOBLIN, A.A. 1936. Las especies nuevas o poco conocidas del género *Lymaenon* (Hal.) Walk. (*Gonatocerus* (1) auct.

nec Nees) de la República Argentina (Hym. Mymaridae). *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 8: 33-56.

OGLOBLIN, A.A. 1938a. Especies nuevas del subgénero *Gastrogonatocerus* Ogloblin (género *Lymaenon*, Mymaridae, Hym.). *Rev. Entomol*. 8: 93-106.

OGLOBLIN, A.A. 1938b. Las especies nuevas o poco conocidas del género *Lymaenon* (Hal.) Walk. de la República Argentina (Hym.: Mymaridae). *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 10: 29-37.

OGLOBLIN, A.A. 1938c. Descripción de una nueva especie del género *Xenomymar* Crawford (Mymaridae, Hym.). *Rev. Argent. Entomol*. 3: 97-100.

OGLOBLIN, A.A. 1939a. Las especies nuevas o poco conocidas del género *Lymaenon* (Hal.) Mymaridae (Hym.). *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 10: 239-248.

OGLOBLIN, A.A. 1939b. Descripción de un género nuevo de la familia "Mymaridae" (Hymenoptera). *Physis* 17: 217-225.

OGLOBLIN, A.A. 1940. Dos Mymaridae nuevos de Misiones (Hym.). *Rev. Entomol*. 1(1-2): 597-603.

OGLOBLIN, A.A. 1946. Description of new genera and species of Mymaridae (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Iowa State Coll. J. Sci*. 20(3): 277-295.

OGLOBLIN, A.A. 1947. Las especies nuevas del género "*Camptoptera*" de Misiones (Mymaridae, Hym.). *Acta Zool. Lilloana* 5: 493-508.

OGLOBLIN, A.A. 1949. Un nuevo género de Mymaridae de la región Neotrópica. *Notas del Museo de La Plata* 14(129): 345-360.

OGLOBLIN, A.A. 1952. Los insectos de las islas Juan Fernández 12. Mymaridae (Hymenoptera). *Rev. Chil. Entomol*. 2: 119-138.

OGLOBLIN, A.A. 1953. Las especies nuevas del género *Lymaenon* (Haliday) Walker (Mymaridae, Hymenoptera). *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 16: 1-8.

OGLOBLIN, A.A. 1955a. Los nuevos representantes de la fam. Mymaridae (Hym.) de la República Argentina. *Boll. Lab. Entomol. Agrar. Filippo Silvestri* 33: 377-397.

OGLOBLIN, A.A. 1955b. Los Mymaridae nuevos de la República Argentina (Hym.). *Mitt. Much. Ent. Ges*. 54-55: 492-502.

OGLOBLIN, A.A. 1955c. Las especies nuevas o poco conocidas del género *Lymaenon* (Haliday) (Mymaridae, Hymenoptera). *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 18: 17-22.

OGLOBLIN, A.A. 1957a. Especies nuevas del género *Xenomymar* Crawford (Mymaridae, Hymenoptera). *Neotrópica* 3(11): 37-44.

OGLOBLIN, A.A. 1957b [1956]. Las especies argentinas del género *Lymaenon* (Halid.) Walk. (Mymaridae, Hymenoptera). *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 19 (3-4): 33-40.

OGLOBLIN, A.A. 1959a. Dos especies nuevas del género *Platypatasson* (Hym. Mymaridae). *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 21:71-76.

OGLOBLIN, A.A. 1959b. Especies nuevas del género "*Lymaenon*" Hal. (Mymaridae, Hymenoptera). *Acta Zool. Lilloana* 17: 185-195.

OGLOBLIN, A.A. 1959c. La estructura cefálica de los representantes de la familia Mymaridae (Hymenoptera), pp. 109-115. *In:* Actas y Trabajos del Primer Congreso Sudamericano de Zoología (La Plata, 12-14 octubre 1959). Sección Entomología. 276 pp.

OGLOBLIN, A.A. 1960a. Los representantes nuevos de la tribu *Polynematini* de la República Argentina (Hymenoptera, Mymaridae), *Neotrópica* 6(19): 1-11.

OGLOBLIN, A.A. 1960b. Las especies nuevas del gén. *Barypolynema* A. Ogl. (Hymenoptera, Mymaridae). *Neotrópica* 6(21): 71-80.

OGLOBLIN, A. 1962. Nuevo subgénero del género "*Anaphes*" Haliday ("Mymaridae, Hymenoptera") de la Patagonia. *Rev. Invest. Agríc*. 16(1): 49-57.

OGLOBLIN, A.A. 1963. Un nuevo género de la familia Mymaridae (Hymenoptera) de la República Argentina. *Neotrópica* 9(29): 65-79.

OGLOBLIN, A. 1964. Una especie nueva del género "*Stethynium*" Enock de la provincia de Misiones, Argentina (Mymaridae, Chalcidoidea, Hymenoptera). *Acta Zool. Lilloana* 20: 105-112.

OGLOBLIN, A.A. 1967. Mimáridos nuevos de Argentina (Hymenopt. Mymaridae). *Acta Zool. Lilloana* 22: 183-196.

OGLOBLIN, A.A. & D.P. ANNECKE. 1961. Some new Mymaridae from South Africa and Argentina in the genus *Camptoptera* Foerster (Hymenoptera: Chalcidoidea*). J. Ent. Soc. S. Afr*. 24(2): 293-307.

PECK, O., Z. BOUČEK & A. HOFFER. 1964. Keys to the Chalcidoidea of Czechoslovakia (Insecta: Hymenoptera). *Mem. Entomol. Soc. Can.* 34: 1-120.

SCHAUFF, M.E. 1981. A review of the Nearctic species of *Acmopolynema* Ogloblin (Hymenoptera: Mymaridae). *Proc. Entomol. Soc. Washington* 83: 444-460.

SCHAUFF, M.E. 1983. A new genus of Mymaridae (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Proc. Entomol. Soc. Washington* 85: 543-551.

SCHAUFF, M.E. 1984. The Holarctic genera of Mymaridae (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Mem. Entomol. Soc. Washington* 12: 1-67.

SUBBA RAO, B.R. & M. HAYAT. 1983. Key to the genera of Oriental Mymaridae, with a preliminary catalog (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Contrib. Am. Entomol. Inst*. 20: 125-150.

TRIAPITSYN, S.V. 1997. The genus *Anagrus* (Hymenoptera: Mymaridae) in America south of the United States: a review. *Ceiba* 38(1): 1-12.

TRIAPITSYN, S.V. 2000 (1999). A review of the species of *Anagrus* Haliday, 1833 (Hymenoptera: Mymaridae) collected by A.A. Ogloblin in Argentina. *Russ. Entomol. J.* 8(3): 213-222.

TRIAPITSYN, S.V. 2002. Descriptive notes on a new and other little known species of *Anagrus* Haliday, 1833 (Hymenoptera: Mymaridae) from the New World tropics and subtropics. *Entomotropica* 17(3): 213-223.

TRIAPITSYN, S.V. 2008. New records of *Erythmelus* (Hymenoptera: Mymaridae) from the Neotropical region, with description of a new species from Argentina. *Zootaxa* 1842: 66-68.

TRIAPITSYN, S. V. 2013. On the occurrence of Kikiki huna Huber (Hymenoptera: Mymaridae) in Argentina. *Acta Zool. Lilloana* 57 (1): 130-131.

TRIAPITSYN, S.V. 2013. Review of Gonatocerus (Hymenoptera: Mymaridae) in the Paleartic region, with notes on extralimital distributions. *Zootaxa*. 3644: 1-178.

TRIAPITSYN, S.V. & D.A. AQUINO. 2008. Redescription of *Polynemula*, with description of a new species of *Polynema* (*Doriclytus*) from Argentina (Hymenoptera: Mymaridae). *Zootaxa* 1818: 56-64.

TRIAPITSYN, S.V. & D.A. AQUINO. 2010. On the occurrence of *Polynema* Haliday (*Dorypolynema* Hayat and Anis) and *Palaeoneura* Waterhouse (Hymenoptera: Mymaridae) in the New World, with description of two new species. *Acta Zool. Lilloana* 54(1-2): 61-77.

TRIAPITSYN, S.V. & J.T. HUBER. 2000. Mymaridae. *In:* Lehr, P.A. (ed.), *Key to the insects of Russian Far East*. Vol. IV: 603-614. Neuropteroidea, Mecoptera, Hymenoptera. Part 4. Dal'nauka, Vladivostok. [En ruso].

TRIAPISTSYN, S.V. & E.G. VIRLA. 2004. A new *Anagrus* (Hymenoptera: Mymaridae) from Argentina, egg parasitoid of *Delphacodes sitarea* (Hemiptera: Archaeorrhyncha: Delphacidae). *Fla. Entomol*. 87(3): 383-385.

TRIAPITSYN, S.V., V.V. BEREZOVSKIY, M.S. HODDLE & J.G. MORSE. 2007a. A review of the Nearctic species of *Erythmelus* (Hymenoptera: Mymaridae), with a key and new additions to the New World fauna. *Zootaxa* 1641: 1-64.

TRIAPITSYN, S.V., J.T. HUBER, G.A. LOGARZO, V.V. BEREZOVSKIY & D. A. AQUINO. 2010. Review of *Gonatocerus* (Hymenoptera: Mymaridae) in the Neotropical region, with description of eleven new species. *Zootaxa* 2456: 1-243.

TRIAPITSYN, S.V., G.A. LOGARZO, J.H. DE LEÓN & E.G. VIRLA. 2008. A new *Gonatocerus* (Hymenoptera: Mymaridae) from Argentina, with taxonomic notes and molecular data on the *G. tuberculifemur* species complex. *Zootaxa* 1949: 1-29.

TRIAPITSYN, S.V., G.A. LOGARZO, E.G. VIRLA & J.H. DE LEÓN. 2007b. A new species of *Gonatocerus* (Hymenoptera: Mymaridae) from Argentina, an egg parasitoid of *Tapajosa rubromarginata* (Hemiptera: Cicadellidae). *Zootaxa* 1619: 61-68.

TRIAPITSYN, S.V., D.J.W. MORGAN, M.S. HODDLE & V.V. BEREZOVSKIY. 2003. Observations on the biology of *Gonatocerus fasciatus* Girault (Hymenoptera: Mymaridae), egg parasitoid of *Homalodisca coagulata* (Say) and *Oncometopia orbona* (Fabricius) (Hemiptera: Clypeorrhyncha: Cicadellidae). *Pan-Pac. Entomol.* 79(1): 75-76.

TRIAPITSYN, S. V., A. J. SOSA & M. C. HERNÁNDEZ. 2011 (2010). Egg parasitoids of Megamelus spp. (Hemiptera: Delphacidae) in Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 69 (3-4): 171-188.

TRIAPITSYN, S.V., D.B. VICKERMAN, J.M. HERATY & G.A. LOGARZO. 2006. A new species of *Gonatocerus* (Hymenoptera: Mymaridae) parasitic on proconiine sharpshooters (Hemiptera: Cicadellidae) in the New World. *Zootaxa* 1158: 55-67.

TRJAPITZIN, V.A. 1978. 18. [Fam. Mymaridae – mymarids]. In: Medvedev, G.S. (Chief ed.), [Keys to the insects of the European part of the USSR]. Volume III. Hymenoptera, Part 2 [Trjapitzin, V.A. (Ed.)]. Nauka, Leningrad division, Leningrad, pp. 516–538. [En ruso].

VIGGIANI, G. 1989. A preliminary classification of the Mymaridae (Hymenoptera: Chalcidoidea) based on the external male genitalic characters. *Boll. Lab. Entomol. Agrar. Filippo Silvestri* 45: 141-148.

VILAS BOAS, A.M. & R.M. ANADRADE. 1990. Observaçòes preliminares sobre a biologia de *Acmopolynema hervali* Gomes (Hymenoptera: Mymaridae) parasitòide de ovos da cigarrinha *Mahanarva posticata* Stål (Homoptera: Cercopidae). *An. Soc. Entomol. Bras.* 19(2): 307-313.

VIRLA, E.G. 2001. Notes on the biology of *Anagrus breviphragma* (Hymenoptera-Mymaridae), natural enemy of the corn leafhopper *Dalbulus maidis* (Hemiptera-Cicadellidae) and other plant diseases vectors in South America. *Bol San. Veg. "Plagas"* 27(2): 239-247.

VIRLA, E.G. 2004. Biología de *Anagrus flaveolus* (Hymenoptera, Mymaridae), parasitoide del vector del "Mal de Río Cuarto del maíz", *Delphacodes kuscheli* (Hemiptera, Delphacidae). *Acta Zool. Lilloana* 48(1-2): 137-148.

VIRLA, E.G., G.A. LOGARZO, A.W. JONES & S. TRIAPITSYN. 2005. Biology of *Gonatocerus tuberculifemur* (Hymenoptera: Mymaridae), an egg parasitoid of the sharpshooter, *Tapajosa rubromarginata* (Hemiptera: Cicadellidae). *Fla. Entomol.* 88(1): 67-71.

YOSHIMOTO, C.M. 1975. Cretaceous chalcidoid fossils from Canadian amber. *Can. Entomol.* 107: 499-528.

YOSHIMOTO, C.M. 1990. *A review of the genera of New World Mymaridae (Hymenoptera: Chalcidoidea)*. Flora & Fauna Handbook Nº 7, Sandhill Crane Press, Gainesville, Florida, 166 pp.

Apéndice 1. Listado de especies de Mymaridae presentes en la Argentina.

Acmopolymena aberrans Fidalgo,1989. Bs.As.
Acmopolymena callopterum Fidalgo, 1989. Bs.As., Mnes.
Acmopolymena carinatum Fidalgo, 1989. Mnes.
Acmopolymena commune Fidalgo, 1989. Mnes., Sal., Tuc.
Acmopolymena delphacivorum Fidalgo,1989. Mnes., Sal.
Acmopolymena gracilicorne Fidalgo, 1989. Mnes.
Acmopolymena inaequale Fidalgo,1989. Sal.
Acmopolymena infuscatum Fidalgo,1989. Tuc.
Acmopolymena kronidiphagum Fidalgo, 1989. E.R., Mnes. (Membracidae)
Acmopolymena longicorne Fidalgo, 1989. Mnes.
Acmopolymena mirabile Fidalgo, 1989. Mnes.
Acmopolymena missionicum Fidalgo,1989. Mnes.
Acmopolymena obscuricorne Fidalgo, 1989. L.R.
Acmopolymena perterebrator Fidalgo, 1989. Mnes., Tuc.
Acmopolymena poecilopterum Fidalgo, 1989. Bs.As.
Acmopolymena polyrrhiza Fidalgo, 1989. Mnes.
Acmopolymena scapulare Fidalgo, 1989. Mnes.
Acmopolymena uma Schauff, 1981. Bs.As., Ju., Mnes., Sal., Tuc.
Agalmopolynema australe Fidalgo, 1988. Nq.
Agalmopolynema ayra Fidalgo, 1988. Nq.
Agalmopolynema aza Fidalgo, 1988. Nq.
Agalmopolynema bicoloricorne Fidalgo, 1988. Nq., R.N.
Agalmopolynema calyptera Fidalgo, 1988. Nq., R.N.
Agalmopolynema caudatum Fidalgo, 1988. Nq.
Agalmopolynema chusqueanum Fidalgo, 1988. Nq.
Agalmopolynema denticulatum Fidalgo, 1988. Nq.
Agalmopolynema longisetosum Fidalgo, 1988. Nq.
Agalmopolynema mirabile Fidalgo, 1988. Nq., R.N.
Agalmopolynema nubeculatum Fidalgo, 1988. Nq.
Agalmopolynema nantuense Fidalgo, 1988. Nq.
Agalmopolynema ogloblini Fidalgo, 1988. Nq.
Agalmopolynema rufithorax Fidalgo, 1988. Nq.
Agalmopolynema shajovskoii Fidalgo, 1988. Nq.
Agalmopolynema succineum (Ogloblin, 1960). Nq.
Alaptus caecilii Girault, 1908. Bs.As., Mnes.
Anagrus atomus (Linnaeus, 1767). Mza.
Anagrus breviphragma Soyka, 1956. Bs.As., Cba, Cha., Ju., Mnes., Sal., S.E., Tuc. (Cicadellidae y Delphacidae)
Anagrus empanadus Triapitsyn, 2010. Bs.As. (Delphacidae).
Anagrus empoascae Dozier, 1932. Mnes.
Anagrus flaveolus Waterhouse, 1913. Bs.As., Cba., Ju., Mnes., Mza., Nq., Sal., S.E., Tuc. (Cicadellidae y Delphacidae)
Anagrus lineolus Triapitsyn, 2000. Bs.As., Ju., Mnes., Tuc. (Cicadellidae)
Anagrus miriamae Triapitsyn & Virla, 2004. Bs.As., Mnes., Nq., S.E., Tuc. (Delphacidae)
Anagrus nigriventris Girault, 1911. Bs.As., E.R., Ju., Mnes., Sal., S.Fe., Tuc. (Cicadellidae)
Anagrus ogloblini Triapitsyn, 2000. Mnes.
Anagrus stethynioides Triapitsyn, 2002. Mnes.
Anagrus subfuscus Foerster, 1847. Chu.
Anagrus ustulatus Haliday, 1833. Mza.
Anagrus yawi Fullaway, 1944. Bs.As., Mnes., Sal. (Miridae)
Anaphes amplipennis Ogloblin, 1962. Nq.
Anaphes atomarius (Brèthes, 1913). E.R.
Anaphes conotracheli Girault, 1905. Bs.As.
Anaphes neuquenensis Ogloblin, 1962. Nq.
Anaphes nitens (Girault, 1928). Bs.As., E.R. (Curculionidae)
Anaphes nunezi Ogloblin, 1962. T.F.
Anaphes pucarobius Ogloblin, 1962. Nq.
Arescon dallasi (Ogloblin, 1938). Mnes.
Arescon elongatus (Ogloblin, 1957). Mnes.
Arescon maculipennis (Ogloblin, 1957). Mnes.
Arescon platensis (Ogloblin, 1957). Bs.As.
Arescon pusillus (Ogloblin, 1957). Mnes.
Australomymar sp(p). L.R., Nq.
Callodicopus crassula Ogloblin, 1955. Mnes.
Callodicopus cursor Ogloblin, 1955. Mnes.
Callodicopus longicornis Ogloblin, 1955. Mnes.
Callodicopus silvestriana Ogloblin, 1955. Mnes.
Camptoptera angustipennis Ogloblin, 1947. Mnes.
Camptoptera loretoensis Ogloblin, 1947. Mnes.
Camptoptera missionica Ogloblin, 1947. Mnes.
Camptoptera pulla Girault, 1909. Bs.As., Sal.
Camptoptera reticulata Ogloblin, 1947. Mnes.
Camptoptera semialbata Ogloblin & Annecke, 1961 Mnes.
Camptopteroides (*Alalinda*) sp. Mnes.

Cleruchus brevipennis Ogloblin, 1940. Mnes.
Cleruchus longicornis Ogloblin, 1955. Mnes.
Cleruchus neivai (Ogloblin, 1940). Mnes.
Cleruchus terebrator (Ogloblin, 1959). Bs.As.
Cleruchus vagatus (Ogloblin, 1959). Mnes.
Cnecomymar bimaculatus Ogloblin, 1963. Bs.As., Mnes., Sal.
Cnecomymar major Ogloblin, 1963. Mnes.
Cnecomymar meridionalis Ogloblin, 1963. Bs.As.
Cnecomymar parvulus Ogloblin, 1963. Mnes.
Cnecomymar pauperatus Ogloblin, 1963. Bs.As.
Cnecomymar terebrator Ogloblin, 1963. Mnes.
Dicopomorpha macrocephala Ogloblin, 1955. Mnes.
Dicopomorpha pulchricornis (Ogloblin, 1955). Mnes.
Dicopomorpha stramineus (Ogloblin, 1955). Mnes.
Dicopus citri Mercet. Bs.As.
Erdosiella decorata (Ogloblin, 1967). Mnes.
Erythmelus angustatus Ogloblin, 1934. Mnes.
Erythmelus brachialis Ogloblin, 1934. Bs.As., Mnes., Sal.
Erythmelus cingulatus Ogloblin, 1934. Cm., Mnes.
Erythmelus clavatus Ogloblin, 1934. Bs.As., Ju., L.R., Mnes., Mza., Sal.
Erythmelus coviellai Triapitsyn, 2007. Bs.As., Mnes., Mza., Sal. (Miridae)
Erythmelus fidalgoi Triapitsyn, 2007. L.R.
Erythmelus gak Triapitsyn, 2007. Nq.
Erythmelus hirtipennis Ogloblin, 1934. Mnes.
Erythmelus logarzoi Triapitsyn, 2007. Bs.As.
Erythmelus miridiphagus Dozier, 1937. Mnes. (Miridae)
Erythmelus pastoralis Ogloblin, 1934. Mnes. (Miridae)
Erythmelus rex (Girault, 1911). Bs.As., Mza.
Erythmelus rosascostai Ogloblin, 1934. Bs.As., Mza.
Erythmelus tingitiphagus (Soares, 1942). Bs.As., Fo., Mnes. (Tingidae)
Erythmelus toreador Triapitsyn, 2007. Cba., S.Fe. (Tingidae)
Erythmelus verticillatus Ogloblin, 1934. Mnes. (Miridae)
Erythmelus yuzhanin Triapitsyn, 2008. Cba. (Miridae).
Gonatocerus abbreviatus (Ogloblin, 1953). Bs.As., Cba., Fo., Ju., L.R., Mnes., Sal., S.E., Tuc. (Cicadellidae)
Gonatocerus acanophorae (Ogloblin, 1938). Cba., Mnes. (Membracidae)
Gonatocerus aethalionis (Ogloblin, 1938). Mnes. (Aetalionidae)
Gonatocerus annulicornis (Ogloblin, 1936). Bs.As., Cba., Cm., Cs., Fo., Ju., L.R., Mnes., Mza., Sal., S.J., Tuc. (Cicadellidae)
Gonatocerus anomocerus Crawford, 1913. Mnes. (Membracidae)
Gonatocerus appendiculatus (Ogloblin, 1939). Bs.As., Mnes., Sal.
Gonatocerus atriclavus Girault, 1917. Cs., Ju., S.Fe. (Cicadellidae)
Gonatocerus aureus Ogloblin, 1911. Bs. As., Ju., L.R., Mns., Mza., Nq., R.N.
Gonatocerus blesticus (Ogloblin, 1957). R.N.
Gonatocerus bonaerensis (Ogloblin, 1939). Bs.As.
Gonatocerus bonariensis (Brèthes, 1922). Bs.As., Cba., Cs., E.R., L.P., Nq., S.Fe., S.J. (Cicadellidae y Delphacidae)
Gonatocerus brachyurus (Ogloblin, 1938). Bs.As., Cs., Mns. (Cicadellidae)
Gonatocerus californicus Girault, 1911. Bs.As., Cm., Fo., Mns., Mza., Tuc.
Gonatocerus carahuensis (Ogloblin, 1957). Nq., R.N., S.C. (Cicadellidae)
Gonatocerus caudatus Ogloblin, 1935. Fo., Mnes.
Gonatocerus aureus Girault, 1911. Bs.As., Ju., L.R., Mns., Mza., Nq., R.N.
Gonatocerus chusqueicolus (Ogloblin, 1957). Nq., R.N.
Gonatocerus concinnus (Ogloblin, 1936). Mnes.
Gonatocerus deleoni Triapitsyn, Logarzo & Virla, 2008. Mza. (Cicadellidae)
Gonatocerus excisus (Ogloblin, 1936). Cha., Mnes.
Gonatocerus garchamp Triapitsyn, 2010. Mns. (Cicadellidae)
Gonatocerus gracilicornis (Ogloblin, 1936). Mnes.
Gonatocerus grandis (Ogloblin, 1936). Mnes.
Gonatocerus granulosus (Ogloblin, 1959). E.R., Mnes.
Gonatocerus inauditus (Ogloblin, 1936). Bs.As., Cba., E.R., Fo., Ju., Mnes., Sal.
Gonatocerus kiskis Triapitsyn, 2010. Sal., Tuc. (Cicadellidae)
Gonatocerus litoralis (Haliday, 1833). Bs.As., Cba., Fo., Mza., Nq., R.N., Sal.
Gonatocerus logarzoi Triapitsyn, 2010. Cs. (Cicadellidae)
Gonatocerus margiscutum Girault, 1914. Bs.As., Fo., Mns. (Membracidae)
Gonatocerus membraciphagus Ogloblin, 1935. Fo., Mnes. (Membracidae)
Gonatocerus metanotalis (Ogloblin, 1938). Cba., E.R., Fo., Ju., L.R., Mnes., Mza., Sal., Tuc. (Cicadellidae)
Gonatocerus mexicanus Perkins, 1912. Bs.As., Cba., L.R., Sal.
Gonatocerus mumu Triapitsyn, 2010. Mns. (Cicadellidae)
Gonatocerus nasutus (Ogloblin, 1939). Mnes.
Gonatocerus nigriceps (Ogloblin, 1955). Ju.
Gonatocerus nigriflagellum (Girault, 1914). Bs.As., Cba., Mns., Sal., S.J., Tuc.
Gonatocerus nigrithorax (Ogloblin, 1953). Bs.As., Cba., Cs., E.R., Ju., L.R., Mnes., Mza., Sal., S.E., S.J., Tuc. (Cicadellidae)
Gonatocerus parcepilosus (Ogloblin, 1957). Nq.
Gonatocerus perforator (Ogloblin, 1953). Mnes.
Gonatocerus piriformis (Ogloblin, 1955). Mnes.
Gonatocerus pratensis (Ogloblin, 1936). Bs.As., Cba., Fo., Mnes., Mza., Sal., S.Fe., Tuc.
Gonatocerus pusilus Ogloblin,1935. Ju., Mnes., Sal. (Membracidae)
Gonatocerus quirogai (Ogloblin, 1936). Mnes.
Gonatocerus schajovskoii (Ogloblin, 1957). Nq.
Gonatocerus spiracularis Ogloblin, 1935. Mnes.
Gonatocerus stenopterus (Ogloblin, 1936). Bs.As., Cba., E.R., Mnes.
Gonatocerus tuberculifemur (Ogloblin, 1957). Nq.
Gonatocerus uat Triapitsyn, 2006. Ju., Mns., Sal., S.E., Tuc. (Cicadellidae)
Gonatocerus urocerus Ogloblin, 1935. Bs.As., Mns.
Gonatocerus valentinae (Ogloblin, 1959). Mnes.
Gonatocerus virlai Triapitsyn, Logarzo & de León, 2007. Cba., Cs., E.R., L.R., Mza., Sal., Tuc. (Cicadellidae)
Kalopolynema discrepans Ogloblin, 1960. Bs.As.
Kalopolynema poema Triapitsyn & Berezovskiy, 2002. Bs.As. (Delphacidae)
Kikiki huna Huber, 2000. Cm.
Litus argentinus (Ogloblin, 1935). Mnes.
Litus missionicus Ogloblin, 1955. Mnes.
Litus neotropicus Ogloblin, 1955. Mnes.
Myrmecomymar spp. Bs.As., Mnes., Sal.
Neomymar mirabilicorne (Ogloblin, 1939). Fo., Mnes.
Neomymar soror (Ogloblin, 1939). Mnes.
Neostethynium stenopterum (Ogloblin, 1964). Mnes.
Notomymar aptenosoma Doutt & Yoshimoto, 1970. T.F.
Omyomymar clavatum (Ogloblin, 1935). Mnes.
Omyomymar silvanum (Ogloblin, 1935). Mnes.
Parapolynema sagittifer Fidalgo, 1982. Bs.As.
Parapolynema tucumanum Fidalgo, 1991. Tuc.
Platypolynema cautum Ogloblin, 1960. Mnes.
Polynema gaucho Triapitsyn & Aquino, 2010. Fo.
Polynema luteolum (Ogloblin, 1960). Mnes.
Polynema nupogodi Triapitsyn & Aquino, 2008. Bs.As., L.R.
Polynema pallidiventre (Ogloblin, 1960). Mnes.
Polynema platense (Brèthes, 1913). Bs.As.
Polynema polychromum (Ogloblin, 1960). Ju., Mnes.
Polynema reticulatum (Ogloblin, 1946). Mnes.
Polynema saga (Girault, 1911). Nq., R.N. (Cicadellidae)
Polynemula rufosignata Ogloblin, 1967. Bs.As.
Ptilomymar sp(p). Bs.As., Mnes.
Schizophragma basalis Ogloblin, 1949. Bs.As., Mnes. (Membracidae)
Schizophragma nana Ogloblin, 1949. Mnes.

Schizophragma parvula Ogloblin, 1949. Bs.As.
Schizophragma saltensis Ogloblin, 1949. Sal.
Schizophragma squamosa Ogloblin, 1949. Mnes.
Stephanodes missionicus (Ogloblin, 1967). Mnes.
Stephanodes similis (Foerster, 1847). Bs.As., L.R., Mnes., Sal., S.Fe., Tuc.
Tetrapolynema ogloblini Fidalgo, 1991. Mnes.
Xenopolynema areolatum Ogloblin, 1960. Nq., R.N.

CHALCIDIDAE

Melanosmicra guara

***Marcelo T. TAVARES**
****Daniel A. AQUINO**

*Depto Ciências Biológicas, Universidade Federal do Espírito Santo, Av. Marechal Campos,1468,CEP 29.043-900, Vitória, ES, Brasil.
tavares.mt@gmail.com

**División Entomología, Museo de La Plata, Facultad de Cs. Naturales y Museo, UNLP, Paseo del Bosque, 1900 La Plata, Buenos Aires, Argentina.
daquino@fcnym.unlp.edu.ar

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Las Chalcididae son una familia de Hymenoptera de distribución cosmopolita, cuyos miembros se comportan principalmente como endoparasitoides primarios o hiperparasitoides de pupas jóvenes de Lepidoptera y larvas maduras de Diptera. En este capítulo se incluyen aspectos sobre morfología, taxonomía, filogenia, biología e importancia agroeconómica. Se presenta también una clave de identificación de los géneros y un apéndice con el listado de las especies y géneros presentes en la Argentina, de los cuales nueve especies y tres géneros se registran por primera vez para este país.

Abstract

Chalcididae are a cosmopolitan family of Hymenoptera whose members behave mainly as primary endoparasitoid or hyperparasitoids of Lepidoptera pupae and mature Diptera larvae. This chapter includes aspects of morphology, taxonomy, phylogeny, biology and agroeconomic importance. We also present an identification key for the genera and an appendix with a list of species and genera recorded for Argentina, with nine species and three genera recorded for the first time for the country.

Introducción

Chalcididae incluye 1464 especies de avispas parasitoides (Hymenoptera: Chalcidoidea) distribuidas en 87 géneros (Noyes, 2003). Atacan diferentes insectos, algunos de los cuales son de importancia económica. Están presentes en todos los continentes, pero el mayor número de representantes se encuentra en las regiones tropicales. Son moderadamente grandes y de colores brillantes, por lo que llaman mucho la atención en comparación con otros Chalcidoidea. Entre los aspectos más peculiares se destacan las patas traseras bien desarrolladas (Fig. 1) y la gran variedad de grupos de insectos utilizados como huéspedes, incluyendo también algunos insectos acuáticos. Éstos y otros aspectos de la familia se tratan con más detalle en este capítulo.

Biología

Las Chalcididae son en su mayoría parasitoides primarios de diversos órdenes de insectos holometábolos. Muchos de sus huéspedes son lepidópteros, dípteros y coleópteros, aunque también atacan himenópteros, neurópteros y strepsípteros. Atacan diversas familias de macro y microlepidópteros, Diptera (Muscidae, Stratiomyidae y Tephritidae), Coleoptera (Buprestidae, Cerambycidae, Chrysomellidae, Coccinellidae, Curculionidae), Hymenoptera (Argidae, Cabronidae, Chalcididae, Cynipidae, Diprionidae, Dryinidae, Formicidae, Ichneumonidae, Braconidae, Megachilidae, Pompilidae, Tentredinidae y Vespidae), Neuroptera (Ascalaphidae y Myrmeliontidae) y Strepsiptera (Mengenillidae) (Noyes, 2002). Algunas especies actúan como hiperparasitoides obligatorios o facultativos de Lepidoptera (*Brachymeria*, *Conura* e *Notaspidium*), a través de Ichneumonidae y Braconidae

(Hymenoptera) o Tachinidae (Diptera); de Acrididae (Orthoptera) (*Brachymeria*), a través de Sarcophagidae y Tachinidae (Bouček, 1992); y de Auchenorrhyncha (Hemiptera), a través de Dryinidae. Son endoparasitoides solitarios, aunque hay especies gregarias (algunos *Brachymeria* y *Conura* que atacan lepidópteros) o ectoparasitoides gregarios (Dirhininae) (Delvare, 2006). De modo general las hembras oviponen en larvas maduras o en pupas jóvenes, deteniendo el desarrollo del huésped (parasitoides idiobiontes) (Delvare, 2006). Las especies de *Chalcis* atacan Stratiomyidae en estado de huevo y los adultos emergen de la pupa del huésped (Cowan, 1979). Las hembras de *Lasiochalcidia* oviponen en larvas jóvenes de la hormiga-león, paralizándola temporariamente para luego emerger de la pupa (Steffan, 1961). Estos dos últimos casos son ejemplos de comportamiento koinobionte.

Las hembras son sinovigénicas, por lo cual necesitan alimentarse para la continua producción de huevos durante el período activo de vida adulta. Esta necesidad de proteínas es suplida con fluidos azucarados, néctar de plantas y líquidos corporales de los huéspedes (Narendan & Amareswara-Rao, 1987). Ponen hasta 200 huevos; éstos son ovales, alargados y pueden poseer un corto pecíolo (o pedúnculo). El primer estadio larval puede ser caudado o himenopteriforme, con o sin espiráculos, pero con espinas cuticulares bien desarrolladas. Los siguientes estadios son más o menos himenopteriformes. La pupación tiene lugar dentro de la pupa del huésped. La mayoría de los calcídidos pasan el invierno como hembras adultas o como larvas maduras en el huésped.

Morfología

El cuerpo de estas avispas tiene una amplia variación de tamaño, pudiendo ser diminuto (alrededor de 1,5 mm en *Notaspidium*) o grandes (24 mm en *Acanthochalcis;* Halstead, 1990a), llegando a estar entre los mayores calcidoideos conocidos.

La coloración varía bastante y es usualmente llamativa. Las especies de colores claros, como la mayoría de las Chalcidinae, pueden ser rojas, castaño claras, naranjas o amarillas, en general con manchas ennegrecidas. En las especies oscuras, el color varía de negro a castaño, eventualmente con manchas blancas, amarillas o castaño claro. Las especies de *Notaspidium* y del subgénero *Dirhinus* (*Hontalia*) presentan el cuerpo con reflejos metálicos.

Debido a la coloración y tamaño, en general, los calcídidos son bastante llamativos y están bien representados en las colecciones en comparación con otras familias de calcidoideos.

La cabeza y el mesosoma tienen una cutícula dura (esclerotizada) y usualmente poseen esculturaciones en el dorso. La antena es geniculada, clavada y puede insertarse desde el margen de la boca hasta cerca de la región media de la frente. El flagelo presenta el primer artejo aneliforme, siete artejos funiculares y la clava usualmente trisegmentada. En las especies de *Smicromorpha* (todas orientales o australianas) el funículo tiene cinco artejos (tres o cuatro en machos de *S. doddi*) y la clava es unisegmentada. El prepecto es pequeño y difícil de distinguir lateralmente (Fig. 2), excepto en las especies de *Stenosmicra* (Fig. 3) y algunas especies del grupo *elongata* de *Conura*.

La pata posterior está más desarrollada (Fig. 1); la coxa es larga y engrosada; el metafémur es largo, ensanchado y comprimido, la parte ventral es aserrada (Fig. 4) o dentada (Fig. 5), al menos en el tercio distal, mientras que la metatibia es curva. El fémur y la tibia actúan como pinzas. Comúnmente son conocidas como avispas patonas, debido a la modificación que presenta la pata posterior. Estas modificaciones son utilizadas por las hembras durante la oviposición. En *Chalcis canadensis*, las hembras se apoyan sobre las patas posteriores, mientras manipulan los huevos de Stratiomyidae con las patas anteriores y medias (Cowan, 1979). Las hembras de algunas especies de *Brachymeria* utilizan las patas posteriores para disputar los huéspedes y sujetar la larva o pupa durante la oviposición (Roberts, 1933; Dowden, 1935). Steffan (1961) describió el caso más interesante de uso de las patas posteriores en los Chalcididae. Las hembras de *Lasiochalcidia igiliensis*, se posicionan entre las mandíbulas de la hormiga-león (Neuroptera, Myrmeleontidae) durante la oviposición y utilizan las patas posteriores para asegurar y mantener las mandíbulas del huésped abiertas.

El metasoma puede presentar un pecíolo muy corto e imperceptible dorsalmente o puede ser hasta cinco veces más largo que ancho. El gáster puede variar desde corto y ovalado, con el ápice truncado o no, hasta muy alargado con el ápice acuminado. Ésto depende del alargamiento del último tergito (tergitos 7+8) (Fig. 1) o de la vaina del ovipositor (Fig. 6). En estos casos, el ovipositor es largo y las especies atacan huéspedes ocultos, protegidos en el interior de tejidos vegetales o dentro de nidos de avispas Polistinae.

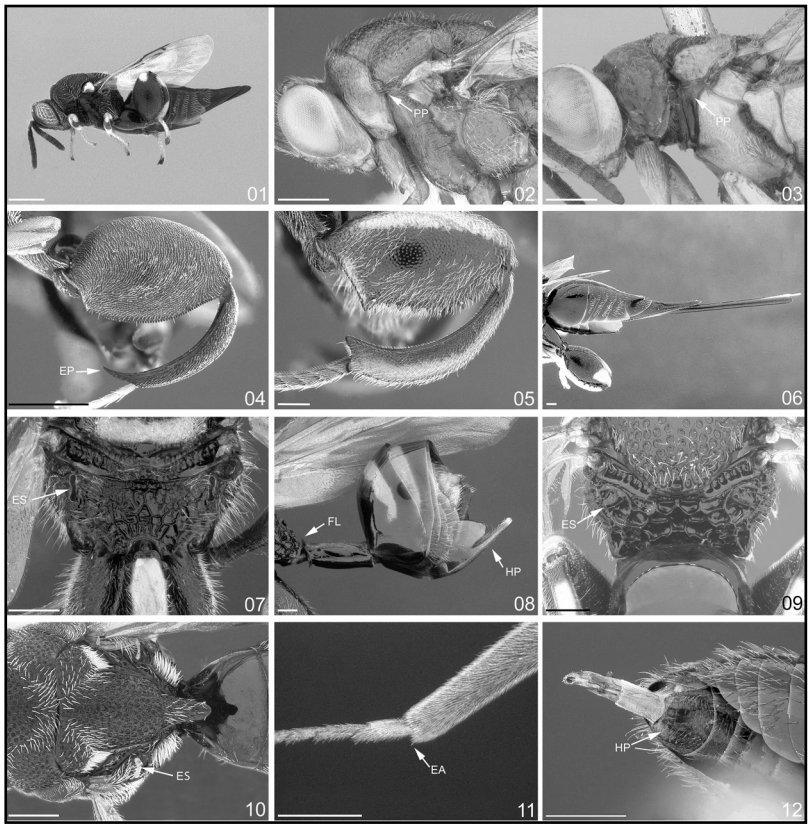
Clasificación e identificación

Los límites de la familia fueron poco alterados desde que Walker (1834) la propuso como tal. Ashmead (1904) incluyó a Leucospidae como subfamilia de Chalcididae, propuesta que no fue seguida por la mayoría de los autores subsecuentes, aunque fue reforzada por Riek (1970) y discutida por Bouček (1974). Gibson (1993) sugiere que Chalcididae podría ser parafilético en relación a Leucospidae, pero no dio bases para sustentar esa propuesta. Wijesekara (1997) presentó un análisis cladístico e indicó las sinapomorfías que sustentan la monofilia: labro expuesto y continuo con el margen anterior del clípeo, base de la mandíbula expuesta y recta, carena genal presente, y carenas paraescutelares y axilares convergentes. Este estudio también refuerza a Leucospidae como grupo hermano de Chalcididae y las características anteriormente utilizadas para definir la familia (cuerpo grande, color no metálico, mesosoma fuertemente esclerotizado, prepecto reducido, metafémur alargado y ventralmente dentado y carena genal presente) no evidencian la monofilia. A pesar de esto, los caracteres mencionados son importantes como diagnósticos y ayudan en la identificación de la familia.

Ashmead (1904) propuso la división de la subfamilia Chalcidinae (= Chalcididae actuales) en cinco tribus: Smicrini, Chalcidini, Chalcitellini, Dirhinini y Haltichellini. Girault (1913) designó la tribu Smicromorphini para incluir el género *Smicromorpha*. Posteriormente, *Smicra* fue colocado como sinónimo posterior de *Chalcis* por Gahan & Fagan (1923); Smicrini fue renombrada como Chalcidini; y Chalcidini (*sensu* Ashmead, 1904) fue renombrada como Brachymeriini. Masi (1931) trató a esta última tribu como subfamilia Brachymeriinae. Burks (1936) propuso *Chalcitella* como sinónimo posterior de *Epitranus* y, en consecuencia, Chalcitellini fue renombrada como Epitranini. Steffan (1957) elevó las tribus Chalcidini, Dirhinini, Epitranini y Haltichellini al estatus de subfamilia y Narendran (1979) lo hizo para Smicromorphini.

Bouček (1988) propuso a Brachymeriinae como sinónimo de Chalcidinae. Wijesekara (1997) presentó un análisis cladístico para los agrupamientos supragenéricos de la familia y propuso que ésta debería ser organizada en las siguientes subfamilias: Brachymeriinae, Chalcidinae (incluyendo *Smicromorpha*), Cratocentrinae (hasta entonces una tribu de Brachymeriinae), Dirhininae (incluido *Epitranus*) y Haltichellinae. A pesar que el autor propuso formalmente esa clasificación, pocos fueron los que la siguieron (p. e. Tavares & Araujo, 2007). Heraty *et al*. (2013), basado en la evidencia total, reviso el estado de Brachymeriini (como *Chalcidinae*) y de Smicromorphinae.

Excepto por los trabajos de descripción de especies de Schrottky (1902), Cameron (1909), Blanchard (1935, 1941, 1942, 1943) y Blanchard & De Santis (1963), no existen trabajos que traten exclusivamente la fauna argentina de Chalcididae. A continuación se señalan las publicaciones que ayudan con la identificación y entendimiento de la clasificación de la fauna neotropical: trabajos generales (Bouček, 1992: claves para género y taxonomía; Noyes, 2002: catálogo de la fauna mundial; Noyes, 2003: catálogo de la fauna mundial on-line; Arias & Delvare, 2003: lista de especies; Portuondo-F., 2005: *Brachymeria* de Cuba; Delvare & Arias-Penna, 2006: claves para género), Brachymeriinae (Steffan, 1973: revisión de *Stypiura* y *Parastipiura*; Andrade & Tavares, 2009: especies de *Ceyxia),* Chalcidinae (Delvare, 1992: clave para géneros y grupos de especies, taxonomía; Moitoza, 1994: revisión del grupo *maculata* de *Conura*; Navarro-Tavares & Tavares, 2008: clave y taxonomía de *Melanosmicra*), Cratocentrinae (Steffan, 1959: clave para género y especies), Dirhininae (Bouček, 1992: comentarios sobre especies neotropicales) y Haltichellinae (Halstead, 1990b: clave y taxonomía de *Haltichella*; Halstead, 1990c, 2000: clave y taxonomía



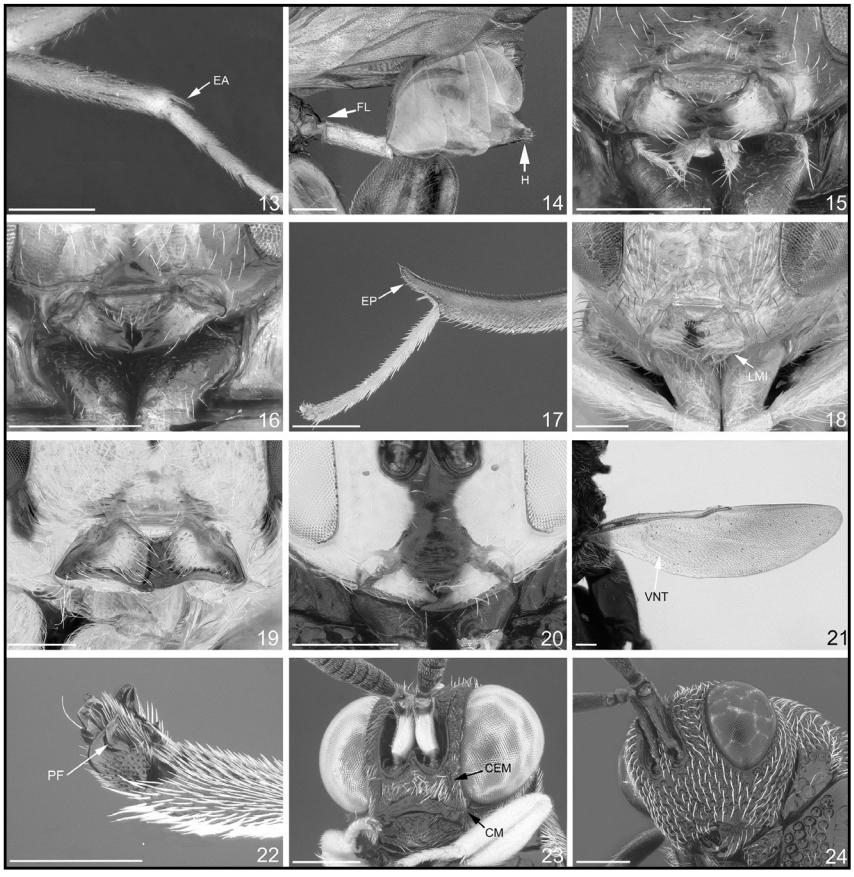
Figs. 1-12. 1, *Brachymeria annulipes*, hembra; 2, *Melanosmicra guara*, cabeza y mesosoma vista lateral, hembra; 3, *Stenosmicra* sp., ídem; 4, *Dirhinus maculatus*, fémur, tibia y tarsómeros posteriores, hembra; 5; *Ceyxia villosa*, ídem; 6, *Brachymeria* sp., metasoma, hembra; 7, *Chalcis ornatifrons*, propodeo, hembra; 8, *Chalcis pilicauda*, metasoma, hembra; 9, *B. annulipes*, propodeo, hembra; 10, *Aspirrhina* sp., escutelo, hembra; 11, *C. ornatifrons*, mesotibia, hembra; 12, *Chalcis* sp., hipopigio, macho. EA, espolón apical; EP, espina apical; ES, espiráculo; FL, franja laminar; HP, hipopigio; PP, prepecto. Escala: 0,5 mm.

de *Hockeria*; Halstead, 1991a: clave y taxonomía de *Aspirrhina*; Halstead, 1991b: descripción de especies de *Notaspidium*; García & Gaiani, 1996: descripción de especies de *Aspirrhina*).

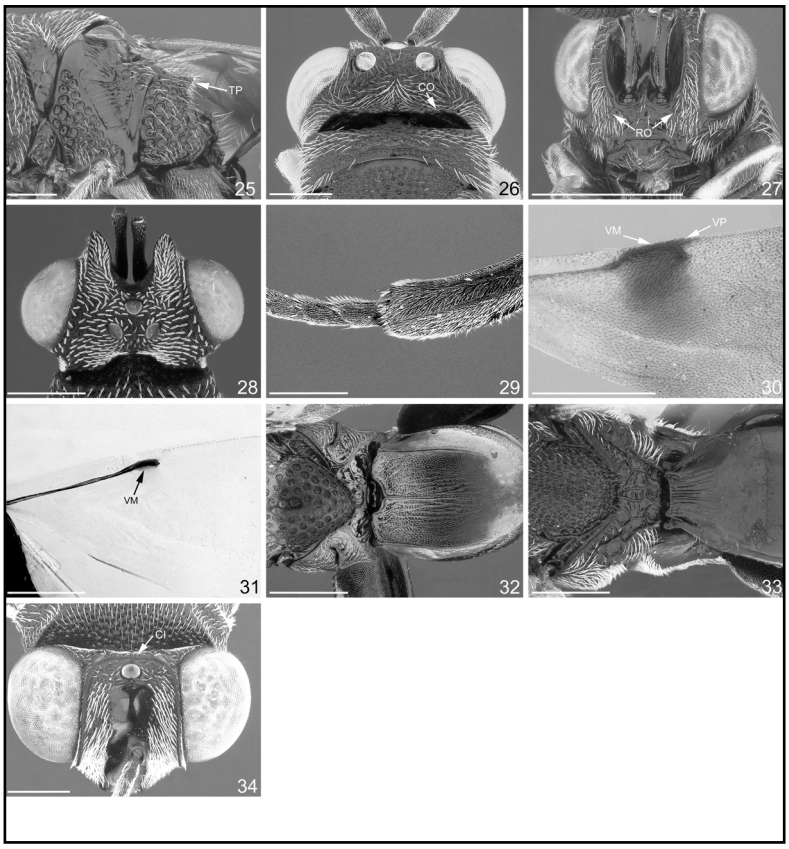
La fauna de Chalcididae de la Argentina

En este capítulo son citadas para la Argentina 63 especies de Chalcididae pertenecientes a 11 géneros. De éstas, nueve especies y tres géneros (*Ceyxia, Hockeria y Haltichella*) son registrados por primera vez para el país. Noyes (2003) registra 458 especies válidas y 24 géneros para la región Neotropical. La fauna argentina corresponde al 13,8% de las especies y 44% de los géneros presentes en la región y es significativa comparada con las 96 y 135 especies registradas para Europa y la región Neártica, respectivamente (Noyes, 2003); principalmente si tenemos en consideración que la fauna de esas regiones ya ha sido bien estudiada. De la fauna aquí listada, 15 especies son exclusivas para la Argentina y otras ocho tienen distribución en países limítrofes, limitadas a 15° de latitud sur. La distribución de esas 23 especies sugiere que existe una fauna de Chalcididae típica del sur de América del Sur ocupando, principalmente las provincias biogeográficas del Chaco y la Pampa (Morrone, 2004).

Muchas especies registradas para la fauna argentina están asociadas con plagas agrícolas (especies de importancia económica), principalmente con el "bicho de cesto" (*Oiketichus* spp.), *Alabama argillacea, Pectinophora gossypiella* y *Spodoptera frugiperda*. El conocimiento de estas relaciones se debe principalmente a la dedicación de investigadores en relación con institutos de investigación agrícola, como Everard E. Blanchard (1935, 1941, 1942 y 1943). Magistretti (1950) describió diversos aspectos del parasitismo de *Conura fortidens* (= *Psichidosmicra brethesi*) como potencial controlador del "bicho de cesto", *Oiketichus kirby (Lepidoptera: Psichidae)*. Mallea *et al*. (1977) detalló algunos aspectos de la biología de *Conura magistretti* asociada a *Oiketichus moyanoi*. Oliva (2008) se refirió al parasitismo de *Brachymeria podagrica* en moscas sarcosaprófagas. Es posible que al menos algunas de las especies de Chalcididae tengan un papel importante como enemigos naturales de



Figs. 13-24. 13-15, *Melanosmicra guara*, hembra: 13, mesotibia; 14, metasoma; 15, mandíbula; 16, *M. flavicollis*, mandíbula, hembra; 17, *M. guara*, metatibia, hembra; 18, *Conura magistretti*, mandíbula; 19, *Conura* sp. (grupo *nigricornis*), mandíbula, hembra; 20, *Conura* sp. (grupo *planifrons*), mandíbula y frente inferior, hembra; 21-22, *Ceyxia villosa*, hembra: 21, ala posterior; 22, metatarso posterior; 23, *Ceyxia ventripinosa*, cabeza, hembra; 24, *Stypiura dentipes*, ídem. CEM, carena escrobo-malar; CM, carena malar; EA, espolón apical; EP, espina apical; FL, franja laminar; H, hipopigio; LMI, lámina en el margen inferior; PF, proceso falciforme; VNT, vena nebulosa transversal. Escala: 0,5 mm.



Figs. 25-34. 25, *Stypiura dentipes*, mesosoma vista lateral, hembra; 26, *Ceyxia ventripinosa*, cabeza vista dorsal, hembra; 27, *Brachymeria annulipes*, cabeza, hembra; 28, *Dirhinus maculates*, cabeza vista dorsal, hembra; 29, *Aspirrhina* sp., metatibia, hembra; 30, *Haltichella ornaticornis*, ala anterior, hembra; 31-32, *Notaspidium giganteum*: 31, ala anterior, macho; 32, escutelo y primer tergito metasomal, hembra; 33, *Haltichella ornaticornis*, escutelo, propodeo y primer tergito metasomal, hembra; 34, *Aspirrhina* sp., cabeza vista dorsal, hembra. CI, carena interocelar; CO, carena occipital; RO, rugosidad escrobo-ocular; VM, vena marginal; VP, vena post-marginal; TP, tubérculo piloso del propodeo. Escala: 0,5 mm.

plagas, por lo que, son necesarios más estudios para poder comprobar esto.

De esta manera el conocimiento de la fauna argentina de Chalcididae es bastante significativo; no obstante esfuerzos mayores deben ser dedicados al relevamiento y descripción de especies, para tener un conocimiento satisfactorio de la fauna.

Clave para los géneros de Chalcididae de la Argentina

1- Propodeo con espiráculos orientados paralela (Fig. 7) o subparalelamente al eje longitudinal del cuerpo; pecíolo usualmente más largo que ancho, cuerpo del pecíolo separado de la porción articular, al menos ventralmente, por una nítida franja laminar (Figs. 8 y 14); si la franja está ausente, entonces el pecíolo es al menos cinco veces más largo que ancho y la metacoxa mucho más larga y claramente delgada en el ápice (Chalcidinae).....2

- Propodeo con espiráculos orientados oblicua (Fig. 9) o perpendicularmente (Fig. 10) al eje longitudinal del cuerpo; pecíolo mucho más corto, raramente visible en vista dorsal, el cuerpo no separado de la porción articular basal por una franja laminar.....4

2- Mesotibia con espolón apical más corto que el largo del ápice de la mesotibia (Fig. 11) o ausente; hembra, hipopigio con proyección aguda casi hasta o excediendo el ápice del gáster (Fig. 8); macho, hipopigio cóncavo, ápice emarginado (Fig. 12).....*Chalcis*

- Mesotibia con espolón apical más largo que el largo del ápice de la mesotibia (Fig. 13); hembra, hipopigio diferente, sin proyección aguda; macho, hipopigio convexo, ápice no emarginado.....3

3- Hembra, hipopigio distintamente esclerotizado y piloso en la zona medio-distal (Fig. 14), con el ápice anguloso o bilobado; ambos sexos: mandíbulas sin lámina en el margen inferior, si la mandíbula 2:3, entonces los dientes superiores más largos que los inferiores (Fig. 15); si la mandíbula 2:2, entonces los dientes inferiores claramente más largos que los superiores (Fig. 16); metatibia con espina apical claramente larga y recurvada hacia el ápice (Fig. 17).....*Melanosmicra*

- Hembra, hipopigio no esclerotizado ni piloso en la zona medio-distal; ambos sexos: mandíbulas

usualmente con lámina en el margen inferior (Fig. 18), si la lámina está ausente y las mandíbulas 2:3, entonces los dientes son romos (Fig.19); si la lámina está ausente y las mandíbulas 2:2, entonces la frente inferior es completamente plana (Fig. 20); metatibia con espina apical variable, usualmente no como la anterior.....*Conura*

4- Ala posterior con vena nebulosa transversal (Fig. 21) (Brachymeriinae).....5

- Ala posterior sin vena nebulosa transversal.....7

5- Uña tarsal posterior con proceso falciforme (Fig. 22); carena o surco malar presente (Fig. 23); metatibia con un espolón apical (Brachymeriini).....6

- Uña tarsal posterior sin proceso falciforme; carena y surco malar ausente (Fig. 24); metatibia sin espolón apical (Phagonophorini); antena inserta claramente por encima del margen inferior de los ojos (Fig. 24); mesosoma cerca de 1,5 veces tan largo como ancho; propodeo, lateral al espiráculo, con un tubérculo densamente piloso (Fig. 25).....*Stypiura*

6- Frente con carena que se extiende desde la porción inferolateral del margen de las escrobas en dirección a la carena malar (carena escrobomalar) (Fig. 23); mandíbula 1:1 o 2:2, si 2:2 diente superior más corto que el inferior; carena occipital con la porción superior convergiendo hacia el foramen occipital (Fig. 26).....*Ceyxia*

- Frente inferior sin carena escrobo-malar, si presenta una carena o rugosidad junto a la porción inferoposterior de la escroba, esta está recurvada en dirección al ojo (carena o rugosidad escrobo-ocular) (Fig. 27); mandíbula y carena occipital diferentes de las descritas anteriormente.....*Brachymeria*

7- Cabeza con la frente proyectada en forma de cuernos, uno a cada lado de las escrobas (Fig. 28); metatibia con espina apical larga y curva, usualmente con un espolón apical (Fig. 4) (Dirhininae).....*Dirhinus*

- Cabeza con la frente no proyectada; metatibia con el ápice truncado oblicuamente y el margen ondulado, usualmente con dos espolones apicales (Fig. 29) (Haltichellinae).....8

8- Ala anterior con la vena marginal tocando el borde del ala (Fig. 30); vena post-marginal presente, eventualmente muy corta (Haltichellini).....9

- Ala anterior con la vena marginal alejada del borde del ala (Fig. 31); vena post-marginal ausente (Hybothoracini); primer tergito metasomal con carenas longitudinales dorsales (al menos un par dorsolateral presente), que comienzan en una carena o elevación transversal anterior (Fig. 32); pecíolo no visible dorsalmente.....*Notaspidium*

9- Primer tergito metasomal con carenas longitudinales dorsales que comienzan en una carena transversal anterior (Fig. 33).....10

- Primer tergito metasomal redondeado en el margen anterior dorsal, sin carenas longitudinales o transversales.....*Hockeria*

10- Cabeza con carena interocelar (Fig. 34); escutelo con proyección mediana dentiforme o espiniforme (Fig. 10).....*Aspirrhina*

- Cabeza sin carena interocelar; escutelo redondeado posteriormente, sin proyección mediana..*Haltichella*

Agradecimientos

El primer autor agradece al CNPq por el otorgamiento de una beca de investigación, CNPq y FAPES por la ayuda financiera. A Arturo Roig Alsina (MACN) y Marta S. Loiácono (MLP), por la ayuda y el acceso a las colecciones. El segundo autor agradece al CONICET por el otorgamiento de la beca de investigación. A Marta S. Loiácono y a Cecilia B. Margaría (MLP) por la lectura crítica del capítulo.

Literatura citada

ANDRADE, T.V. & M.T. TAVARES. 2009. Revisão de *Ceyxia* Girault, *stat. rev.* (Hymenoptera, Chalcididae, Brachymeriini). *Rev. Bras. Entomol.* 53(4): 511-548.

ARIAS, D.C. & G. DELVARE. 2003. List of the genera and species of family Chalcididae (Hymenoptera: Chalcidoidea) of the Neotropical region. *Biota Col.* 4(2): 123-144.

ASHMEAD, W.H. 1904. Classification of the chalcid flies of the superfamily Chalcidoidea, with descriptions of new species in the Carnegie Museum, collected in South America by Herbert H. Smith. *Mem. Carnegie Mus.* 1(4): 225-551

BLANCHARD, E.E. 1935. Apuntes sobre calcididos argentinos (Hymemoptera, Chalcididae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 7: 103-122.

BLANCHARD, E.E. 1936. Apuntes sobre los Calcídidos Argentinos: nuevos y conocidos. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 8: 7-32.

BLANCHARD, E.E. 1941. Nuevos parásitos del bicho de cesto *Oikethicus kirbyi* Guild. *Rev. Soc. Entomol. Argent.*11: 3-21.

BLANCHARD, E.E. 1942. Parásitos de *Alabama argillacea* Hbn. en la República Argentina. Estudio preliminar. *An. Soc. Cient. Argent.* 134: 54-63.

BLANCHARD, E.E. 1943. Un díptero y seis himenópteros argentinos nuevos para la ciencia. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 12: 92-104.

BLANCHARD, E.E. & L. De SANTIS. 1963. Himenópteros Argentinos parásitos de *Coleophora haywardi*. *Rev. Invest. Agríc.* 17(1): 113-123.

BOUČEK, Z. 1974. A revision of the Leucospidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) of the world. *Bull. Br. Mus. (Nat. Hist.)* (Ent.), *suppl.* 23: 1-241.

BOUČEK, Z. 1988. *Australasian Chalcidoidea (Hymenoptera)*: A biosystematic revision of genera of fourteen families, with a reclassification of species. CAB International, Wallingford. 832 pp.

BOUČEK, Z. 1992. The New World genera of Chalcididae. *Mem. Am. Entomol. Inst.* 53: 49-118, 443-446.

BRÈTHES, J.P. 1909. Himenópteros nuevos de las Repúblicas del Plata y del Brasil. *An. Mus. Nac. Hist. Nat. Buenos Aires, ser. 3*, 19: 49-69.

BRÈTHES, J.P. 1922. Himenópteros y Dípteros de varias procedencias. *An. Soc. Cient. Argent.* 93: 119-146.

BURKS, D.B. 1936. The Nearctic Dirhinini and Epitranini (Hymenoptera, Chalcididae). *Proc. Nat. Acad. Sci. USA*, 22: 283-287.

BURKS, D.B. 1960. A revision of the genus *Brachymeria* Westwood in America north of Mexico (Hymenoptera: Chalcididae). *Trans. Am. Entomol. Soc.* 86(3): 225-273.

BURKS, D.B. 1979. Chalcididae. *In:* Krombein, K.V., P.D. jr. Hurd, D.R. Smith & B.D. Burks (eds.), *Catalog of Hymenoptera in America North of Mexico*. Smithsonian Institute Press, Washington, D.C. Pp. 860-874.

CAMERON, P. 1884. Subfam. Chalcidinae. *Biologia Centrali-Americana*, Insecta, Hymenoptera, 1: 77-101.

CAMERON, P. 1909. A contribution to the knowledge of the parasitic Hymenoptera of Argentina. *Trans. Am. Entomol. Soc.* 35(4): 419-450.

COWAN, D.P. 1979. The function of enlarged hindlegs in oviposition and aggression by *Chalcis canadensis*. *Great Lakes Entomol*. 12(3): 133-136.

DALLA TORRE, K.W. VON. 1898. *Catalogus Hymenopterorum hucusque descriptorum systematicus et synonymicus*, Chalcididae et Proctotrupidae 5: 1-598.

DE SANTIS, L. 1967. *Catálogo de los himenópteros argentinos de la serie Parasitica, incluyendo Bethyloidea*. Comisión de Investigaciones Cientificas, La Plata. 337 pp.

DE SANTIS, L. 1975. Nota sobre Calcidoideos Neotrópicos (Hymenoptera). *Neotropica* 21(64): 8-10.

DE SANTIS, L. 1979. *Catálogo de los himenópteros calcidoideos de América al sur de los Estados Unidos*. Comisión de Investigaciones Científicas, Provincia de Buenos Aires. 488 pp. (Publicación Especial).

DE SANTIS, L. 1983. Catálogo de los himenópteros calcidoideos de América al sur de los Estados Unidos: Primer suplemento. *Rev. Peru. Entomol*. 24(1): 1-38.

DE SANTIS, L. 1989. Catálogo de los Himenópteros Calcidoides (Hymenoptera) al sur de los Estados Unidos: Segundo suplemento. *Acta Entomol. Chil*. 15: 9-90.

DE SANTIS, L. & P. FIDALGO. 1994. Catálogo de himenópteros calcidoideos. *Ser. Acad. Nac. Agron. Vet*. 13: 1-145.

DELVARE, G. 1992. A reclassification of the Chalcidini with a checklist of the New World species. *Mem. Am. Entomol. Inst*. 53: 119-441, 443-466.

DELVARE, G. 2006. Familia Chalcididae. *In*: Hanson, P.E. & I.D. Gauld (eds.), *Hymenoptera de la región Neotropical*. American Entomological Institute, Gainsville. Pp. 333-341.

DELVARE, G. & D.C. ARIAS-PENNA. 2006. Familia Chalcididae. *In:* Fernández, F. & M.J. Sharkey (eds.), *Introducción a los Hymenoptera de la región Neotropical*. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá. Pp. 647-660.

DOWDEN, P.B. 1935. *Brachymeria intermedia* (Nees) a primary parasite of *Brachymeria compsilurae* Crawford a secondary parasite of gypsy moth. *J. Agric. Res*. 50(6): 495-523.

FRITZ, M.A. & J.A. GENISE. 1980. Notas sobre nido de barro de Sphecidae (Hymenoptera): Constructores, inquilinos, parasitoides, cleptoparásitos y detritivoros. *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 39: 67-81.

GAHAN, A.B. & M.M. FAGAN. 1923. The type species of the genera of Chalcidoidea or chalcid-flies. *Bull. U.S. Natl. Mus.*, 124: 173 pp.

GARCÍA J.L. & M.A. GAIANI. 1996. A remarkable new species of *Aspirrhina* Kirby from Venezuela (Hymenoptera: Chalcididae). *Bol. Entomol. Venez., n. s.* 11(2): 135-138.

GIBSON, G.A. 1993. Superfamilies Mymarommatoidea and Chalcidoidea. *In:* Goulet, H. & J. Huber (eds.), *Hymenoptera of the world*: An identification guide to families. Research Branch, Agriculture Canada, Ottawa. Pp. 570-655.

GIRAULT, A.A. 1913. Some chalcidoid Hymenoptera from north Queensland. *Arch. Naturgesch. (A)* 79(6): 70-90.

HALSTEAD, J.A. 1990a. Redescription of males, biological notes, and identification of American *Acanthochalcis* (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Entomol. News* 101(2): 75-80.

HALSTEAD, J.A. 1990b. Review of *Haltichella* Spinola in the Nearctic region (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Proc. Entomol. Soc. Washington* 92: 153-159.

HALSTEAD, J.A. 1990c. Revision of *Hockeria* Walker in the Nearctic region with desriptions of males and five new species. *Proc. Entomol. Soc. Washington* 92: 619-640.

HALSTEAD, J.A. 1991a. New species of *Aspirhina* Kirby from the Neotropical region (Hymenoptera: Chalcididae). *Pan-Pac. Entomol*. 67(1): 65-71.

HALSTEAD, J.A. 1991b. New species of *Notaspidium* Dalla Torre from the Nearctic and Neotropical regions (Hymenoptera: Chalcididae). *Pan-Pac. Entomol*. 67(4): 229-242.

HALSTEAD, J.A. 2000. A new species of *Hockeria* Walker from Mexico (Hymenoptera: Chalcididae). *Pan-Pac. Entomol*. 76(1): 52-54.

HERATY, J.M., R.A. BURKS, A. CRUAUD, G.A.P. GIBSON, J. LILJEBAD, J. MUNRO, J.Y. RASPLUS, G. DELVARE, P. JANSTA, A. GUMOVSKY, J. HUBER, J.B. WOOLLEY, L. KROGMANN, L. S. HEYDON, A. POLASZEK, S. SCHMIDT, D.C. DARLING, M.W. GATES, J. MOTTERN, E. MURRAY, A. DAL MOLIN, S. TRIAPITSYN, H. BAUR, J.D. PINTO, S. VAN NOORT, J. GEORGE & M. YORDER. 2013 A phylogenetic analysis of the megadiverse Chalcidoidea (Hymenoptera). *Cladistics* 29 (5): 466-542.

HERTING, B. 1975. *A catalogue of parasites and predators of terrestrial arthropods*. Section A. Host or Prey/ Enemy. Lepidoptera, Part 1 (Microlepidoptera). Commonwealth Agricultural Bureaux, Commonwealth Institute of Biological Control, Londres. 218 pp.

HERTING, B. 1976. *A catalogue of parasites and predators of terrestrial arthropods*. Section A. Host or Prey/ Enemy. Lepidoptera, Part 2 (Macrolepidoptera). Commonwealth Agricultural Bureaux, Commonwealth Institute of Biological Control, Londres. 221p.

HERTING, B. 1978. *A catalogue of parasites and predators of terrestrial arthropods*. Section A. Host or Prey/Enemy. Neuroptera, Diptera, Siphonaptera. Commonwealth Agricultural Bureaux, Commonwealth Institute of Biological Control, Londres. 156p.

KIRBY, W.F. 1885. Description of two new species of Chalcididae. *Ann. Mag. Nat. Hist*. 15: 243-244.

MAGISTRETTI, G. 1950. Biología de la *Psychidosmicra brethesi* Blanchard, enemigo natural del bicho de cesto común, *Oiketicus kirbyi* Guild. *Rev. Fac. Cienc. Agr.,* Mendoza 2(2): 1-15.

MALLEA, A.R., G.S. MÁCOLA, J.G. GARCÍA, L.A. BAHAMONDES & J.H. SUÁREZ. 1977. *Spilochalcis magistretti* Blanchard (Chalcididae-Hymenoptera), on *Oiketicus geyeri* Berg. (Psychidae-Lepidoptera). *Rev. Fac. Cienc. Agr.*, Mendoza 20: 11-13.

MASI, L. 1931. Sur quelques Brachymeriinae de l'Egypte (Hymen. Chalc.). *Bull. Soc. Entomol. Egypte* 1930: 214-218.

MOITOZA, F.J. 1994. A revision of the *C. maculata* species group of *Conura* Spinola in America, north of Mexico, and a new species of the *C. immaculata* species group of *Conura* (Hymenoptera: Chalcididae). *Pan-Pac. Entomol*. 70(2): 168-182.

MORRONE, J.J. 2004. Panbiogeografia, componente biótico en zonas de transición. *Rev. Bras. Entomol*. 48(2): 149-162.

NARENDRAN, T.C. 1979. A new species and a new record of the interesting genus *Smicromorpha* Girault (Hymenoptera: Chalcididae) from Oriental region. *J. Bombay Nat. Hist. Soc*. 75(3): 908-911.

NARENDRAN, T.C. & T. VARGHESE. 1989. A study on the genus *Thaumatelia* Kirby (Hymenoptera, Chalcididae). *J. Ecobiol*. 1(1): 43-50.

NARENDRAN, T.C. & S. AMARESWARA-RAO. 1987. Biosystematics of Chalcidoidea (Chalcidoidea: Hymenoptera). *Proc. Indian Acad. Sci*. 96(5): 543-550.

NAVARRO-TAVARES, A.B. & M.T. TAVARES. 2008. Revisão das espécies de *Melanosmicra* Ashmead (Hymenoptera, Chalcididae). *Rev. Bras. Entomol*. 52(4):550-574.

NOYES, J.S. 2002. *Interactive catalogue of world Chalcidoidea*. Compact disk. Taxapad: Vancouver.

NOYES, J.S. 2003. Universal Chalcidoidea Database. World Wide Web electronic publication. Last update 10/2010, acessado em: 22/01/2011. http://www.nhm.ac.uk/entomology/chalcidoids/ index.html.

OLIVA, A. 2008. Parasitoid wasps (Hymenoptera) from puparia of sarcosaprophagous flies (Diptera: Calliphoridae, Sarcophagidae) in Buenos Aires, Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 67(3-4): 139-141.

PARKER, H.L., P.A. BERRY & A. SILVEIRA GUIDO. 1953. Host-parasite and parasite-host lists of insects reared in South American parasite laboratory during the period 1940-1946. *Rev. Asoc. (Fed.) Rural Urug. (Ing. Agrón.)* 92: 1-101.

PECK, O. 1963. A catalogue of the Nearctic Chalcidoidea (Insecta; Hymenoptera). *Can. Entomol., suppl*. 30: 1-1092.

PORTUONDO-F., E. 2005. El género *Brachymeria* Westwood (Hymenoptera, Chalcididae) en Cuba. *Bol. Soc. Entomol. Arag.* 37: 237-243.

RIEK, E.F. 1970. Hymenoptera (Wasps, bees, ants). *In:* CSIRO (ed). *The Insects of Australia*. University Press, Carlton. Pp.. 867-959.

ROBERTS, R.A. 1933. Biology of *Brachymeria fonscolombei* (Dufour), a hymenopterous parasite of blowfly larvae. *Tech. Bull. U.S. Dep. Agric.* 365: 1-21.

SCHMIEDEKNECHT, O. 1909. Hymenoptera fam. Chalcididae. *In:* Wytsman, M.P., *Genera insectorum*, 97. V. Verteneuil & L. Desmet, Bruselas. 550 pp.

SCHROTTKY, C. 1902. Neue argentinische Hymenopteren. *An. Mus. Nac. Buenos Aires* (3) 8(1): 91-117.

STEFFAN, J.R. 1957. La distribution géographique des Chalcididae (Hymenoptera). *Proceedings of X International Congress of Entomology*, Montreal 1: 799-804.

STEFFAN, J.R. 1959. Revisión de la tribu des Cratocentrini (Hym., Chalcididae). *Acta Entomol. Mus. Natl. Pragae* 33: 287-325.

STEFFAN, J.R. 1961. Comportement de *Lasiochalicidia igiliensis* Masi, chalcidide parasite de fourmilions. *Comp. R. Hebd. Séan. Acad. Sci.*, París 253: 2401-2403.

STEFFAN, J.R. 1973. Révision des genres *Stypiura* Kirby et *Parastypiura* Steffan (Hym., Chalcididae) de la région néotropicale. *Ann. Soc. Entomol. France* 9(2): 391-412.

STRAND, E. 1911. Neue exotische Chalcididen der Gattungen *Lycisca* Spin., *Dirhinus* Dalm. und *Hontalia* Cam. *Soc. Entomol.*, Frankfurt 26: 25-27.

TAVARES, M.T. & B.C. ARAUJO, de. 2007. Espécies de Chalcididae (Hymenoptera, Insecta) do Estado do Espírito Santo, Brasil. *Biota Neotrop.* 7(2): 1-8.

THOMPSON, W.R. 1954. *A catalogue of the parasites and predators of insect pests*. Section 2. Host parasite catalogue. Part 3. Hosts of the Hymenoptera (Calliceratid to Evaniid). Commonwealth Agricultural Bureaux, Commonwealth Institute of Biological Control, Ottawa. Pp. 191-332.

WALKER, F. 1834. Monographia Chalciditum. (Continued.) *Entomol. Mag.* 2(1): 13-39.

WIJESEKARA, G.A.W. 1997. Phylogeny of Chalcididae (Insecta: Hymenoptera) and its congruence with contemporary hierarchical classification. *Contrib. Am. Entomol. Inst.* 29(3): 1-61.

Apéndice 1. Listado de especies de Chalcididae presentes en la Argentina. Para cada especie se cita su distribución geográfica, las referencias para Argentina, los huéspedes y en algunos casos algunos comentarios. Los nombres marcados con asteriscos (*) indican registros inéditos de distribución geográfica o de huésped. Las especies de huéspedes citadas se refieren solamente a los registros para la Argentina.

***Aspirrhina remotor* (Walker, 1862).** Brasil y Argentina: S.Fe. (Parker *et al.*, 1953; De Santis, 1967; Herting, 1975). Huéspedes: *Pectinophora gossypiella* (Lepidoptera: Gelechiidae)

***Brachymeria (Brachymeria) annulata* (Fabricius, 1793).** Ampliamente distribuida en la región Neotropical; en Argentina: Cm.*, Cha.*, Tuc.*, Mnes.*, L.R*, Cba.*, Mza. y Capital Federal* (Cameron, 1909 [como *Oncochalcis joergenseni*]; De Santis, 1967, 1989). Huéspedes: parasitoide de pupas de diversas familias de Lepidoptera. Comentarios: Brèthes (1909) registró la presencia de *B. subconica* en la Argentina basado en dos ejemplares, colectados en el Chaco, por J. M. Huergo en II.1904 y XII.1905 (depositados en el Museo Argentino Bernardino Rivadavia). Uno de estos ejemplares es una hembra de *B. annulata*. Considerando que el otro ejemplar puede pertenecer también a *B. annulata*, es posible que el registro de *B. conica* para la Argentina no sea correcto.

***Brachymeria (Brachymeria) cabira* (Walker, 1838).** Galápagos, Brasil y Argentina: Sal. (Tavares & Araujo, 2007). Huéspedes: desconocidos.

***Brachymeria (Brachymeria) incerta* (Cresson, 1865).** Estados Unidos, México, Cuba, Haití, República Dominicana, Puerto Rico, Venezuela, Guayana, Surinam, Guayana Francesa, Brasil y Argentina: Mza. (De Santis & Fidalgo, 1994). Huéspedes: desconocidos.

***Brachymeria (Brachymeria) koehleri* Blanchard, 1935**. Venezuela, Brasil y Argentina: Cha., Tuc.*, L.R.*, Cba.*, S.Fe, Bs. As.* y Capital Federal* (Blanchard, 1935; Thompson, 1954; De Santis, 1967; Herting, 1976, 1978). Huéspedes: hiperparasitoides de Lepidoptera a través de Sarcophagidae y Tachinidae (Diptera). En Argentina: *Blaesoxipha caridei*, *Sarcodexia lambens* [=*S. anisitsiana*] (Sarcophagidae), *Patelloa rusti*, *Patelloa sp.* y *Phorocera* sp. (Tachinidae).

***Brachymeria (Brachymeria) mnestor* (Walker, 1841).** Neártica y Neotropical; en Argentina: Sal.* y Bs. As. (De Santis, 1967). Huéspedes: parasitoide gregario de pupas de diversas familias de Lepidoptera, sin registro para Argentina.

***Brachymeria (Brachymeria) ovata* (Say, 1824).** Neártica, Neotropical y Finlandia, en Argentina: Sal., Cha., Tuc., S.E., Cs., S.Fe, Bs.As. y Capital Federal. (Thompson, 1954; Peck 1963; De Santis, 1967; Herting, 1976, 1978). Huéspedes: parasitoide gregario de pupas de diversas familias de Lepidoptera. En Argentina: *Alabama argillacea, Mocis latipes, Rachiplusia nu, Spodoptera frugiperda* (Noctuidae); *Eurata hermione*, *E. patagiata* (Ctenuchidae); *Galleria mellonella* (Pyralidae); *Gonogramma despectum* (Mimallonidae); *Papilio thoas brasiliensis, P. thoas thoantiades* (Papilionidae); *Pectinophora gossypiella* (Lepidoptera: Gelechiidae).

***Brachymeria (Brachymeria) panamensis* Holmgren, 1868 stat. rev.** Panamá y Argentina*: Bs. As. Huéspedes: parasitoide solitario de pupas de microlepidópteros. Comentarios: Esta especie fue considerada como sinónimo posterior de diversas especies, por Kirby (1883: 68) como sinónimo de *Chalcis flavipes* Fab., por Cameron (1884: 99) de *C. ovata* Say y por Ashmead (1909: 26) de *C. annulata* Fab., no siendo citada en la literatura desde Schmiedeknecht (1909). El estudio del ejemplar sintipo (depositado en el Naturhistoriska Riksmuseet, Estocolmo, Suecia) indica que *B. panamensis* es una especie distinta con las que fue sinonimizada y es similar a *B. cabira* y *B. molestae*.

***Brachymeria (Brachymeria) pandora* (Crawford, 1914).** Venezuela, Guayana, Brasil y Argentina*: Mnes. y Bs.As. Huéspedes: parasitoide gregario de Hesperiidae y Nymphalidae (Lepidoptera); en Argentina: *Pseudosarbia phoenicicola* (Hesperiidae).

***Brachymeria (Brachymeria) podagrica* (Fabricius, 1787).** En regiones templadas y tropicales del mundo; en la región Neotropical ha sido registrada para México, Cuba, Jamaica, Haití, Venezuela, Brasil y Argentina: Capital Federal (Oliva, 2008). Huéspedes: parasitoide larvo-pupal de Calliphoridae, Muscidae y Sarcophagidae (Diptera); en Argentina: *Phaenicia sericata* (Calliphoridae) y *Sarcophaga* spp. (Sarcophagidae).

***Brachymeria (Brachymeria) pseudovata* Blanchard, 1935**. Brasil, Uruguay y Argentina: Bs. As. (Blanchard, 1935; Thompson, 1954; De Santis, 1967; Herting, 1975). Huéspedes: parasitoide de pupas de microlepdópteros, principalmente Tortricidae. Existe un registro de su papel como hiperparasitoide de *Macrocentrus muesebecki* (Hymenoptera: Braconidae) (Travassos-Filho, 1970 *apud* Noyes, 2002).

En Argentina ataca: *Gnorimoschema loquax* (Gelechiidae); *Choristoneura rosaceana*; *Eulia sphaleropa*; *Eulia* sp.; *Grapholitha molesta*; *Rhyacionia buoliana* (Tortricidae). Comentarios: muy similar a *B. cabira* y *B. panamensis*, principalmente por: escrobas con las márgenes completamente carenadas; rugosidades escrobo-clipeares presentes; carena malar con rama posterior direccionada hacia el margen posterior de la gena; escutelo con puntuación umbilicada uniformemente distribuida; metafémur con intersticio de la puntuación coriáceo-imbricado, los dientes ventrales de aproximadamente el mismo tamaño. De acuerdo con la descripción original, *B. pseudovata* presenta el primer tergito gastral liso y brillante, lo que lo acerca a *B. cabira*, por lo que podrían ser sinónimos. El holotipo macho de *B. pseudovata* no ha sido localizado, y sin lo cual no es posible definir con precisión la identidad de esta especie.

***Brachymeria (Brachymeria) russelli* Burks, 1960**. Estados Unidos, México, Brasil y Argentina: Sal.*, Fo., Bs.As.* y Capital Federal* (De Santis 1989). Huéspedes: parasitoide larvo-pupal de Cassidinae (Coleoptera: Chrysomelidae); en Argentina: *Paranota ensifera*.

***Brachymeria (Pseudobrachymeria) annulipes* (Costa Lima, 1919).** Brasil, Argentina*: L.R. Huéspedes: parasitoides de pupas de Lepidoptera. En Argentina: *Alabama argillacea* (Noctuidae); *Megalopyge chacona** (Megalopygidae).

***Brachymeria (Pseudobrachymeria) cactoblastidis* Blanchard, 1935**. Argentina: Tuc. (Blanchard, 1935; Thompson, 1954; De Santis, 1967). Huéspedes: parasitoide de pupas de *Cactoblastis bucyrus* (Lepidoptera: Pyralidae). Comentarios: Burks (1960, 1979) mencionó que podría ser sinónimo de *B. pedalis*.

***Brachymeria (Pseudobrachymeria) denieri* Blanchard, 1942**. Argentina: Cha. (Blanchard, 1942; De Santis, 1967; Herting, 1976). Huéspedes: *Alabama argillacea* (Lepidoptera: Noctuidae). Comentarios: el holotipo hembra de esta especie no fue localizado. Por la descripción original es posible constatar que comparte diversos caracteres con *B. subconica* y *B. annulipes*, como: carena preorbital presente en el tercio superior de la frente; carena interocelar y rugosidad escrobo-ocular conspicuas; el margen de la escroba carenada mas allá de la mitad inferior. Estos caracteres justifican la ubicación de la misma en el subgénero *Pseudobrachymeria*. Bouček (1992) sugiere que es próxima a *B. discreta*, por lo que, en esta última, la carena preorbital está presente en los ¾ superiores de la frente y el margen de la escroba solamente es carenada en la mitad inferior. La identidad de *B. denieri* solo puede ser esclarecida con un estudio de material tipo.

***Brachymeria (Pseudobrachymeria) pedalis* (Cresson, 1872).** Estados Unidos, México, Brasil y Argentina*: Sal., E.R. Huéspedes: parasitoide de pupas de Pyralidae (Lepidoptera) asociados con cactáceas (Burks, 1979). Comentarios: ver en *B. (P.) cactoblastidis*.

***Brachymeria (Pseudobrachymeria) subconica* Bouček, 1992**. Estados Unidos, México, Costa Rica, Trinidad y Tobago, Colombia, Venezuela, Ecuador, Brasil y Argentina: Cha. (Brèthes, 1909; De Santis, 1967). Huéspedes: parasitoide primario de varios lepidópteros de diversas familias, por lo que puede actuar como hiperparasitoide a través de Sarcophagidae (Diptera) y de Ichneumonidae (Hymenoptera).

***Brachymeria (Pseudobrachymeria) subrugosa* Blanchard, 1942**. Brasil, Uruguay y Argentina: S.Fe y Cha. (Blanchard, 1942; De Santis, 1967; Herting, 1976, 1978). Huéspedes: parasitoides de pupas de microlepidópteros y de puparios de dípteros (Muscidae y Tachinidae). En Argentina: *Alabama argillacea* (Lepidoptera: Noctuidae), *Pectinophora gossypiella* (Lepidoptera: Gelechiidae) y *Patelloa sp* (Diptera: Tachinidae).

***Brachymeria (Pseudobrachymeria) vesparum* Bouček, 1992**. Brasil y Argentina: Mis. (Bouček, 1992). Huéspedes: obtenidos de nidos de *Polistes versicolor* (Hymenoptera: Vespidae).

***Ceyxia latilabra* Andrade & Tavares, 2009**. Brasil y Argentina*: Bs.As. y Capital Federal. Huéspedes: desconocidos.

***Ceyxia ventrispinosa* Girault, 1911**. Brasil, Bolivia, Paraguay y Argentina: Mnes. y Sal.*. (Andrade & Tavares, 2009). Huéspedes: desconocidos.

***Ceyxia villosa* (Olivier, 1790).** De México a Argentina: E.R. (Fritz & Genise, 1980; De Santis, 1983; Bouček, 1992; Andrade & Tavares, 2009). Huéspedes. Parasitoides de avispas de nidos de barro del género *Trypoxylon* (Hymenoptera: Crabronidae).

***Chalcis pilicauda* (Cameron, 1909).** Argentina: L.R.*, Cba.*, Mza. y Bs. As.* (Cameron, 1909; De Santis, 1967; Delvare, 1992). Huéspedes: parasitoides ovo-pupal de Stratiomyidae (Diptera). En Argentina: un ejemplar (depositado en MACN) emergió de un pupario de Stratiomyidae acuática.

***Conura amoena* (Say, 1836).** Estados Unidos, México, Guatemala, Honduras, El Salvador, Nicaragua, Costa Rica, Panamá, Cuba, Trinidad & Tobago, Colombia, Venezuela, Guayana, Ecuador, Brasil y Argentina: Mza. y Bs. As. (De Santis, 1967; Delvare, 1992; De Santis & Fidalgo, 1994). Huéspedes: parasitoides de Eumaeinae (Lepidoptera: Lycaenidae). Sin registros para la Argentina.

***Conura apicalis* (Ashmead, 1904).** Costa Rica, Jamaica, Trinidad & Tobago, Colombia, Ecuador, Brasil y Argentina: Sal. (De Santis, 1975, 1979). Huéspedes: desconocidos.

***Conura bergi* (Kirby, 1885).** Paraguay, Uruguay y Argentina: Mza y Bs. As. (Kirby, 1885; Blanchard, 1935; Thompson, 1954; De Santis, 1967; Herting, 1975). Huéspedes: parasitoide de Lasiocampidae y Psychidae (Lepidoptera). En Argentina: *Tolype pauperata* (Lasiocampidae), *Oiketicus kirbyi* y *O. platensis* (Psychidae).

***Conura bruchi* (Blanchard, 1943).** Brasil y Argentina: Sal. y Cba. (Blanchard, 1943; De Santis, 1967; Herting, 1975). Huéspedes: parasitoide primario de Coleophoridae y Geometridae (Lepidoptera) o hyperparasitoide de *Apanteles* (Braconidae: Hymenoptera). En Argentina: *Coleophora haywardi* (Coleophoridae) y *Apanteles crispulae* (Braconidae).

***Conura burmeisteri* (Kirby, 1883).** Brasil y Argentina (Delvare, 1992). Huéspedes: desconocidos.

***Conura camescens* Delvare, 1992**. Estados Unidos, Costa Rica, Panamá, Trinidad & Tobago, Colombia, Venezuela, Guayana, Ecuador, Brasil y Argentina: Mnes. (De Santis & Fidalgo, 1994; Delvare, 1992). Huéspedes: parasitoides secundarios de Lepidoptera a través de Braconidae (Hymenoptera); en Argentina: *Apanteles* sp. (Braconidae).

***Conura carinifoveata* (Cameron, 1909).** Argentina: Mza. (Cameron, 1909; De Santis, 1967). Huéspedes: desconocidos.

***Conura chapadae* (Ashmead, 1904).** Brasil, Paraguay, Uruguay y Argentina: Cha. y S.Fe. (De Santis, 1967; Herting, 1975, 1976). Huéspedes: parasitoide primario y secundario de Lepidoptera; en Argentina: *Alabama argillacea* (Lepidoptera: Noctuidae), *Pectinophora gossypiella* (Lepidoptera: Gelechiidae).

***Conura dimidiata* (Fabricius, 1804).** México, Guatemala, El Salvador, Nicaragua, Costa Rica, Trinidad & Tobago, Venezuela, Guayana, Ecuador, Brasil y Argentina: Mnes. (De Santis, 1989). Huéspedes: parasitoide de pupas de Ithomiinae (Lepidoptera: Nymphalidae).

***Conura femorata* (Fabricius, 1775).** De Estados Unidos hasta la Argentina: Mnes. (De Santis & Fidalgo, 1994). Huéspedes: parasitoide de pupas de diversas familias de Lepidoptera; sin registro para la Argentina.

***Conura fortidens* (Cameron, 1909).** Costa Rica, Brasil, Uruguay y Argentina: Cm., S.J., L.R., Cba., S.Fe, E.R., Mza., S.L., L.P.*, Bs.As., Capital Federal, Nq. y R.N. (Blanchard, 1935; Thompson, 1954; De Santis, 1967; Herting, 1975; Delvare, 1992). Huéspedes: parasitoide de Psychidae (Lepidoptera). En Argentina: *Oiketichus platensis*, *Zamopsyche haywardii*.

***Conura foveata* (Kirby, 1883).** México, Costa Rica, Trinidad & Tobago, Colombia, Brasil y Argentina. (Delvare, 1992). Huéspedes: desconocidos.

Conura fulvovariegata (Cameron, 1884). México, Panamá, Guadalupe, Colombia, Brasil y Argentina. (De Santis, 1989; Delvare, 1992). Huéspedes: *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae).

***Conura immaculata* (Cresson, 1865).** De Estados Unidos hasta la Argentina: Tuc. y Cha. (Blanchard, 1942; De Santis, 1967; Herting, 1976; Delvare, 1992). Huéspedes: parasitoide primario o secundario de diversas familias de Lepidoptera, en este último caso a través de Braconidae e Ichneumonidae (Hymenoptera); en Argentina: *Alabama argillacea* (Lepidoptera: Noctuidae) y *Calpodes ethlius* (Lepidoptera: Hesperiidae).

***Conura koehleri* (Blanchard, 1935).** Argentina: Mnes. (De Santis, 1967; Delvare, 1992). Huéspedes: parasitoide de *Acharia nesea* (Lepidoptera: Limacodidae).

***Conura leptogastra* (Cameron, 1909).** Argentina: Mza. (Cameron, 1909; De Santis, 1967; Delvare, 1992). Huéspedes: desconocidos.

***Conura maculata* (Fabricius, 1787).** De Estados Unidos hasta la Argentina: Mnes. (De Santis, 1989). Huéspedes: parasitoide de diversas familias de Lepidoptera, principalmente Nymphalidae; en Argentina: Limacodidae no identificado.

***Conura magistrettii* (Blanchard, 1841).** Argentina: S.Fe, Tuc., Mza., S.J., Cm., R.N. (Blanchard, 1941; De Santis, 1967; Herting, 1975; Mallea *et al.*, 1977; Delvare, 1992). Huéspedes: parasitoide de *Oiketicus geyeri*, *O. moyanoi* y *O. platensis* (Lepidoptera: Psichidae).

***Conura mayri* (Ashmead, 1904).** Brasil y Argentina (De Santis, 1979). Huéspedes: desconocidos.

***Conura mendozaensis* (Cameron, 1909).** Argentina: Mza. (Cameron, 1909; De Santis, 1967; Delvare, 1992). Huéspedes: parasitoide de *Rothschildia arethusa* (Saturniidae, Lepidoptera).

***Conura morleyi* (Ashmead, 1904).** Trinidad & Tobago, Guayana Francesa, Guayana, Colombia, Ecuador, Brasil, Paraguay y Argentina: Mnes*. (De Santis, 1979). Huéspedes: parasitoide gregario larvo-pupal de Brassolinae (Lepidoptera: Nymphalidae).

***Conura nigrifrons* (Cameron, 1884).** Honduras, Costa Rica, Trinidad & Tobago, Colombia, Venezuela, Ecuador, Brasil y Argentina: Tuc. y Cs. (Blanchard, 1942; De Santis, 1967; Herting, 1976; Delvare, 1992). Huéspedes: *Allabama argillacea* (Lepidoptera: Noctuidae); *Quinta cannae* (Lepidoptera: Hesperiidae).

***Conura paranensis* (Schrottky, 1902).** Argentina: Cs., E.R. y Bs. As. (Schrottky, 1902; Blanchard, 1936; Thompson, 1954; De Santis, 1967). Huéspedes: parasitoide de *Manduca sexta* (Sphingidae), *Oiketicus kirbyi*, *O. platensis* (Psichidae: Lepidoptera), *Cycloneda sanguinea* (Coleoptera: Coccinellidae), *Cotesia paphi y Dinocampus coccinellae* (Hymenoptera: Braconidae).

***Conura patagonica* (Blanchard, 1935).** Argentina: R.N. (Thompson, 1954; De Santis, 1967; Delvare, 1992). Huéspedes: parasitoide primario o secundario de *Oiketicus platensis* (Lepidoptera: Psichidae), a través de *Conura fortidens*.

***Conura pseudofulvovariegata* (Becker, 1989).** México, Honduras, Costa Rica, Panamá, Guadalupe, Martinique, Colombia, Brasil y Argentina. (Delvare, 1992). Huéspedes: parasitoide secundario de *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) a través de *Cotesia* (Hymenoptera: Braconidae:) y *Diadegma insulare* (Hymenoptera: Ichneumonidae).

***Conura pulchripes* (Cameron, 1909).** Paraguay y Argentina: Mza., Bs. As., Cm.* (Cameron, 1909; Blanchard, 1935; De Santis, 1967; Delvare, 1992). Huéspedes: desconocidos.

***Conura quadrilineata* (Cameron, 1913).** Costa Rica, Guadalupe, Colombia, Venezuela, Guayana, Ecuador, Paraguay, Brasil y Argentina. (Delvare, 1992). Huéspedes: parasitoide de Pterophoridae (Lepidoptera).

***Conura saltensis* (De Santis, 1963).** Argentina: Sal. (Blanchard & De Santis, 1963; De Santis, 1967; Delvare, 1992). Huéspedes: parasitoide de *Coleophora haywardi* (Lepidoptera: Coleophodidae).

***Conura sibinecola* (Blanchard, 1935).** Argentina: Mnes. (Blanchard, 1935; De Santis, 1967; Delvare, 1992). Huéspedes: parasitoide de *Acharia nesea* (Lepidoptera: Limacodidae).

***Conura vigintidentata* (Brèthes, 1922).** Argentina: Bs. As. y S.J. (Brèthes, 1922; Thompson, 1954; De Santis, 1967). Huéspedes: parasitoide de *Oiketicus kirbyi* y *O. platensis* (Lepidoptera: Psichidae).

***Dirhinus maculatus* (Girault, 1912).** Paraguay y Argentina: Mnes. (De Santis & Fidalgo, 1994). Huéspedes: desconocidos.

***Dirhinus neotropicus* Strand, 1911**. Argentina: Mza. (Strand, 1911; De Santis, 1967). Huéspedes: desconocidos.

***Dirhinus reticulatus* (Cameron, 1909).** Argentina: Mza. (Cameron, 1909; De Santis, 1967). Huéspedes: desconocidos.

***Haltichella hydara* (Walker, 1842).** Brasil y Argentina*: S.Fe. Huéspedes: desconocidos.

***Haltichella ornaticornis* (Cameron, 1884).** Desde México y Antillas hasta la Argentina*: Capital Federal. Huéspedes: hiperparasitoide de *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) a través de *Diadegma insulare* (Hymenoptera: Ichneumonidae).

***Hockeria bicolor* Halstead, 1990.** Canadá, Estado Unidos, México, Trinidad & Tobago, Brasil y Argentina*: E.R. Huéspedes: desconocidos.

***Melanosmicra flavicollis* (Cameron, 1904).** Estados Unidos, México, Belize, Honduras, El Salvador, Nicaragua, Costa Rica, Panamá, Ecuador, Brasil y Argentina. (Delvare, 1992; Navarro-Tavares & Tavares, 2008). Huéspedes: desconocidos.

***Melanosmicra guara* Navarro-Tavares & Tavares, 2008**. Brasil y Argentina*: Cs. y Cba. Huéspedes: desconocidos.

***Notaspidium giganteum* Halstead, 1991.** México, Guatemala, Honduras, Costa Rica, St. Vincent, Grenada, Colombia, Ecuador, Perú, Brasil y Argentina: Ju. (Halstead, 1991b). Huéspedes: desconocidos.

***Stypiura dentipes* (Fabricius, 1804).** México, Guayana, Brasil, Bolivia y Argentina: Mnes. (De Santis & Fidalgo, 1994). Huéspedes: desconocidos.

Especies erróneamente citadas para la Argentina

***Brachymeria trinidadensis* (Narendran & Varghese, 1989).** Trinidad & Tobago. Huéspedes: desconocidos. Comentarios: la localidad tipo fue erróneamente citada por Narendran & Varghese (1989) como Trinidad, Argentina. La notación "Trinidad, WI" en la etiqueta del holotipo claramente se refiere a la Isla de Trinidad (Trinidad & Tobago) de las Antillas.

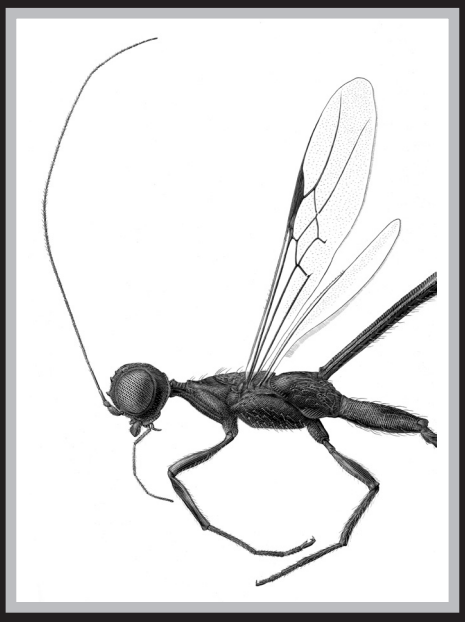
***Melanosmicra immaculata* Ashmead, 1904**. Estados Unidos*, Costa Rica, Colombia, Guayana, Ecuador y Brasil. Huéspedes: desconocidos. Comentarios: erróneamente citada para la Patagonia argentina por Navarro-Tavares & Tavares (2008); la etiqueta del ejemplar tiene la notación "Ariz" que indica que la localidad es la del estado de Arizona, Estados Unidos.

Nomina nuda

Los nombres mencionados a continuación fueron utilizados para referirse a especies argentinas, aunque no son considerados válidos.

Ceratosmicra molesta Blanchard, 1939
Dirhinus haywardi Blanchard, 1943
Hockeria insignis Blanchard, 1940
Schizomicra tucumana Blanchard, 1943
Spilochalcis auripilosa Blanchard, 1938
Spilochalcis denieri Blanchard, 1938
Spilochalcis eurhini Blanchard, 1943
Spilochalcis nigrifrons Blanchard, 1938
Spilochalcis parabosqi Blanchard, 1940
Spilochalcis pseudoparanensis Blanchard, 1939
Spilochalcis xanthocollaris Blanchard, 1939

STEPHANIDAE



Alexandre P. AGUIAR

Universidade Federal do Espírito Santo, Departamento de Ciências Biológicas, Avenida Fernando Ferrari s/n, Vitória, ES, CEP 29075-010, Brazil.
aguiar.2@osu.edu

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Se presenta una introducción histórica y discusión sobre la fauna argentina de Stephanidae, incluyendo información de colecciones existentes, especímenes tipo y especialistas argentinos. Fueron registrados en la Argentina tres géneros y se confirma la presencia de 12 especies para este país. La literatura y datos originales indican que sólo 17 especímenes han sido recolectados para la Argentina, de las siguientes especies: *Aguiarina villosus*, *Foenatopus aurantiiceps*, *Megischus maculipennis*, *Megischus proseni*, *Megischus sanmartinianus* y *Megischus willineri*. Posibles especies que se encuentran en el país son: *Aguiarina adustus*, *Aguiarina carioca*, *Aguiarina cylindricus*, *Aguiarina orfilanus*, *Megischus bridarollii* y *Megischus townesi*. Se registra por primera vez para la Argentina a *Megischus maculipennis*. Se presenta una lista sinonímica completa y actualizada así como literatura relevante de las especies tratadas. Se ilustran los holotipos de *Stephanus sanmartinianus*, *Megischus townesi* y *Stephanus proseni*, así como otras siete especies. Se presenta una clave de las especies de *Aguiarina*; se discute la identidad de las especies de *Megischus* tratadas y se proponen nuevos caracteres para su reconocimiento.

Abstract

A historic introduction, and a discussion about the Argentinean fauna, including collection holdings, type specimens, and Argentinean specialists, is presented for the Stephanidae. Three genera and twelve species are treated as confirmed or likely to occur in Argentina. Literature and original data suggest that only 17 specimens of Stephanidae have ever been collected in Argentina, for the following species: *Aguiarina villosus*, *Foenatopus aurantiiceps*, *Megischus maculipennis*, *Megischus proseni*, *Megischus sanmartinianus*, and *Megischus willineri*. Species considered likely to occur in the country are: *Aguiarina adustus*, *Aguiarina carioca*, *Aguiarina cylindricus*, *Aguiarina orfilanus*, *Megischus bridarollii*, and *Megischus townesi*. *Megischus maculipennis* is registered for the first time for Argentina. A complete, updated synonymic list and literature is presented for all treated species. Holotypes of *Stephanus sanmartinianus*, *Megischus townesi*, *Megischus willineri*, and *Aguiarina adustus*, as well as six other species, are illustrated with extended focus pictures. A key is presented to all discussed species of *Aguiarina*; the identity of all treated species of *Megischus* is discussed and new characters are proposed for their recognition.

Introduction

The relationships of Stephanidae with other Hymenoptera have remained enigmatic since the group was first described by Zschach (1788). At first, many authors regarded these wasps as Ichneumonoidea, mostly because of superficial, even though appealing, similarities with some Braconidae and Ichneumonidae. Stephanids have also been associated with Evaniidae (Smith, 1861a, b; Cameron, 1903; Westwood, 1951), Megalyridae (Riek, 1970),

and Orussidae (Ashmead, 1900; Rasnitsyn, 1980; Gibson, 1985; Whitfield, 1992; Gauld, 1995). The most discussed hypothesis about their relationships was that of Rasnitsyn (1988), who considered the family as part of the "Evaniomorpha" (Rasnitsyn, 1980), a proposed clade with Megalyridae, Trigonalidae, Evanioidea and Ceraphronoidea. Many authors would later disagree, and Whitfield (1992), based also on data from Mason (unpubl.), Gibson (1985), Johnson (1988) and Whitfield *et al*. (1989), concluded that Stephanidae "are not closely related to Evaniomorpha". Naumann (1992) also stated that "Stephanoidea does not seem closely related to any other Apocrita". Downton & Austin (2001) also reported that in their analyses that Stephanidae were recovered in a clade containing also Megalyridae and Trigonalidae, but not as a sister group of other Apocrita, as postulated by post-Rasnitsyn studies (1988). Most phylogenetic studies, however, pointed to a basal position in relation to all other Apocrita (Königsmann, 1978; Rasnitsyn, 1980; Gibson, 1985; Whitfield, 1992, 1998; Dowton & Austin, 1997; Vilhelmsen; 1997, 2001, 2003; Ronquist *et al.*, 1999), suggesting that they may be the sister group of the remaining Apocrita. At the same time, these works also suggested a close relationship of Stephanidae and Orussidae.

The family is relatively small, with seven fossil species and 342 recent, valid species (updated from Aguiar, 2004b). Stephanids have not yet been found in all countries, but do occur in all biogeographic regions (see http://hol.osu.edu/ for a on the fly distribution map). Their absence seems to be real (historic) only west of the Andes (Chile) and in New Zealand. There are at least 44 Neotropical species, equivalent to 13% of the world total, but such diversity might actually be somewhat higher, since some museums still have several undescribed species of *Megischus* from this region.

For complementary introduction and synthesis of the family, the reader is referred to Aguiar (2006b, c). Aguiar (2004b) cataloged the world species, including all known hosts. Label data for all specimens from most world collections, as well as all the literature (references only) can be accessed online at http://hol.osu.edu/. The most recent taxonomic literature for recognizing stephanid species occurring in the Americas is Aguiar & Johnson (2003) for USA and Canada (*Megischus*, *Schlettererius*), Aguiar (2006a) for Mexico (*Megischus*, *Foenatopus*) and South America (*Foenatopus*), and Aguiar (1998, 2004a) for South America (*Aguiarina*). The species occurring in Central America, as well as the *Megischus* of South America, seem to form a few species complexes, and need revision. Fossil species were revised by Aguiar & Janzen (1999), Engel & Grimaldi (2004), and Engel (2005), but the classification of these extinct taxa remains in state of flux.

Zschach (1788) provided the first record of Stephanidae in the literature, with a single species, described simply as "Ichneumonidae No. 193". It was transferred to Braconidae by Fabricius (1804), and then to Evanioidea by Jurine (1807). Leach (1815) was the first to propose the classification as a separate family, the "Stephanida" (first cited as "Stephanidae" by Haliday, 1839), but that author also included the ichneumonid *Xorides* into the new family, and classified them as part of Ichneumonoidea. Westwood (1841) investigated the case closely, and after dissections and comparative studies, concluded that stephanids should be transferred to Braconidae. The superficial resemblance with some Braconidae can in fact be so convincing that some Doryctinae braconids were originally described as Stephanidae (*e.g.*, Enderlein, 1901; Kieffer, 1908, 1911; Strand, 1911). Elliott (1922), however, transferred these to a distinct family, which he called "Stenophasmidae" (=Doryctinae), providing in the process the first precise diagnosis for Stephanidae. The notion that stephanids were related to Ichneumonoidea, however, persisted (*e.g.*, Townes, 1949; Carlson, 1979; De Santis, 1980), being convincingly dismissed only after phylogenetic analyses (Rasnitsyn, 1980; Sharkey & Wahl, 1992). Currently, there is some consensus that Stephanidae belong in a separate superfamily, Stephanoidea (Gibson, 1985; Naumann, 1992; Mason, 1993; Grimaldi & Engel, 2004; Aguiar, 2006b, and many more). Even so, Rasnitsyn (1988, 2000) included several other groups in Stephanoidea.

The natural and environmental importance of stephanids still cannot be precisely defined. While the group is rare or uncommon in collections, there is no available measure or estimate as to which degree such rarity is associated simply to the inneficiency of traditional collecting methods in capturing stephanids (see also Aguiar & Sharkov 1997). Since a realistic population size cannot be safely proposed, it remains difficult to assess stephanid's ecological impact from a quantitative point of view. There are no studies on their qualitative or regulatory impact over their hosts either, but published records suggest these wasps attack herbivorous or xylophagous insects, thus showing both direct (hosts) and indirect (associated plant species) environmental action. One species was used in a biological control program (Taylor, 1976), and there are records of species attacking economically important pests (Braza, 1989; Visitpanich, 1994). There are no records of stephanids of medical or veterinary importance.

Recognition and biology

Small to large wasps (1.0-10.0 cm), usually blackish with red head, or fully black or dark brown. Head large and spherical, with crown of five teeth around anterior ocellum (best seen in Fig. 48), and set on a long pronotum (Figs. 5, 15, 22, etc). Body long, slender, covered by varied, conspicuous sculpturing patterns; fore tibia centrally compressed and bent outwards, and hind leg enormous and highly modified (Fig. 1), with five tarsomeres in males, but only three in females. Ovipositor at least as long as length of body and, in Neotropical species, always with a whitish pre-apical band.

Stephanids are parasitoids on wood-boring larvae, mostly Cerambycidae and Buprestidae (Coleoptera), but also with host records in Hymenoptera, in Siricidae and, apparently, some Apoidea; Aguiar (2004b) compiled all published records of hosts and other biological associations. The only species for which the biology is known in some detail is the North-American *Schlettererius cinctipes* (see Taylor, 1967a). For a more extensive synthesis on biology, see Aguiar (2006b, c).

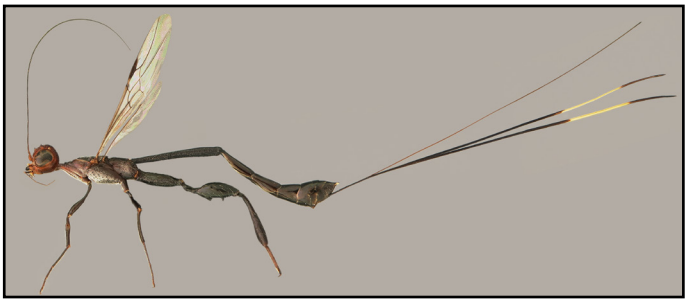


Fig. 1. *Aguiarina cylindricus*, female, lateral habitus, by Berthil B. Longo.

Taxonomy

Species marked with asterisk (*) throughout this section have not yet been recorded from Argentina, but have been recorded from other countries in South America below the 34ºS parallel.

Key to the genera of Stephanidae from Argentina

1- Intercoxal space between hind coxae membranous; pronotum anterior margin weakly to moderately emarginate, much wider than deep (Figs. 35, 43, 49, 54, 62) or at most as deep as wide (Figs. 15, 22, 29); most or all veins on apical half of front wing tubular or strongly nebulous (Figs. 1, 7, 18, 34).....3
- Intercoxal space between hind coxae covered by heavily sclerotized plate (Fig. 72); pronotum anterior margin deeply emarginate, U-shaped, about twice as deep as wide (Fig. 68); veins on apical half of front wing spectral or faintly nebulous (Fig. 71).....*Foenatopus*

2- Front wing vein M+Cu with a series of a few, short, nearly equidistant setae, placed basad of point where vein 1M originates, that is, at the apical 0.10-0.20 (0.07-0.30); vein 2-1A reduced or absent, never greater than 0.35 distance between veins 1cu-a and 2Cua, so that cell 2Cu is widely open posteriorly (Figs. 1, 34); vein 2r usually meeting 2+3Rs basad of pterostigma apex, vein 4Rs much longer than 2r (Fig. 1); usually small to medium, not over 27 mm (excluding ovipositor).....*Aguiarina*
- Front wing vein M+Cu setae reaching point of origin of vein 1M, that is, they reach the very apex of vein; vein 2-1A clearly developed, tubular throughout from 1cu-a to 2Cua, so that cell 2Cu is nearly fully closed posteriorly (Figs. 7, 18); vein 2r meeting 2+3Rs beyond pterostigma apex, vein 4Rs only slightly longer than 2r (Figs. 7, 18); usually medium to large, often over 27 mm (excluding ovipositor).....*Megischus*

Megischus Brullé

It is the oldest genus in the Neotropical region. As currently defined, it is composed of a complex group of species, and the Neotropical fauna is particularly difficult to recognize at the species level, due to the largely overlapping morphology, with few taxonomic features of the external morphology truly characteristic or diagnostic. Most Neotropical species need reanalysis, via detailed comparative studies, before their recognition can be safely achieved, and this holds true even for the few species known from Argentina. The key to species presented by Orfila (1951a) is now seriously outdated, and obviously must not be used as a reference for species recognition or as an argument to recognizing or describing new taxa. Because of the above situation, only a fragmentary treatment of the Argentinean species can be presented here. The following synthesis represents, however, the state-of-art of *Megischus* taxonomy for the country.

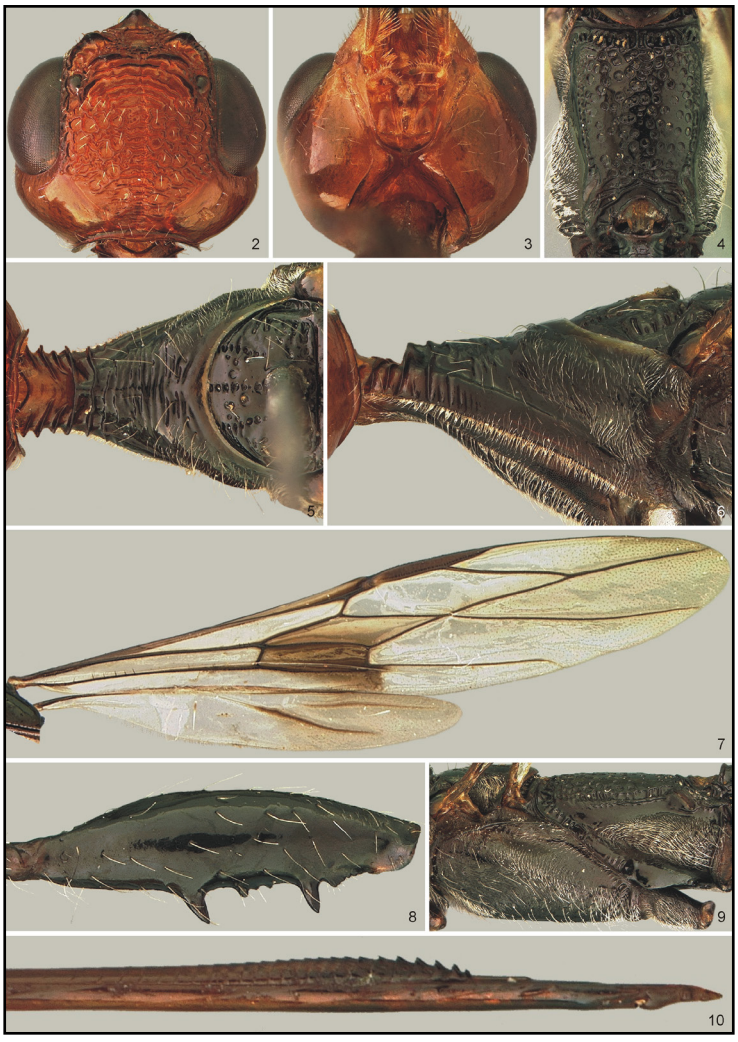
There are two characteristic groups of American species, and representatives of both of them occur in Argentina. They can be easily recognized as follows:

1- Pronotum normal, without a subapical constriction (Figs. 5, 15, 22).....*M. maculipennis* complex
- Pronotum deeply constricted subapically (best seen in dorsal view) (Fig. 29).....*M. bicolor* complex

Megischus maculipennis complex

***Megischus bridarollii* (Orfila).** Body entirely black, wings uniformly infumate, ovipositor length 47 mm. According to Orfila (1949), this species is close to *M. furcatus*. It is known only from the female holotype, now at MACN (not examined). The identity of this species can only be established through a detailed comparative study, as the available literature information is insufficient for a conclusive analysis.

***Megischus maculipennis* Westwood** (Figs. 2-10). Morphologically variable, it might actually represent more than a single species. As broadly defined, however, it can be easily recognized by the distinctively maculated fore and hind wings (Fig. 7). This is among the largest stephanid species in the Americas, with females reaching over 10.0 cm long, including the ovipositor. The following character set, described for the first time, seems taxonomically important in the recognition of this species in the Neotropical region. Occipital carina ventrally linear, running nearly parallel to hypostomal carina (Fig. 3); ovipositor teeth, from apex to base: first 5 stout, each one of first four divided centrally, thus forming four pairs of right and left teeth; followed by 19 weak teeth, also progressively weaker towards base, last 10 very weak and low (Fig. 10).



Figs. 2-10. *Megischus maculipennis*, female. 2, Head, dorsal. 3, Head, ventro-posterior. 4, Propodeum, dorsal. 5, Pronotum and mesoscutum, dorsal. 6, Pronotum and prosternum, left. 7, Right wings, dorsal. 8, Left femur, lateral. 9, Mesothorax, metapleuron, and propodeum, left. 10, Tip of ovipositor valves, left. Pictures by Berthil B. Longo.

Distribution: ARGENTINA, Entre Ríos, Arroyo Verón, Entre Ríos, Strohle leg., 30.6167°S 59.7167°W, OSUC21614 (RMNH). **New record for Argentina**. BRAZIL: Pará. BOLIVIA: Santa Cruz.

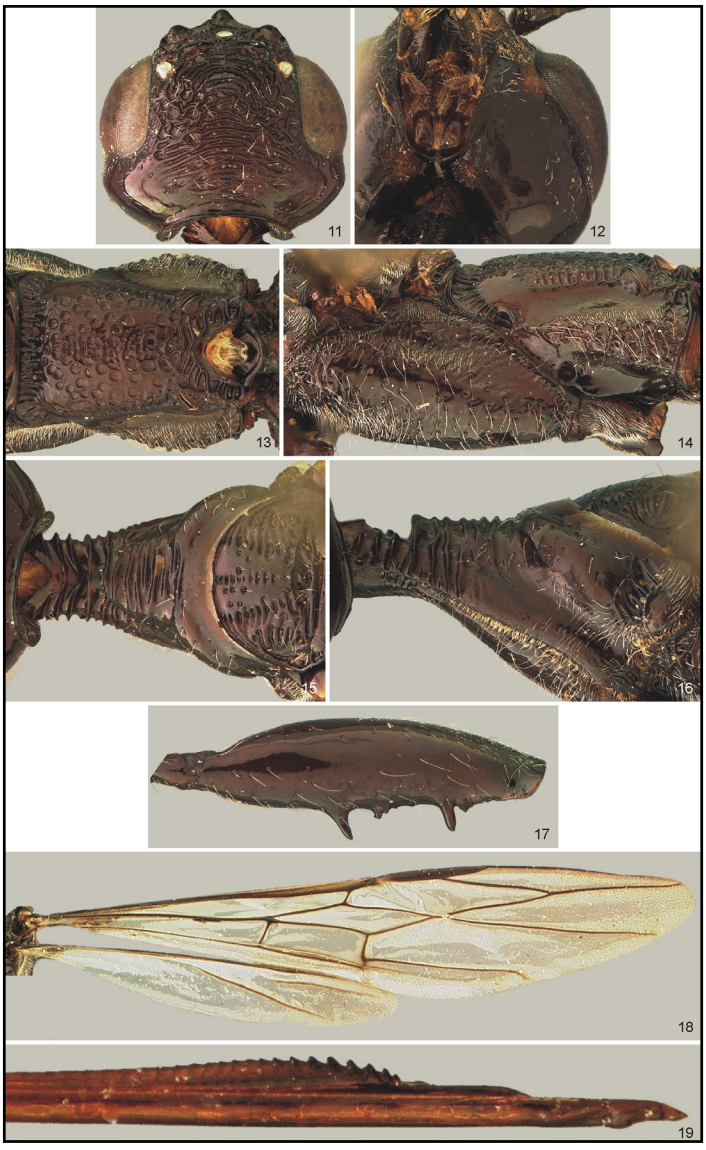
***Megischus sanmartinianus* (Orfila)** (Figs. 11-19). It is quite similar to *M. maculipennis* and *M. townesi*. From the former, it is immediately distinct by having all wings hyaline. The following seems also somewhat characteristic: preannular rugae thick, semiannular laterally mostly glabrous, its dorsal margin very widely smooth and polished (Figs. 15-16) (rugae weak, semiannular laterally pilose, dorsal margin narrowly polished in *M. maculipennis*), ventral area, except anteriorly, polished smooth (anterior half rugose/strigate in *M. townesi*). The more irregular interocellar carenae, vertex overall sculpturing pattern, and absence of rugosity at apex of occipital carina (on the sides of hypostomal carina) also seem distinct from *M. townesi*, but all this must be considered with care, since these two species are known only from specimens of different sex.

In the single known specimen of *M. sanmartinianus*, its hypostomal region, on each side, between the end (apex) of occipital carina and base of hypostomal carina, there is a conspicuous area which looks densely pilose (Fig. 12), but at closer inspection it reveals a series of numerous, somewhat regular scratches on the surface; on the right side, the cuticule seems to have been perforated. These do not seem natural, and might perhaps be the consequence of a trial attack by a dermestid larva.

***Megischus townesi* Fritz & Scaramozzino** (Figs 20-25). Very similar to *M. sanmartinianus*, but the varied and dense sculpturing patterns on vertex (Fig. 20), pronotum (Figs. 22, 23) and propodeum (Fig. 25), and the wide base of the hypostomal carina (Fig. 21) seem characteristic. However, there is only one known specimen for *M. townesi*, which is a male, and therefore all the above features must be considered doubtfull as diagnostic until they can be confirmed in more specimens, particularly in females.

Megischus bicolor complex

***Megischus proseni* (Orfila)**. Apparently similar to *M. niger*, but there are no published or even unofficial records of *M. niger* specimens occurring anywhere in South America. Orfila says his species is however "mucho mayor", and has "coxa posterior lisa" (vs. "trans-striada") and "terebra larga como el abdomen" (vs. "algo más larga que el abdomen"). Holotype measurements, as provided by Orfila, are: body lenght 34.0-35.0 mm, mesosoma length 5.0 mm, petiole length 4.0 mm, meta-

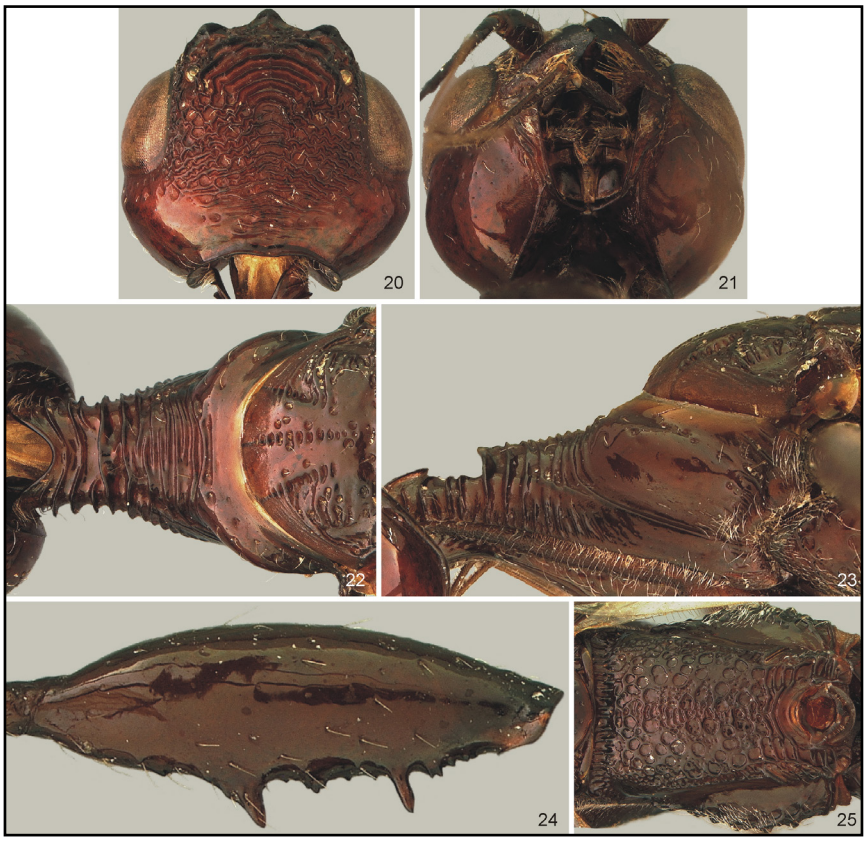


Figs. 11-19. *Megischus sanmartinianus*, holotype female. 11, Head, dorsal. 12, Head, ventro-posterior. 13, Propodeum, dorsal. 14, Mesothorax, metapleuron, and propodeum, left. 15, Pronotum and mesoscutum, dorsal. 16, Pronotum and prosternum, left. 17, Left femur, lateral. 18, Right wings, dorsal. 19, Tip of ovipositor valves, left. Pictures by Berthil B. Longo.

soma length 6.4 mm, and ovipositor sheath length 18.0 mm. This results in TT = 16.5 mm and Ov/TT = 1.10. Nonetheless, there are specimens of *M. niger* with total body length of as much as 29.0 mm (Costa Rica, INBIO, database number 899845), thus much bigger than *M. proseni*. However, such *M. niger* has an ovipositor of 34.0 mm, resulting in Ov/TT = 1.17, not much distinct from *M. proseni*; in the same specimen, the hind coxa is partially smooth and polished, but this alone is undecisive to characterize a *Megischus* species.

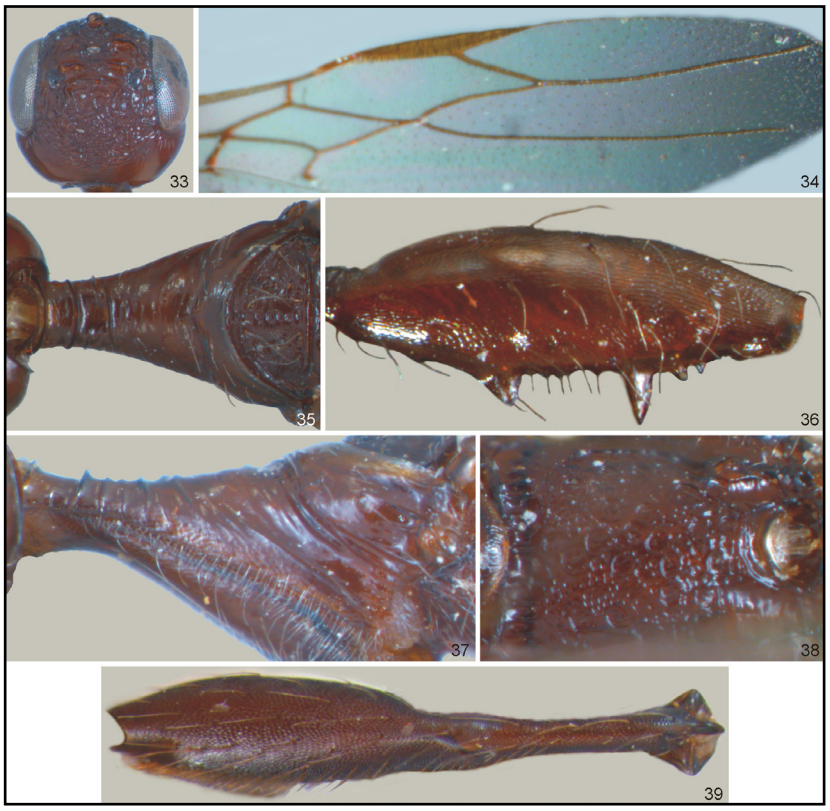
In conclusion, *M. proseni* does seem to be a distinct species from *M. niger*, but not by the differences pointed by Orfila. The proportion T4l/w should also be checked, as this is a quite powerful ratio in isolating species of this complex (e.g., *M. bicolor* vs. *M. niger* in Aguiar 2006a). It is known only from a couple of specimens, the female holotype, now at MACN (not examined), and a female paratype, originally in the Prosen collection (not found).

***Megischus willineri* (Orfila)** (Figs. 26-32). Although apparently a good species, this is not evident in the literature alone. A detailed comparative study of the holotype revealed that the following features might be characteristic: Apex of hypostomal carina ends in 4-5 oblique, parallel, conspicuous rugosities. First oblique carina of colo (right behind apical margin) tallest among observed specimens of the *bicolor* group, blade-like (*vs.* carina-like). Preannular centrally somewhat constricted (also a little in the specimen OSUC21229, but more evident here), with a few short transverse rugosities dorso-centrally, while dorso-laterally and laterally smooth. Mesopleuron with transverse rugulosity in between foveolae (as in *M. bicolor*). Cx3 l/w = 2.38, that is, hind coxa apparently short. Fore wing vein 2Cua tubular, but weaker than vein 1Cu. Petiole fully dark brown. Petiole length/width = 6.71, that is, it looks short, and is widened centrally (dorsal view). Apex of ventral valve of ovipositor with six stout, dark, transverse, arched carinae, increasingly stout towards base, followed by about 18 other which are increasingly weak towards base, until 18th very faint, the first one of this long series already much weaker than the last one of the series of six.



Figs. 20-25. *Megischus townesi*, holotype male. 20, Head, dorsal. 21, Head, ventro-posterior. 22, Pronotum and mesoscutum, dorsal. 23, Pronotum and prosternum, left. 24, Left femur, lateral. 25, Propodeum, dorsal. Pictures by Berthil B. Longo.

Figs. 26-32. *Megischus willineri*, holotype female. 26, Head, dorsal. 27, Head, left. 28, Head, ventro-posterior. 29, Pronotum and mesoscutum, dorsal. 30, Pronotum and prosternum, left. 31, Left femur, lateral. 32, Tip of dorsal ovipositor valve, dorsolateral (ventral valve exposed on the right). Pictures by Berthil B. Longo.



Figs. 33-39. Female holotype of *Aguiarina adustus*. 33, Head, dorsal. 34, Anterior portion of fore wing, dorsal. 35, Pronotum and mesoscutum, dorsal. 36, Left femur, lateral. 37, Pronotum and prosternum, left. 38, Propodeum, dorsal. 39, Hind left tibia, dorsal. Pictures by Diana Barnes (edited).

Figs. 40-47. *Aguiarina carioca*, female from southeastearn Brazil. 40, Head, dorsal. 41, Pronotum and prosternum, left. 42, Head, left. 43, Pronotum and mesoscutum, dorsal. 44, Propodeum, dorsal. 45, Left femur, lateral. 46, Mesothorax, metapleuron, and propodeum, left. 47, Hind left tibia, dorsal. Pictures by Berthil B. Longo.

Aguiarina Koçak & Kemal

The following key to female specimens was adapted from Aguiar (1998, 2004a). Morphological terminology as in Aguiar (1998). All measurements refer to the maximum dimensions, except where noted otherwise. Abbreviations as follows; note that the petiole is counted as the 2nd tergite: bt3l/w, hind basitarsus, maximum length over maximum width; cw, minimum width of pronotum, as seen dorsally; usually, this is the subapical portion, or "neck"; io/oo, minimum distance from lateral ocellus to eye margim over minimum distance between the anterior ocelli; Ov/Gs, ovipositor length over total length of gaster (i.e., T3-T9, including pygidium); Ov/Ptl, ovipositor length over petiole length; Pnl, maximum pronotum length, measured dorso-centrally; Ptl/T3l, petiole length over 3rd tergite length; T4l/w, fourth tergite, maximum length over maximum width, measured dorsally; T9, last tergite, bearing the pygidium.

1- Pronotal fold conspicuous (Figs. 5, 6, 22, 23, 41, 43, etc), deeply invaginate, with a large internal space; Pnl/cw < 2.75; apical margin of colo moderately to deeply concave (Figs. 43, 49, 62).....2
- Pronotal fold shallow, weakly invaginated (Figs. 35,37, 54, 55); Pnl/cw usually > 2.75; apical margin of colo very weakly concave (Figs. 35, 54).....4
2- Pygidium typically long and narrow, tubular (Fig. 1), aligned or nearly so in relation to dorsal part of T9; bt3l/w greater than 7.50 (Fig. 1); occipital carina dorsally narrow to linear (Fig. 48), or at most moderately wide; T4l/w = 1.72-2.52; Ov/Ptl = 3.71-4.22; vertex arcuate-rugose, in distinctly concentric transverse pattern (Fig. 48).....*A. cylindricus**
- Pygidium a convex plate, distinctly angled in relation to T9; bt3l/w always < 7.50; occipital carina wide to very wide; T4l/w ≤ 1.33; Ov/Ptl = 2.64-3.61; Ptl/T3l = 3.15-3.75.....3
3- Post-vertex and temple mostly smooth, without general sculpturing of vertex (Fig. 61); gena uniformly convex, with a few weak foveolae or rugae (Figs. 59, 60); head red, body reddish brown (Figs. 59-65); spiracular groove crossing the entire propodeum, reaching and often fusing with crenulate sulcus (Figs. 64, 65); Ov/Ptl = 2.79-2.91; Ov/Gs = 1.51-1.52; bt3l/w = 2.93-4.29; vertex with short, delicate, curved hairs (Fig. 61), decumbent in all directions; semiannular with stout rugae (Fig. 63).....*A. villosus*
- Post-vertex and temple widely covered by sculpturing from vertex (Fig. 40); gena latero-dorsally with a distinct protuberance, forming a callosity or tubercle (Fig. 40), centrally with some fine rugosity and small foveolae; body black (Figs 40-47).....*A. carioca**
4- Pronotal fold differentiated, or at least its position distinctly indicated by the dorso-longitudinal depression on colo, and relatively close to semiannular, so that preannular area is small, distinctly shorter than colo (Figs 54, 55); io/oo = 2.12-6.75; hind femur without tubercles basad of basal tooth (Fig. 56); interfoveolar area, metapleural fovea, and post-foveolar area densely microreticulate between macrosculpturing (Fig. 57); interfoveolar area with weak subcrenulations (Fig. 57); head uniformly reddish; vertex with distinct granular texture between rugae; colo with 4-7 weak carinae (Figs. 54, 55).....*A. orfilanus**
- Pronotal fold weak or inconspicuous, usually blending somewhat with overall sculpturing, and relatively distant from semiannular, so that preannular area is about as long as, or longer than colo (Figs. 35, 37); io/oo = 7.00-11.50; hind femur usually with at least two small tubercles basad of basal tooth, rarely with no tubercles at all (Fig. 36); interfoveolar area distinctly subcrenulate.....*A. adustus**

***Aguiarina adustus* (Aguiar)** (Figs. 33-39). It is quite different from all other species treated here, showing characteristic external morphology (Figs. 33-39). Within the genus, it is close to *A. macrurus* and *A. velutinus*, from which it can be easily distinguished by having vein 4Rs much longer than crossvein 2r (Fig. 34), vein 2Cua not ending as a hook, and weakly angled in relation to vein 1Cu (Fig. 34), and setae on M+Cu less numerous and more close to apex (about 5 setae located on the apical 0.10-0.11 of vein).

***Aguiarina carioca* (Orfila)** (Figs. 40-47). Close to *A. collarifer* and *A. villosus*, from which it can be separated by having the post-vertex with same stout sculpturing as the vertex, and smaller value for bt3l/w. Sculpturing of semiannular and propodeum and ratio Ov/Pt also quite characteristic for the species.

***Aguiarina cylindricus* (Schletterer)** (Figs 1, 48-50). This is the most common species in the Neotropical region, and its occurrence in Argentina seems quite reasonable. All the features listed in the key provided above are of great importance for the correct recognition of this species, and all of them must be strictly observed in a specimen for a confirmed identification.

***Aguiarina orfilanus* (Fritz & Scaramozzino)** (Figs. 51-58). In addition to the features cited in the key, this species is also quite characteristic by its highly modified hypostomal region (Fig. 53).

***Aguiarina villosus* (Kieffer)** (Figs 59-65). First recorded to Argentina by Aguiar (1998), as *Hemistephanus artiosulcatus*. Closest to *A. collarifer* and *A. carioca*. Distinct from *A. collarifer* by having the fronto-spiracular impression ending at, or fused to, the crenulate sulcus (Figs. 64, 65), and a shorter ovipositor (smaller values for Ov/Pt and Ov/Gs). Distinct from *A. carioca* by having a widely smooth post-vertex, and a longer hind basitarsus (bt3l/w larger).

Foenatopus Smith

The two known species in the Neotropical region were treated by Aguiar (2006a). Of these, *F. annulipes* is essentially of northern distribution, while *F. aurantiiceps* reaches further south, with one record in Argentina, at Jujuy, Dto. Ledesma, Yuto (23.6333°S 64.4667°W) (Orfila, 1956).

***Foenatopus aurantiiceps* Brues** (Figs 66-73). Head reddish or orange (Fig. 66), gena sometimes yellowish on ventral half; vertex with deep, straight, distinct centro-longitudinal impression (Fig. 66); prosternum usually densely punctate/ foveolate; hind tibia apical 0.3-0.5 yellowish, except fully black in specimens from high altitudes (over 800 m). South America.

Morphological variation. FEMALE. Body length 15.0-31.0 mm. Fore wing vein 1Cu from complete and fully tubular to apical 0.15 spectral; vein 2-1A from a short stub to completely absent. Prosternum usually densely punctate/foveolate; dilated portion of hind tibia with apical half, or sometimes fully, cream-yellowish, but fully black in specimens from high altitudes (label records from 860-1219 m). MALE. Body length 12.6 mm. Except for primary sexual differences, male identical to female in all features.

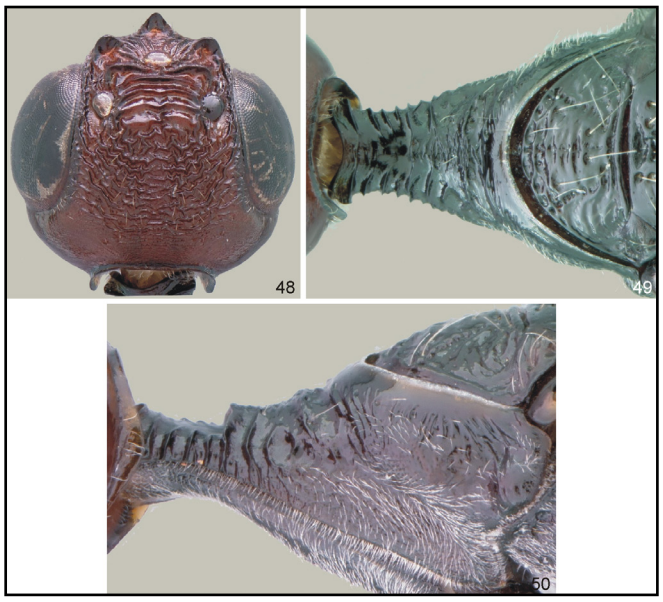
Comments. Originally described to Argentina as *Neostephanus fritzi*, later transferred to *Foenatopus* by Aguiar (1998). In spite of the wide latitudinal range of this species, its external morphology is considerably uniform. For a full description, Brues (1915) remains the standard reference. Easily recognized, as it represents the only western *Foenatopus* with reddish head, bearing a distinct centro-longitudinal impression (Fig. 66), and with the prosternum densely or at least moderately densely foveolate.

Argentinean fauna

There are no studies on the biogeography of Stephanidae from the New World, but some particularities seem evident for the Americas. The most basal genus of the family, *Schlettererius*, with only two known species, is limited to the Holarctic realm, with *S. cinctipes* in the USA, and *S. determinatoris*, known from a single specimen, apparently restricted to North Korea. *Megischus*, a more derived genus, occurs throughout the Nearctic and Neotropical regions, with an approximately increasing number of species towards the equator. *Aguiarina*, closely related but derived in relation to *Megischus*, is typical from South America, with 23/24 (96%) of its species occurring mostly or exclusively between the parallels 10ºN and 22ºS, thus rarely reaching Argentina, and with no records beyond 12° N and 34ºS, approximately. There are also two species of *Foenatopus* in the Neotropical region, only one of them occurring in Argentina, *F. aurantiiceps*. Both species are apparently derived from the highly diverse (over 150 species) Oriental *Foenatopus*, and represent, by far, the most derived Stephanidae in the Americas.

The holdings of Stephanidae in Argentinean institutions are small, with only a few specimens in the Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia" (MACN) and in the Museo de La Plata (MLP). These institutions house also the following holotypes (valid names between brackets): MLP - (1) *Stephanus paraguayensis* Orfila, 1951a, female [*Megischus paraguayensis*]. MACN - (1) *Hemistephanus amazonicus* Fritz & Scaramozzino, 1993, female [*Aguiarina submaculatus*]; (2) *H. bolivianus* Fritz & Scaramozzino, 1993, male [*A. cylindricus*]; (3) *H. cariocanus* Fritz & Scaramozzino, 1993, male [*A. orfilanus*]; (4) *H. orfilanus* Fritz & Scaramozzino, 1993, female [*A. orfilanus*]; (5) *Megischus townesi* Fritz & Scaramozzino, 1993, male [M. townesi]; (6) *Neostephanus fritzi* Orfila, 1956, female [*F. aurantiiceps*]; (7) *Stephanus alvarengai* Orfila, 1959, male [*M. alvarengai*]; (8) *S. brasiliensis* Orfila, 1960, female [*A. carioca*]; (9) *S. bridarollii* Orfila, 1949, female [*M. bridarollii*]; (10) *S. campos-seabrai* Orfila, 1959, female [*M. camposseabrai*]; (11) *S. carioca* Orfila, 1960, female [*A. carioca*]; (12) *S. iesuiticus* Orfila, 1949, female [*M. maculipennis*]; (13) *S. martinezi* Orfila, 1951b: 65, male [*M. maculipennis*]; (14) *S. proseni* Orfila, 1951a, female [*M. proseni*]; (15) *S. sanmartinianus* Orfila, 1949, female [*M. sanmartinianus*]; and (16) *S. willineri* Orfila, 1949, female [*M. willineri*].

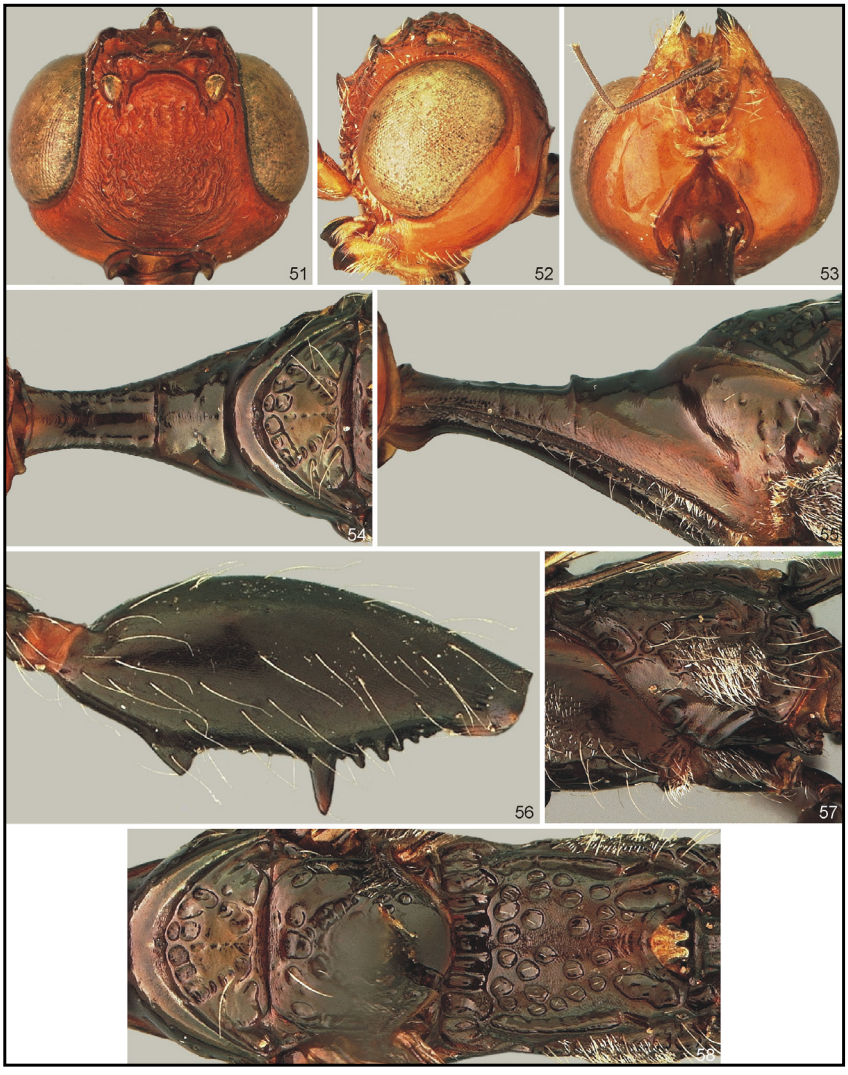
Orfila (1951a) mentioned a female paratype of *S. proseni*, originally deposited in the Prosen collection. Orfila (1960) mentioned a paratype of *Stephanus alvarengai* housed in his private collection. The current location of both specimens is unknown.



Figs. 48-50. *Aguiarina cylindricus*, female. 48, Head, dorsal. 49, Pronotum and mesoscutum, dorsal. 50, Pronotum and prosternum, left. Pictures by Alexandre P. Aguiar.

Ricardo N. Orfila was the only Agentinean specialist in Stephanidae, and the only one to work with some focus on the Argentinean fauna of these wasps. He worked primarily, however, with Lepidoptera. According to Father Jesus S. Moure (pers. comm.), who knew Orfila personally, the simultaneous work with Stephanidae apparently helped Orfila to foster his reasoning that the nature of the training of a true taxonomist allows him/her to work competently with any other taxonomic group. He published seven articles on Stephanidae between the 40's and 60's (Orfila 1949, 1951a,b, 1953, 1956, 1959, 1960), with significant contributions, including a synopsis of the Stephanidae of Argentina (Orfila, 1956), then encompassing four species, all described by Orfila himself. His papers are still somewhat useful, but must be used in conjunction with recent literature. The only other Argentinean to publish on stephanids was Luis De Santis (De Santis, 1967, 1980). His catalog of the Brazilian species was an important achievement, particularly in a time where access to information was quite challenging. De Santis' catalog provided, for example, crucial support to the author's development as a Stephanidae specialist. Manfredo A. Fritz was another important name, mostly because of his enthusiasm and efficiency in amassing a good collection of specimens, some of which became type specimens for species described by Orfila. Fritz' specimens make today an important part of the collection in the MACN.

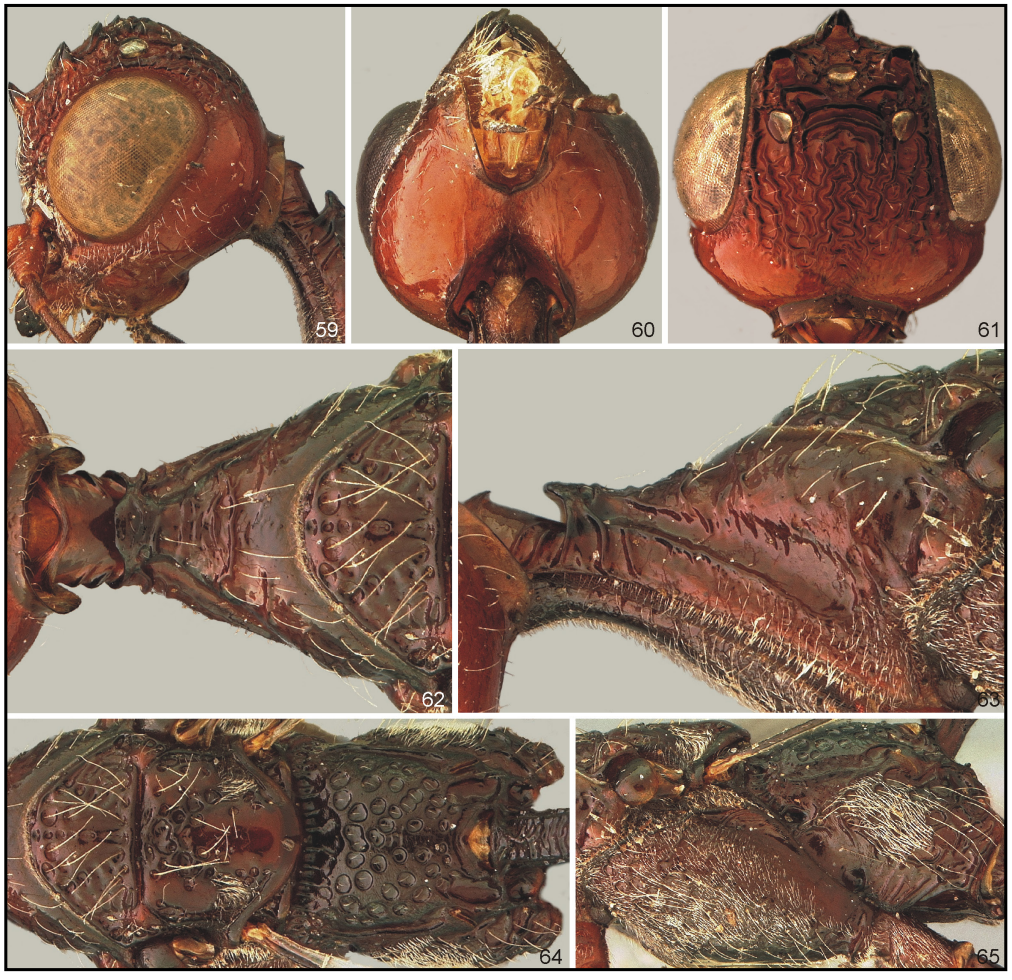
The diversity of Stephanidae in Argentina is apparently limited, with only six confirmed species (Table 1). This is less than 14% of the Neotropical stephanid fauna, and just 1.7% of the world fauna. Only three of these species may perhaps be endemic to Argentina (*Megischus proseni*, *M. willineri*, and *M. sanmartinianus*), but their validity remains to be tested. In any case, it seems evident that a serious sampling program is needed throughout Argentina, since the total number of specimens collected in the country, as reported in the literature, adds up to mere 17 specimens.



Figs. 51-58. *Aguiarina orfilanus*, female from French Guyana. 51, Head, dorsal. 52, Head, left. 53, Head, ventro-posterior. 54, Pronotum and mesoscutum, dorsal. 55, Pronotum and prosternum, left. 56, Left femur, lateral. 57, Metapleuron and propodeum, left. 58, Mesothorax, metathorax, and propodeum, dorsal. Pictures by Berthil B. Longo.

Table I. Species of Stephanidae confirmed (C) or likely to occur (*) in Argentina. NE, Number of specimens collected in Argentina (literature data and original records).

Status	Genus	Species	Closest location	NE
*	*Aguiarina*	*A. adustus*	Brazil, 21.8ºS	-
*		*A. carioca*	Brazil, 27.5ºS	-
*		*A. cylindricus*	Brazil, 24.0ºS	-
*		*A. orfilanus*	Brazil, 27.0ºS	-
C		*A. villosus*	Argentina	8
C	*Foenatopus*	*F. aurantiiceps*	Argentina	1
*	*Megischus*	*M. bridarollii*	Paraguay	-
C		*M. maculipennis*	Argentina	4
C		*M. proseni*	Argentina	2
C		*M. sanmartinianus*	Argentina	1
*		*M. townesi*	Brazil, 24.0ºS	-
C		*M. willineri*	Argentina	1



Figs. 59-65. *Aguiarina villosus*, female from Argentina. 59, Head, left. 60, Head, ventro-posterior. 61, Head, dorsal. 62, Pronotum and mesoscutum, dorsal. 63, Pronotum and prosternum, left. 64, Mesothorax, metathorax, and propodeum, dorsal. 65, Mesothorax, metapleuron, and propodeum, left. Pictures by Berthil B. Longo, except 61, by Fabiana G. Rampinelli.

Figs. 66-67. *Foenatopus aurantiiceps*, female from northern Brazil. 66, Head, dorsal. 67, Mesothorax, metapleuron, and propodeum, left. 68, Pronotum and mesoscutum, dorsal. 69, Pronotum and prosternum, left. 70, Propodeum, dorsal. 71, Fore wing, dorsal. 72, Intercoxal space, posterior view. 73, Left femur, lateral. Pictures by Berthil B. Longo.

Acknowledgments

Berthil B. Longo (UFES/Brazil) masterly prepared most of the pictures. Andrew B. Bennett and Diana Barnes (Agriculture Canada) kindly prepared all digital imagens for the holotype of *Hemistephanus adustus* (Figs. 33-39); Fabiana G. Rampinelli (UFES) took the picture for figure 61. Raquel de Souza Lopes (UFES) provided important help in processing the digital images. This work also benefitted from an excellent editorial work, and from a scholarship from FAPES (Process 45.440.611/2009) to APA.

Literature cited

AGUIAR, A.P. 1998. Revisão do gênero *Hemistephanus* Enderlein, 1906 (Hymenoptera, Stephanidae), com considerações metodológicas. *Rev. Bras. Entomol*. 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. *Pap. Avul. Zool*. 44: 13-43.

AGUIAR, A.P. 2004b. World catalog of the Stephanidae (Hymenoptera: Stephanoidea). *Zootaxa* 753: 1-120.

AGUIAR, A.P. 2006a. The Stephanidae (Hymenoptera) of Mexico, with description of six new species and key to western *Foenatopus* Smith. *Zootaxa* 1186: 1-56.

AGUIAR, A.P. 2006b. Capitulo 24. Superfamilia Stephanoidea y familia Stephanidae. *In*: Fernández, F. & M.J. Sharkey (Eds.), *Introducción a los Hymenoptera de la región Neotropical*. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional Colombia, Bogota.

AGUIAR, A.P. 2006c. 7.2 Familia Stephanidae. *In*: Hanson, P.E. & I.D. Gauld (eds.), *Hymenoptera de la región Neotropical*, The American Entomological Institute, Gainesville.

AGUIAR, A.P. & A. SHARKOV. 1997. Blue pan traps as a potential method for collecting Stephanidae (Hymenoptera). *J. Hymen. Res*. 6(2): 422-3.

AGUIAR, A.P. & J.W. JANZEN. 1999 [2000]. An overview of fossil Stephanidae (Hymenoptera), with description of two new taxa from Baltic amber, and key to species of *Electrostephanus* Brues. *Entomol. Scand.* 30: 443-452.

AGUIAR, A.P. & N.F. JOHNSON. 2003. Stephanidae (Hymenoptera) of America North of Mexico. *Proc. Entomol. Soc. Washington* 105: 467-483.

ASHMEAD, W.H. 1900. Classification of Ichneumon flies. *Proc. U. S. Natl. Mus.* 23(1206): 1-220.

BRAZA, R.D. 1989. Parasitoids of immature stages of *Agrilus sexsignatus* (Fisher) (Coleoptera: Buprestidae) attacking *Eucaliptus deglupta* Blume in Surigao del Sur. *Philipp. Entomol.* 7(5): 479-483.

CAMERON, P. 1903. Descriptions of New genera and species of Hymenoptera taken by Mr. Robert Shelford at Sarawak, Borneo. *J. Straits Branch Roy. Asiatic Soc.* 39: 89-181.

CARLSON, R.W. 1979. Stephanidae. *In*: Krombein, K.V., P.D. Hurd, Jr., D.R. Smith & B.D. Burks, *Catalog of Hymenoptera in America North of Mexico*. Smithsonian Institution Press, Whashington D. C.

DE SANTIS, L. 1967. *Catálogo de los himenópteros argentinos de la serie Parasitica, incluyendo Bethyloidea*. Provincia de Buenos Aires Gobernación, Comisión de Investigación Científica, La Plata.

DE SANTIS, L. 1980. *Catálogo de los himenópteros brasileños de la serie parasítica, incluyendo Bethyloidea*. Editora da Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

DOWTON, M. & A.D. AUSTIN. 1997. Evidence for AT-Transversion bias in wasp (Hymenoptera: Symphyta) mitochondrial genes and its implications for the origin of parasitism. *J. Mol. Evol.* 44: 398-405.

DOWTON, M. & A.D. AUSTIN. 2001. Simultaneous analysis of 16S, 28S, COI and morphology in the Hymenoptera: Apocrita - evolutionary transitions among parasitic wasps. *Biol. J. Linn. Soc.* 74: 87-111.

ELLIOTT, E.A. 1922. Monograph of the hymenopterous family Stephanidae. *Proc. Zool. Soc. London* 92: 705-831.

ENDERLEIN, G. 1901. Neue Evaniiden, Stephaniden, Mutilliden (Apterogyna), Proctotrupiden und Chalcididen, mit einer Bestimmungstabelle der africanischen Stephaniden. *Ark. Naturg.* 67: 187-220.

ENGEL, M.S. 2005. The crown wasp genus *Electrostephanus* (Hymenoptera: Stephanidae): discovery of the female and a new species. *Polish J. Entomol.* 74: 317-332.

ENGEL, M.S. & D.A. GRIMALDI. 2004. The first Mesozoic stephanid wasp (Hymenoptera: Stephanidae). *J. Paleontol.* 78: 1192-1197.

FABRICIUS, J.C. 1804. *Systema Piezatorum secundum ordines, genera, species, adjectis synonymis, locis, observationibus, descriptionibus*. Brunsvigae, Carolum Reichard Press.

GAULD, I.D. 1995. Stephanidae. *In*: Hanson, P.E & I.D. Gauld (eds.), *The Hymenoptera of Costa Rica*. Oxford University Press.

GIBSON, G.A.P. 1985. Some pro- and mesothoraxic structures important for phylogenetic analysis of the Hymenoptera, with a review of terms used for the structures. *Can. Entomol.* 117: 1395-1443.

GRIMALDI, D. & M.S. ENGEL. 2005. *Evolution of the insects*. Cambridge University Press, New York.

HALIDAY, A.H. 1839. Hymenopterorum Synopsis ad methodum clm. Fallenii utplurimum accomodata. *In*: Haliday, A.H., *Hymenoptera Britannica*. London, Hippolytus Ballière (Fasc. 1 and 2), 16 and 28 pp.

JOHNSON, N.F. 1988. Midcoxal articulations and the phylogeny of the order Hymenoptera. *Ann. Entomol. Soc. America* 81: 870-881.

JURINE, L. 1807. *Nouvelle méthode de classer les Hyménoptères et les Diptères. Hyménoptères*. Genève, J. J. Paschoud ed. Tome premier.

KIEFFER, J.-J. 1908. Hymenoptera fam. Stephanidae. *In*: Wytsman, P. (ed.), *Gen. Ins.* 77: 1-10.

KIEFFER, J.-J. 1911. Description d'un nouveau genre et de deux nouvelles espèces de Stéphanides (Hymén.). *Ann. Soc. Entomol. France* 80: 231-234.

KÖNIGSMANN, E. 1978. Das phylogenetische System der Hymenoptera, Teil 4: Aculeata (Unterordnung Apocrita). *Deut. Entomol. Zeit.* 25: 365-435.

LEACH, W.E. [1815]. Entomology entry. *In*: Brewster, D. *The Edinburgh Encyclopedia*. Vol. 9:2. Edinburgh.

MASON, W.R.M. 1993. Superfamilies Evanioidea, Stephanoidea, Megalyroidea, and Trigonalyoidea. *In*: Goulet, H. & J.T. Huber (eds.), *Hymenoptera of the world: An identification guide to families*. Agriculture Canada, Ottawa.

NAUMANN, I.D. 1992. Hymenoptera (wasps, bees, ants, sawflies). *In*: CSIRO (ed.), *The insects of Australia: A textbook for students and research workers*. 2nd. ed. Vol. 2. Melbourne University Press, Carlton, Australia.

ORFILA, R.N. 1949. Nuevos "Stephanidae" (Hym., Ichneum.) neotropicales. *Acta Zool. Lilloana* 7: 339-352.

ORFILA, R.N. 1951a. Sinopsis de los "*Stephanus*" neotropicos, con descripción de una nueva especie de Argentina. *Rev. Bras. Biol.* 11(3): 271-274.

ORFILA, R.N. 1951b. Un nuevo *Stephanus* neotropical (Hym., Steph.). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 15: 65-68.

ORFILA, R.N. 1953. *Stephanus paraguayensis* sp. n. (Hym., Stephan.). *Notas Mus. Ciudad Eva Perón* 16(141): 205-208.

ORFILA, R.N. 1956. Los Stephanidae (Hym.) argentinos. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 19: 5-8.

ORFILA, R.N. 1959. Un nuevo *Stephanus* (Hym., Stephanidae) brasileño. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 21(1958): 39-41.

ORFILA, R.N. 1960. Nuevos Stephanidae (Hym.) neotrópicos. *Actas y Trabajos del Primer Congreso Sudamericano de Zoología*. 3: 125-135.

RASNITSYN, A.P. 1980. [The origin and evolution of hymenopteran insects] Trudy Paleontologicheskogo Instituta. Akademiya Nauk SSSR 174, pp. 1-191. [In Russian]. English translation 1982. Agriculture Canada, Ottawa.

RASNITSYN, A.P. 1988. An outline of evolution of the hymenopterous insects (order Vespida). *Or. Ins.* 22: 115-145.

RASNITSYN, A.P. 2000. Testing cladograms by fossil record: The ghost range test. *Contrib. Zool.* 69: 251-258.

RIEK, E.F. 1970. Hymenoptera (Wasps, bees, ants). *In*: CSIRO (ed.), *Insects of Australia*. Melbourne University Press, Canberra.

RONQUIST, F., A.P. RASNITSYN, A. ROY, K. ERIKSSON & M. LINDGREN. 1999. Phylogeny of the Hymenoptera: A cladistic reanalysis of Rasnitsyn's (1988) data. *Zool. Scripta* 28(1/2): 13-50.

SHARKEY, M.J. & D.B. WAHL. 1992. Cladistics of the Ichneumonoidea (Hymenoptera). *J. Hymen. Res.* 1(1): 15-24.

SMITH, F. 1861a. Descriptions of new species of Hymenopterous insects collected by Mr. A. R. Wallace at Celebes. *J. Proc. Linn. Soc. Zool.* 5: 57-93.

SMITH, F. 1861b. Catalog of Hymenopterous Insects collected by Mr. A. R. Wallace in the Islands of Bachian, Kaisaa, Amboyna, Gilolo and at Dory in New Guinea. *J. Proc. Linn. Soc. Zool.* 5: 93-143.

STRAND, E. 1911. Zwei neue südamerikanische *Stenophasmus* (Stephanidae). *Wiener Entomol. Zeit.* 30: 14-15.

TAYLOR, K.L. 1967a. Parasitism os *Sirex noctilio* F. by *Schlettererius cinctipes* (Cresson) (Hymenoptera: Stephanidae). *J. Austr. Entomol. Soc.* 6: 13-19.

TAYLOR, K.L. 1976. The introduction and establishment of insect parasitoids to control *Sirex noctilio* in Australia. *Entomophaga* 21(4): 429-440.

TOWNES, H. 1949. The nearctic species of the family Stephanidae (Hymenoptera). *Proc. U. S. Nat. Mus.* 99(3243): 361-370.

VILHELMSEN, L. 1997. The phylogeny of lower Hymenoptera (Insecta), with a summary of the early evolutionary history of the order. *J. Zool. Syst. Evol. Res.* 35: 49-70.

VILHELMSEN, L. 2001. Phylogeny and classification of extant basal lineages of the Hymenoptera (Insecta). *Zool. J. Linn. Soc.* 131: 393-442.

VILHELMSEN, L. 2003. Phylogeny and classification of the Orussidae (Insecta: Hymenoptera), a basal parasitic wasp taxon. *Zool. J. Linn. Soc*. 139: 337-418.

VISITPANICH, J. 1994. The Parasitoid Wasps of the Coffee Stem Borer, *Xylotrechus quadripes* Chevrolat (Coleoptera, Cerambycidae) in northern Thailand. *Jap. J. Entomol*. 62(3): 597-606.

WESTWOOD, J.O. 1841. On *Evania* and some allied genera of Hymenopterous insects. *Ann. Mag. Nat. Hist*. 1(7): 535-539.

WESTWOOD, J.O. 1851. Descriptions of some new species of exotic Hymenoptera belonging to Evania and the allied genera, etc. *Trans. Roy. Entomol. Soc. London, series 2*, 1(2): 213-233.

WHITFIELD, J.B. 1992. Phylogeny of the non-Aculeate Apocrita and the evolution of parasitism in the Hymenoptera. *J. Hymen. Res.* 1(1): 3-14.

WHITFIELD, J.B. 1998. Phylogeny and evolution of host-parasitoid interaction in Hymenoptera. *Annu. Rev. Entomol*. 43: 129-151.

WHITFIELD, J.B., JOHNSON, N.F., & M.R. HAMERSKI. 1989. Identity and phylogenetic significance of the metapostnotum in nonaculeate Hymenoptera. *Ann. Entomol. Soc. Am*. 82(6): 663-673.

ZSCHACH, J.J. 1788. *Museum N. G. Leskeanum. Regnum animale. Pars entomologica. Ad systema entomologiae. Fabricii ordinata*. Lipsiae. Müller. Vol. 1, Tab. Synistrata, fig. 193.

AULACIDAE

David R. SMITH

Systematic Entomology Laboratory, PSI, Agricultural Research Service, U. S. Department of Agriculture, c/o National Museum of Natural History, Smithsonian Institution, P.O Box 37012, MRC 168, Washington, DC 20013-7012, USA.
dave.smith@ars.usda.gov

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Las Aulacidae son avispas de tamaño moderado a grande. Como otros miembros de la superfamilia Evanioidea se caracterizan por el metasoma inserto en el mesosoma muy por encima de las cavidades coxales posteriores. Se distinguen de otros evanioideos por su metasoma alargado, separado del metanoto por una banda propodeal esclerotizada; por sus ojos pequeños y subcirculares; por las antenas insertas en la parte baja de la cara; y por las tibias posteriores no ensanchadas apicalmente. Sus representantes se comportan como parasitoides de coleópteros barrenadores de madera, y en menor medida de himenópteros xilófagos. Se discute el conocimiento actual de las Aulacidae en la Argentina. En la actualidad se reconocen dos géneros y seis especies de la familia en el país.

Abstract

Aulacids are moderate to large sized evanioid wasps. As other members of the superfamily Evanioidea, they are characterized by the insertion of the metasoma high above the posterior coxal cavities. They can be distinguished from other evanioids by the elongated metasoma, separated from the metanotum by a sclerotized propodeal band; by their small and circular eyes; the antennae inserted in the inferior part of the face; and by the hind tibiae not distinctly thickened apically. Aulacids behave a parasitoids of wood boring Coleoptera and, at a lesser extent, of xylophagous Hymenoptera. Knowledge of the Aulacidae in Argentina is discussed. Currently there are two genera and six species known to occur in the country.

Diagnosis

Avispas (Fig 1) de talla y color variados. Longitud de 3,0-17,0 mm (excluyendo el ovipositor). Color desde enteramente negro con marcas rojizas o amarillas, castaño rojizo con marcas amarillas y/o negras, a enteramente amarillento. Antenas insertas en la parte baja de la cabeza, cerca del clípeo pero no adyacentes a él, las de la hembra con 14 segmentos, las del macho con 13, con flagelo moderadamente largo y delgado, con surcos cóncavos que se extienden ventrolateralmente hacia el espacio malar. Cabeza oval, convexa anteriormente; mandíbulas robustas, con tres dientes, el inferior grande, seguido de dos más pequeños y frecuentemente truncos; palpos maxilares con seis segmentos, palpos labiales con cuatro segmentos. Margen anterior del pronoto algunas veces con una o más espinas proyectadas anteriormente; propleuras alargadas, como un cuello; mesoescudo convexo, frecuentemente arqueado anteriormente, alguna veces con procesos cónicos anterolaterales, en general groseramente esculpido, usualmente con notaulos distinguibles, y posteriormente con sutura transversa flexible delante del surco escutelar; propodeo por lo general con ornamentaciones reticuladas. Inserción del metasoma elevándose sobre el propodeo; distancia entre foramen propodeal y cavidad metacoxal es mayor al ancho de la apertura y

claramente separada del metanoto por amplia banda propodeal esclerotizada. Ala anterior con 8-10 celdas cerradas, costa y radio separados, con una celda costal amplia y distinguible; estigma grande y conspicuo. Ala posterior con venación reducida, usualmente sin celdas cerradas, sin lóbulo jugal, aunque en algunas especies grandes excepcionalmente con una sola celda más o menos cerrada. Tibia posterior subclíndrica, no hinchada, o a lo sumo, ligeramente ensanchada hacia el ápice, superficie interna de la coxa posterior de la hembra usualmente con un canal vertical u oblicuo. Metasoma alargado, oval, con el primer segmento más o menos cónico; ovipositor largo, de longitud variada, algo más corto hasta más largo que el ala anterior.

Taxonomía

Townes (1950) y algunos otros autores trataron a los aulácidos como una subfamilia de Gasteruptiidae. Gibson (1985), Rasnitsyn (1988) y Whitfield *et al*. (1989) proporcionan evidencias, en cuanto a la estructura torácica, de que aulácidos y gasterúptidos forman un grupo monofilético y los aulácidos quizá deberían tratarse como subfamilia. Más recientemente la tendencia es considerarlos como una familia separada (Carlson, 1979; Konishi, 1990; Mason, 1993; Elgueta & Lanfranco, 1994; Smith, 2001; Turrisi *et al*., 2009).

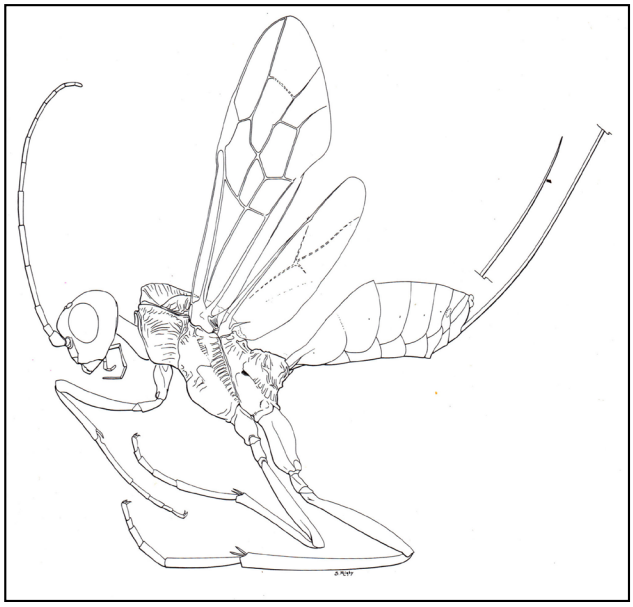


Fig. 1. Aulacidae modificada de Goulet & Huber (1993).

Smith (2001) proporciona un catálogo mundial, donde lista 155 especies en tres géneros: *Aulacus*, *Pristaulacus* y *Panaulux*. Los dos primeros se encuentran en todo el mundo, mientras que *Panaulux*, con sólo dos especies descriptas, está restringido a África (Benoit, 1984; Madl, 1990). Turrisi *et al*. (2009) consideran a *Panaulux* como sinónimo de *Pristaulacus*, por lo que actualmente sólo hay dos géneros válidos. Townes (1950) revisa la fauna neártica y Carlson (1979) cataloga 28 especies en América al norte de México. Smith (1991, 1996) agrega dos especies proporcionando una clave para las especies en el este de América del Norte. Oehlke (1983) y Pagliano (1986) tratan la fauna europea, y Turrisi (2007) revisa las especies paleárticas de *Pristaulacus*.

No hay ninguna publicación global e integral sobre la fauna neotropical salvo por los trabajos generales de Smith (2006a; b) aunque existen estudios regionales recientes. Elgueta & Lanfranco (1994) revisan la fauna chilena, que fue tratada nuevamente por Smith (2005a) incluyendo también las especies de las áreas adyacentes de la Argentina. Smith (2005b, 2008) trata las especies del norte de América del Sur, con énfasis en la fauna colombiana, y las especies del sudoeste de los Estados Unidos y de México. Más recientemente, Smith & Carvalho (2010) describen tres nuevas especies de Brasil. Smith (2001) lista 13 especies de *Aulacus* y 26 de *Pristaulacus* para la región Neotropical. Desde entonces se han descripto 11 especies neotropicales de *Aulacus* y 30 de *Pristaulacus*, elevando el número total de especies conocidas para la región a 24 y 56, respectivamente. Hasta la fecha sólo se conocen dos especies de *Aulacus* y cuatro de *Pristaulacus* de la Argentina.

Filogenia

Jennings & Austin (2000) fueron los primeros en discutir la filogenia a niveles superiores y concluyeron que la monofilia de Aulacidae está soportada por las siguientes sinapomorfías: inserción de las antenas a nivel de la base de los ojos, receptáculos antenales ampliamente separados, ojo pequeño, circular o subcircular, notaulos en forma de Y, propodeo no piramidal y presencia de un surco sobre la superficie interna de la coxa posterior de las hembras.

Más recientemente la filogenia y la clasificación genérica fueron estudiadas por Turrisi *et al*. (2009). Sus resultados indican que la clasificación genérica actual no es natural, sugiriendo un concepto más amplio de *Pristaulacus* y mostrando que *Aulacus* no es monofilético. Finalmente, concluyen en la necesidad de aumentar el número de taxones incluidos en el análisis y explorar nuevos caracteres para resolver estos problemas.

Biología

Los aulácidos son endoparásitoides koinobiontes de insectos barrenadores de madera. Sus huéspedes incluyen varias familias de coleópteros xilófagos (especialmente Cerambycidae y Buprestidae, con pocos registros para Bostrichidae, Cleridae y Curculionidae) e Hymenoptera (Xiphydriidae) (Carlson, 1979; Barriga, 1990; De Santis, 1980; Smith, 2001). Smith (2001) lista huéspedes y plantas conocidas para aulácidos. Casi nada se conoce acerca de la biología de las especies neotropicales. Todas las familias de huéspedes registradas están presentes en el Neotrópico, pero otros insectos barrenadores de madera podrían servir como huéspedes. Se han registrado asociaciones de *Aulacus kraltmeri* con

los cerambícidos *Calydon submetallicum* y *Calydon havrylenkoi*, y *Aulacus braconiformis* con *Hephaestion lariosi* en Chile (Barriga, 1990; Elgueta & Lanfranco, 1994). De Santis (1980) menciona a *Pristaulacus brasiliensis* asociado con bupréstidos en *Cercidium australis* en Argentina. Se han recolectado especímenes en ramas caídas de *Pentaclethra macroloba* en Costa Rica y de troncos caídos en Nicaragua. Es más probable encontrar especímenes en la madera, bien sea cuando emergen o cuando buscan un sitio de oviposición.

El estudio más completo de la biología de algunas especies, especialmente *Aulacus striatus*, fue filmado por Skinner & Thompson (1960) en Gran Bretaña. La hembra localiza el orificio barrenado por una avispa de la madera (*Xiphydria camelus*) en una hendidura en la corteza de un árbol, inserta su ovipositor hacia abajo en el hoyo, y coloca un solo huevo en cada uno de los huevos del huésped que pueda alcanzar. La larva se encierra y desarrolla muy lentamente dentro de la larva huésped en desarrollo; ésta se caracteriza por tener dos proyecciones dorsales esclerotizadas que se extienden desde las partes dorsolaterales del epistoma sobre el área frontal (Short, 1978). Casi un año después, cuando la larva de la avispa está completamente desarrollada y ha excavado un túnel hacia arriba, debajo de la superficie de la corteza, la larva parasitoide completa su desarrollo y mata al huésped. La larva aulácida emerge de la cutícula de su huésped, elabora un capullo en el cual empupa, y emerge casi dos semanas después como adulto. El adulto escapa mordisqueando un orificio a través de la delgada capa de madera dejada por el xifídrido.

Aulacus y *Pristaulacus* se hallan en el Neotrópico y se han recolectado en casi todos los países desde México hasta Argentina. No existen registros para las Indias Occidentales.

Clave para los géneros neotropicales de Aulacidae

1- Uñas tarsales simples o con diente subapical muy pequeño; cabeza sin carena occipital; pronoto y mesoescudo sin espinas proyectándose anteriormente o procesos cónicos.....*Aulacus*

- Uñas tarsales con uno o más dientes subapicales distinguibles, usualmente 2-5 dientes subapicales y uñas con aspecto de peine; cabeza con carena occipital presente, al menos en parte superior de la cabeza; pronoto y mesoescudo comúnmente con espinas proyectándose anteriormente o procesos cónicos.....*Pristaulacus*

Literatura citada

BARRIGA, J.E. 1990. Parásitos de Cerambycidae y Buprestidae (Coleoptera) de Chile. *Rev. Chil. Entomol.* 18: 57-59.

BENOIT, P.L.G. 1984. Aulacidae, famille nouvelle pour la faune de l'Afrique tropicale (Hymenoptera). *Rev. Zool. Afr.* 98: 799-803.

CARLSON, R.W. 1979. Evanioidea. pp. 1109-1118. *In*: Krombein, K. V., P. D. Hurd Jr., D. R. Smith & B. D. Burks (eds.). *Catalog of Hymenoptera in America north of Mexico. Vol 1.* Smithsonian Institution Press. Washington, D.C.

DE SANTIS, L. 1980. Nuevas citas de himenópteros (Insecta) para la República Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 39: 66.

ELGUETA, M. & D. LANFRANCO. 1994. La familia Aulacidae en Chile (Hymenoptera: Evanioidea). *Rev. Chil. Entomol.* 21: 85-97.

GIBSON, G.A.P. 1985. Some pro and mesothoracic structures important for phylogenetic analysis of Hymenoptera, with a review of terms used for the structures. *Can. Entomol.* 117: 1395-1443.

GOULET, H. & J. T. HUBER. 1993. Hymenoptera of the world: An identification guide to families. Agriculture Canada, Publication 1894/E.

JENNINGS, J.T.V. & A.D. AUSTIN. 2000. Higher-level phylogeny of the Aulacidae and Gasteruptiidae (Hvmenoptera: Evanioidea), pp. 154-164, *In*: Austin. A. D. & M. Dowton (eds.), *Hymenoptera evolution: Biodiversity and biological control*. CSIRO Publishing, Collingwood, Australia.

KONISHI, K. 1990. A revision of the Aulacidae of Japan (Hymenoptera, Evanioidea). *Jap. J. Entomol.* 58: 637-655.

MADL, M. 1990. Eine neue *Panaulux*-Art Benoit aus Kenya (Hymenoptera, Evanioidea, Aulacidae). *Mit. Münchner Ent. Ges.* 80: 85-88.

MASON, W.R.M. 1993. Superfamilies Evanioidea, Stephanoidea, Megalyroidea, and Trigonalyoidea, pp. 510-520. *In*: Goulet, H. & J. T. Huber (eds.), *Hymenoptera of the world: An identification guide to families*. Agriculture Canada. Publication 1984/E. Otawa.

OEHLKE, J. 1983. Revision der europäischen Aulacidae (Hymenoprcra-Evanioidea). *Beitr. Ent.* 33: 439-447.

PAGLIANO, G. 1986. Aulacidae, Stephanidae e Evaniidae d'Italia con descrizione de un nuevo Stephanidae del Morocco (Hymenoptera, lchneumonoidea). *Atti Mus. Civ. St. Nat. Grosseto* 9/10: 5-20.

RASNITSYN, A.P. 1988. An outline of the evolution of the hymenopterous insects (order Vespida). *Orient. Ins.* 22: 115-145.

SHORT, J.R.T. 1978. The final larval instars of the Ichneumonidae. *Mem. Am. Entomol. Inst.* 25: 1-508.

SKINNER, E.R. & G.H. THOMPSON. 1960. Película: *The alder woodwasp and its insect enemies*.

SMITH, D.R. 1991. New *Aulacus* (Hymenoptera: Gasteruptionidae: Aulacinae) from Virginia. *Entomol. News* 102: 187-191.

SMITH, D.R. 1996. Aulacidae (Hymenoprera) in the mid-Atlantic states, with a key to species of eastern North America. *Proc. Entomol. Soc. Washington* 98: 274-291.

SMITH, D.R. 2001. World catalog of the family Aulacidae (Hymenoptera). *Contr. Entomol. Int.* 4(3): 263-319.

SMITH, D.R. 2005a. Review of the Aulacidae (Hymenoptera) of Chile and adjacent Argentina. *Proc. Entomol. Soc. Washington* 107(4): 820-834.

SMITH, D.R. 2005b. Aulacidae (Hymenoptera) of northern South America, emphasizing Colombia. *Trans. Am. Entomol. Soc.* 131(1-2): 217-253.

SMITH, D.R. 2006a. 8.3. Familia Aulacidae, pp. 219-221. *In*: Hanson, P. E. & I. D. Gauld (eds.), *Hymenoptera de la región Neotropical. Mem. Am. Entomol. Inst.* 77: 1-994.

SMITH, D.R. 2006b. Capítulo 92, Familia Aulacidae, pp. 803-805. *In:* Fernández, F. & M. J. Sharkey (eds.), *Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical*. Sociedad Colombia de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, D.C., 894 pp.

SMITH, D.R. 2008. Aulacidae of the southwestern United States, Mexico, and Central America. *Beitr. Ent.* 58(2): 267-355.

SMITH, D.R. & D.V. DE CARVALHO. 2010. Three new species of Aulacidae (Hymenoptera) from Brazil. *Proc. Entomol. Soc. Washington* 112(1): 140-148.

TOWNES, H. 1950. The Nearctic species of Gasteruptiidae (Hymenoptera). *Proc. U. S. Natl. Mus.* 100: 85-145.

TURRISI, G.F. 2007. Revision of the Palearctic species of *Pristaulacus* Keiffer, 1900 (Hymenoptera: Aulacidae). *Zootaxa* 1433: 1-76.

TURRISI, G.F., J.T. JENNINGS & L. VILHELMSEN. 2009. Phylogeny and generic concepts of the parasitoid wasp family Aulacidae (Hymenoptera: Evanioidea). *Inv. Syst*. 23(1): 27-59.

WHITFIELD, J.B., N.F. JOHNSON & M.R. HAMERSKI. 1989. Identity and phylogenetic significance of the metapostnotum in nonaculeate Hvmenoptera. *Ann. Entomol. Soc. Am*. 82: 663-673.

Apéndice 1. Lista de especies de Aulacidae conocidas de la Argentina.

Aulacus brevis Smith. Nq.
Aulacus krahmeri Elgueta y Lanfranco. Nq.
Pristaulacus ambiguus (Schletterer). "Argentina".
Pristaulacus brasiliensis (Kieffer). S.E.
Pristaulacus disjunctus Kieffer. Tuc.
Pristaulacus sexdentatus Kieffer. Tuc.

GASTERUPTIIDAE

***Juan José MARTÍNEZ**
****Antonio Carlos Cruz MACEDO**

*División Entomología, Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia, Angel Gallardo 470, C1405DJR, Buenos Aires, Argentina.
jjmartinez@macn.gov.ar

**Museu de Zoología da Universidade de São Paulo, Av Nazaré, 481, 04263-000, São Paulo, Brasil.
accmacedo2003@yahoo.com.br

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Los gasterúptidos son avispas de tamaño moderado, muy notables por su metasoma alargado y subclavado, inserto por encima de las coxas posteriores, y por sus propleuras alargadas hacia adelante a modo de cuello, lo que les da un aspecto muy distintivo. En estado larval se comportan como depredadores, parásitos o inquilinos en nidos de diversos grupos de himenópteros con aguijón. Se discute el conocimiento actual en la Argentina. Las dos subfamilias actualmente reconocidas se encuentran en el país: Hyptiogastrinae, con un género y dos especies, y Gasteruptiinae con dos géneros y 12 especies.

Abstract

Gasteruptiids are moderate sized wasps very easy to recognize by their long, subclavate metasoma and by their elongate neck-like propleurae. During their larval stage, they behave as predators, parasites or inquilines within nests of aculeate Hymenoptera. The present study discusses the current knowledge of the family in Argentina. Two subfamilies are recognized within the family, both known to ocurr in the country: Hyptiogastrinae, with one genus and two species, and Gasteruptiinae, with two genera and 12 described species.

Diagnosis

Las Gasteruptiidae son himenópteros parásitos muy notables y fácilmente reconocibles. Pueden distinguirse rápidamente de otras familias de Hymenoptera por su cuerpo delgado y esbelto, de hábito característico (Fig. 1). Además, pueden reconocerse por su cabeza oval, antena con 14 segmentos en la hembra y 13 en el macho; flagelo moderadamente corto y robusto; inserción antenal cerca del nivel central de los ojos, alejada del clípeo; palpo maxilar con seis segmentos; y palpo labial con cuatro. Propleura muy larga, en forma de cuello. Mesoescudo convexo, con los *notauli* distinguibles que se reúnen en el centro. Metasoma unido al propodeo muy por encima de la inserción de las coxas posteriores; primer segmento del metasoma casi alcanzando el metanoto. Ala anterior con seis o siete celdas cerradas; venas costa y radial separadas, celda costal presente; pterostigma angosto. Ala posterior sin celdas cerradas, sin lóbulo jugal o con un lóbulo jugal pequeño. Tibia posterior hinchada apicalmente. Superficie interior de la coxa posterior sin surcos. Ovipositor corto o más largo que el cuerpo en Gasteruptiinae; puede estar oculto en Hyptiogastrinae.

Comparten con los demás Evanioidea la inserción del metasoma muy por encima de las coxas posteriores. De los evánidos se distinguen fácilmente por el metasoma alargado y subclavado. De los aulácidos pueden diferenciarse por la extrema proximidad entre el primer segmento del metasoma y el metanoto, estando ambos casi en contacto. También se distinguen de los aulácidos por la tibia posterior subclavada y los ojos largos y elípticos.

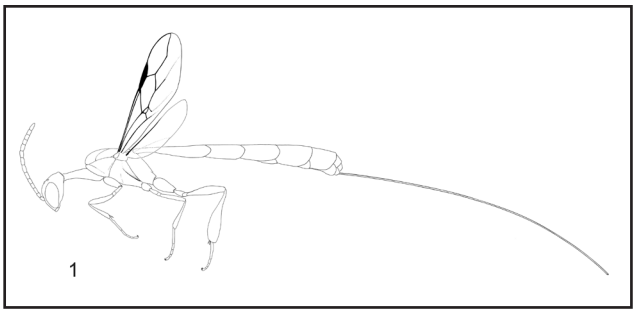


Fig 1. Hábito de la hembra de *Gasteruption tenue*.

Clasificación

Constituyen una pequeña familia con seis géneros actualmente reconocidos y unas 500 especies descriptas (Crosskey, 1962; Jennings & Austin, 2002), aunque el número estimado de especies asciende a 1500-2000. Junto con las Aulacidae y Evaniidae constituye la superfamilia Evanioidea. El concepto de Gasteruptiidae ha incluido en el pasado muy frecuentemente a la familia Aulacidae con el rango de subfamilia (Townes, 1950; De Santis, 1967), y ambas han sido tratadas como subfamilias de Evaniidae (Kieffer, 1912), aunque actualmente hay consenso entre los especialistas en aceptarlas como familias separadas (Smith, 2006). Se reconocen dos subfamilias, Gasteruptiinae e Hyptiogastrinae. Gasteruptiinae es más diversa y de distribución cosmopolita, con unas 400 especies, mientras que Hyptiogastrinae se encuentra restringida a Australasia y América del Sur.

La clasificación ha cambiado en los últimos años. Jennings & Austin (2002) revisan la diversidad y distribución mundial de la subfamilia Hyptiogastrinae. Hoy sólo se reconocen dos géneros en esta subfamilia: *Hyptiogaster* y *Pseudofoenus*, el primero restringido a Australasia y el segundo de distribución gondwánica. Muy frecuentemente, en la literatura referida a la fauna argentina y neotropical pueden encontrarse especies bajo el nombre genérico *Aulacofoenus*, género considerado en la actualidad como sinónimo de *Pseudofoenus*. Macedo (2009) revisó la clasificación genérica de la subfamilia Gasteruptiinae, con especial referencia a la fauna neotropical, y elevó el número de géneros de uno a cuatro. Además de *Gasteruption*, y sobre la base de un análisis cladístico, revalidó el género *Plutofoenus* y describió dos nuevos géneros: *Spinolafoenus* y *Trilobitofoenus*. Hay claves disponibles para las especies de Hyptiogastrinae (Jennings & Austin 2002) y Gasteruptiinae en la región Neotropical (Macedo, 2009; 2011). Las especies de *Gasteruption* de otras regiones biogeográficas fueron revisadas por Pasteels (1956a, b, 1957a, b, 1958), Townes (1950) y Smith (1996).

Filogenia

Los aspectos filogenéticos de los niveles superiores de Gasteruptiidae fueron estudiados por Jennins & Austin (2000), quienes reconocen la monofilia del grupo soportada por la inserción de las antenas al nivel de la mitad de la altura del ojo compuesto. Jennings & Austin (2000) propusieron la monofilia de la subfamilia Hyptiogastrinae que también fue discutida brevemente por Macedo (2009). En ambos casos se reconoció la monofilia de la subfamilia, aunque las sinapomorfías que la soportan difieren debido a la elección de distintos grupos externos (Macedo, 2009). Adicionalmente, Macedo (2009, inéd.) analizó las relaciones filogenéticas de los representantes de Gasteruptiinae. En su análisis morfológico reconoció la monofilia de la subfamilia soportada por cuatro sinapomorfías: mandíbulas con un diente mediano; vena 1-Rs+M del ala anterior surgiendo de la unión de las venas M+Cu y 1-Rs; vena 3-Cu del ala anterior nebulosa; y 4 valvas del ovipositor oscurecidas, con el ápice más claro. La monofilia de los géneros de Hyptiogastrinae y Gasteruptiinae es discutida por Jennings & Austin (2000) y Macedo (2009), respectivamente.

Biología

No hay datos acerca de la biología de las especies neotropicales. Los datos disponibles referidos a especies de otras regiones biogeográficas indican que las larvas de la familia Gasteruptiidae se comportan como ectoparasitoides o depredadoras de himenópteros aculeados, especialmente representantes de las familias Apidae, Sphecidae y Vespidae (Crosskey, 1951; Jennings & Austin, 2004; Smith, 2006). De acuerdo con Jennings & Austin (2002), los representantes del género *Hyptiogaster* se comportan como depredadores o inquilinos en nidos de Vespidae y Colletidae, mientras que las especies de *Pseudofoenus* se encuentran asociadas con avispas Masarinae (Vespidae) y abejas Halictidae, Colletidae y Stenotritidae en Australia. Los adultos pueden encontrarse sobre flores. En la Argentina, la serie tipo de *Gasteruption tenue* fue recolectada por Carlos Bruch sobre flores de *Ammi viznaga* (Apiaceae) en Córdoba (Kieffer, 1922).

Fauna argentina

El estudio de la familia en la Argentina comienza a finales del siglo XIX con los trabajos de Taschenberg (1891) y Schletterer (1893), a los que deben sumarse algunas contribuciones de las primeras décadas del siglo XX (Kieffer, 1903, 1904, 1911, 1922; Turner, 1927) referidos al estudio y clasificación de los gasterúptidos argentinos. Durante mediados y finales del siglo pasado muy poco es lo que se avanzó en el conocimiento de esta familia en

la Argentina y en la región Neotropical. El catálogo de De Santis (1967) menciona cinco especies para el país, aunque la clasificación ha cambiado considerablemente desde entonces. Recientemente ha habido un nuevo impulso en el estudio de los gasterúptidos neotropicales, primero con los trabajos de Jennings & Austin (1997; 2002) y luego con los trabajos de Macedo (2009; 2011). Actualmente se registran 14 especies en la Argentina, agrupadas en tres géneros.

Clave para las subfamilias y géneros neotropicales de Gasteruptiidae

(Tomada de Macedo (2009), incluye los géneros formalmente citados para la Argentina y también los géneros *Spinolafoenus*, conocido de Chile, y *Trilobitofoenus*, de México y Brasil, que eventualmente podrían encontrarse en la Argentina).

1- Mandíbulas ampliamente superpuestas cuando están cerradas (Fig. 2); prefémur ausente; trocánter posterior con o sin surco; esclerito subgenital de la hembra simple; ovipositor corto, apenas visible más allá del ápice del metasoma; ala anterior como en la figura 4.....Hyptiogastrinae.....*Pseudofoenus*

\- Mandíbulas no o poco superpuestas cuando están cerradas (Fig. 3); prefémur en general presente, a veces débilmente marcado; trocánter posterior con surco; esclerito subgenital de la hembra hendido; ovipositor largo o muy largo, frecuentemente más largo que el metasoma; ala anterior como en las figuras 5-7.....Gasteruptiinae.....2

2- Mesepímero claramente cóncavo en vista lateral; proceso pronotal presente, aunque a veces reducido; mesosoma no uniformemente areolado en vista lateral y mesoescudo uniformemente esculpido; ovipositor de longitud variable.....3

\- Mesepímero con cresta dorsal en vista lateral; proceso pronotal ausente; mesosoma uniformemente areolado en vista lateral, o mesoescudo sin estrías ni rugosidades anteriormente y sí estriado o rugoso posteriormente; ovipositor más corto que el metasoma.....4

3- Vena r-m presente anteriormente delimitando parcialmente el extremo apical de la segunda celda submarginal (Fig. 5).....*Plutofoenus*

\- Vena r-m totalmente ausente, segunda celda submarginal completamente abierta apicalmente (Fig. 6).....*Gasteruption*

4- Mesosoma uniformemente areolado en vista lateral; mesoescudo uniformemente esculpido; propleuras no formando un "collar" anteriormente; metacoxa areolada posteriormente; cabeza subrectangular en vista lateral y margen occipital crenulado.....*Spinolafoenus*

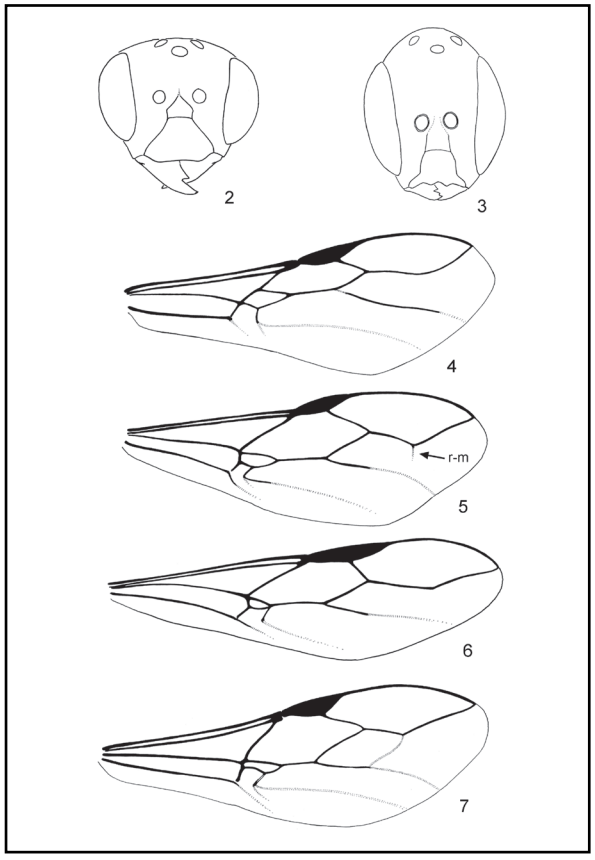
\- Mesosoma no uniformemente areolado en vista lateral; mesoescudo sin estrías o rugosidades anteriormente y estriado o rugoso posteriormente; propleuras formando un "collar" anteriormente; metacoxa lisa posteriormente; cabeza subtrapezoidal en vista dorsal, con el margen occipital simple.....*Trilobitofoenus*

Géneros argentinos de Gasteruptiidae

Gasteruption Latreille es el más diverso, con aproximadamente 400 especies nominales, y es también el más ampliamente distribuido, conocido de todas las regiones biogeográficas del planeta. Hasta hace poco tiempo, en la Argentina se conocían sólo dos especies de *Gasteruption*. Macedo (inéd., 2011) incorporó cuatro especies a la fauna argentina, describió cinco especies nuevas para el país y reclasificó *Gasteruption rubrum* como sinónimo de *Pseudofoenus infumatus*.

Plutofoenus Kieffer fue revalidado recientemente por Macedo (2009) y está representado en la Argentina por dos especies, *P. edwarsi* y *P. paraguayensis*. *Plutofoenus chaeturus* es conocida del estado de Rio Grande do Sul, en Brasil, y bien podría estar presente en la Argentina.

Pseudofoenus Kieffer es el único representante de la subfamilia Hyptiogastrinae conocido de la región Neotropical, con dos especies *P. infumatus* y *P. deletangi*, ambas presentes en la Argentina y tratadas, hasta no hace mucho tiempo, en *Aulacofoenus* (Jennings & Austin, 1997). *Pseudofoenus* es mucho más diverso en la región Indo-Australiana, de donde se conocen 76 especies (Jennings & Austin, 2002).



Figs. 2-7. 2, Cabeza de *Pseudofoenus infumatus* en vista anterior; 3, cabeza de *Gasteruption sp*. en vista anterior; 4, ala anterior de *P. infumatus*; 5, ala anterior de *Plutofoenus edwardsi*; 6, ala anterior de *Gasteruption sp*.; 7, ala anterior de *Spinolafoenus ruficornis*.

Agradecimientos

A los editores del libro por habernos invitado a participar de este proyecto.

Literatura citada

CROSSKEY, R.W. 1951. The morphology, taxonomy and biology of the British Evanioidea (Hymenoptera). *Trans. R. Entomol. Soc. London* 102: 247–301.

CROSSKEY, R.W. 1962. The classification of the Gasteruptiidae (Hymenoptera). *Trans. R. Entomol. Soc. London* 114: 377–402.

DE SANTIS, L. 1967. *Catálogo de los himenópteros argentinos de la serie Parasitica, incluyendo Bethyloidea*. Comisión de Investigación Científica, La Plata, Buenos Aires. 337 pp.

JENNINGS, J.T. & A.D. AUSTIN. 1997. Revision of *Aulacofoenus* Kieffer (Hymenoptera: Gasteruptiidae), hyptiogastrine wasps with a restricted gondwanic distribution. *Inv. Tax*. 11: 943–976.

JENNINGS, J.T. & A.D. AUSTIN. 2000. Higher-level phylogeny of the Aulacidae and Gasteruptiidae (Hymenoptera:Evanioidea), pp.154–159. *In:* Austin A.D. & M. Dowton (eds.), *Hymenoptera: Evolution, biodiversity and biological control*. CSIRO Publishing, Collingwood, 468 pp.

JENNINGS, J.T. & A.D. AUSTIN. 2002. Systematics and distribution of world hyptiogastrine wasps (Hymenoptera: Gasteruptiidae). *Inv. Syst*. 16: 735–811.

JENNINGS, J.T. & A.D. AUSTIN. 2004. Biology and host relationships of aulacid and gasteruptiid wasps (Hymenoptera: Evanioidea): a review, pp.187–215. *In*: Rajmohana, K., Sudheer, K., Kumar, P.G., & S. Santhosh (eds.), *Perspectives on biosystematics and biodiversity*. University of Calicut, Kerala, 666 pp.

KIEFFER, J.J. 1903. Notes hyménoptèrologiques. *Bull. Soc. Ent. France* 72: 93-95.

KIEFFER, J.J. 1904. Descriptions de Stephanides et d'Evaniides nouveaux. *Bull. Soc. Hist. Nat. Metz* 23 (11): 1-30.

KIEFFER, J.J. 1911. Étude sur les Évaniides exotiques du British Museum de Londres. *Ann. Soc. Entomol. France* 80: 151-231.

KIEFFER, J.J. 1912. Hymenoptera, Ichneumonidea, Evaniidae. *Das Tierreich* 30: 1-431.

KIEFFER, J.J. 1922. Trois nouveaux hyménoptères d'Argentine recueillis par C. Bruch. *An. Soc. Cient. Argent*. 94: 205-208.

MACEDO, A.C.C. Inédito. *Filogenia dos Gasteruptiinae (Hymenoptera: Gasteruptiidae) e revisão taxonômica da subfamília na região Neotropical*. Tese de Doutorado. 2007. FFCLRP, Universidade de São Paulo, Ribeirão Preto, Brasil, 155 pp.

MACEDO, A.C.C. 2009. Generic classification for the Gasteruptiinae (Hymenoptera: Gasteruptiidae) based on a cladistic analysis, with the description of two new Neotropical genera and the revalidation of *Plutofoenus* Kieffer. *Zootaxa* 2075: 1-32.

MACEDO, A. C. C. 2011. A revision of *Gasteruption* Latreille (Hymenoptera: Gasteruptiidae) in the Neotropical Region. Zootaxa 3030: 1–62.

PASTEELS, J.J. 1956a. Révision du genre *Gasteruption* (Hymenoptera, Evanioidea, Gasteruptionidae). I. Espèces de l'Afrique Noire. *Ann. Mus. Congo Belge, Sci. Zool*. 50: 1-94.

PASTEELS, J.J. 1956b. Révision du genre *Gasteruption* (Hymenoptera, Evanioidea, Gasteruptionidae). II. Espèces mélanésiennes. *Nova Guinea (N. S.)* 7: 207-248.

PASTEELS, J.J. 1957a. Révision du genre *Gasteruption* (Hymenoptera, Evanioidea, Gasteruptionidae). III. Espèces néo-zélandaises. *Bull. Ann. Soc. R. Entomol. Belgique* 93: 173-176.

PASTEELS, J.J. 1957b. Révision du genre *Gasteruption* (Hymenoptera, Evanioidea, Gasteruptionidae). IV. Espèces néo-zélandaises. *Mem. Inst. R. Sci. Nat. Belgique* 56: 1-125.

PASTEELS, J.J. 1958. Révision du genre *Gasteruption* (Hymenoptera, Evanioidea, Gasteruptionidae). V. Espèces indo-malaises. *Bull. Ann. Soc. R. Entomol. Belgique* 94: 169-213.

SCHLETTERER, A. 1893. Ein neue *Gasteruption*-Art aus Süd-Amerika. *Ent. Nach*. 19: 166-168.

SMITH, D.R. 1996. Review of the Gasteruptiidae (Hymenoptera) of eastern North America. *Proc. Entomol. Soc. Washing*. 98: 491-499.

SMITH, D.R. 2006. Capítulo 93. Familia Gasteruptiidae. En: Fernández F. y M. Sharkey (editores). *Introducción a los Hymenoptera de la región Neotropical* pp. 807-809.

TASCHENBERG, E.L. 1891. Zu den Hymenopteren-Gattungen *Evania* und *Gasteruption*. *Berliner Ent. Zeit*. 36: 11-16.

TOWNES, H. 1950. The Nearctic species of Gasteruptiidae (Hymenoptera). *Proc. U. S. Natl. Mus*. 100: 85-145.

TURNER, R.E. 1927. New Parasitic Hymenoptera in the British Museum. *Ann. Mag. Nat. Hist*. 9: 553–560.

Apéndice 1. Especies de Gasteruptiidae conocidas de la Argentina. Los asteriscos (*) indican especies nuevas y registros recientemente mencionados para el país (Macedo, inéd., 2011).

Gasteruptiinae

Gasteruption bertae Macedo*. Bs.As., Cm., Mza., Nq., Sal.

Gasteruption bispinosum Kieffer*. Cs., Mnes., Sal., Tuc.

Gasteruption brachychaetum Schrottky*. Bs.As., Ju., Mnes., Sal., Tuc.

Gasteruption brandaoi Macedo*. Ju., Mnes., Sal.

Gasteruption brasiliensis Blanchard*. E.R., Ju., L.R., S.E.

Gasteruption helenae Macedo*. E.R.

Gasteruption loiaconoae Macedo*. S.E., Tuc.

Gasteruption parvum Schrottky*. Cha., E.R., Ju., Sal., S.E.

*Gasteruption smithi Macedo**. Tuc.

Gasteruption tenue Kieffer. Bs.As., Cba., Cm., E.R., L.R., Mza., Sal., S.E., Tuc.

Plutofoenus edwarsi Turner. Mza., Ju.

Plutofoenus paraguayensis (Schrottky). S.Fe., E.R., S.E., Tuc.

Pseudofoenus infumatus (Schletterer). Cm., Cba., Cs., Ju., L.R., Mnes., Mza., S.E.

Pseudofoenus deletangi (Schletterer). E.R., Cm., L.R., R.N., Tuc.

EVANIIDAE

Juan José MARTÍNEZ
Gerónimo GALVANI

División Entomología, Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia", Av. Ángel Gallardo 470, C1405DJR Buenos Aires, Argentina.
jjmartinez@macn.gov.ar
galvanigeronimo@macn.gov.ar

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Los evánidos son avispas de tamaño pequeño a moderado, muy características por su metasoma compacto inserto por encima de las coxas posteriores. Sus representantes se comportan como depredadores ovolarvales en ootecas de cucarachas (Blattaria). La familia incluye especies sinantrópicas ampliamente distribuidas en áreas urbanas de todo el mundo. Se discute el conocimiento actual de la familia en la Argentina. En la actualidad se reconocen seis géneros y 18 especies de evánidos en este país.

Abstract

Evaniids, or "ensign wasps", are small to moderate sized wasps easily recognized for their metasoma inserted high above the posterior coxal cavities. They behave as ovolarval predators within cockroach (Blattaria) ootecae. The family includes some synantropic species widely distributed in urban areas around the world. The current knowledge of the family in Argentina is discussed. Currently there are six genera and 18 species known to occur in the country.

Introducción

Las Evaniidae son avispas muy características y vistosas, frecuentemente recolectadas. Su comportamiento es muy característico y es frecuente verlas caminando en busca de ootecas de cucarachas, moviendo continuamente el metasoma de abajo hacia arriba. En inglés suelen llamarse "ensign wasps" o "hatchet wasps" por la forma y movimientos del metasoma (Deans & Huben, 2003; Deans, 2005); estos términos son a veces traducidos al español como "avispas bandera" (Deans, 2006), aunque no es común encontrarlas bajo ese nombre en la literatura argentina. Se trata de un grupo ampliamente distribuido en todos los continentes salvo en la Antártida. *Evania appendigaster* es cosmopolita y sinantrópica, siendo común en ambientes domiciliarios.

Diagnosis

Se distinguen fácilmente de otros Evanioidea, y de otros himenópteros en general, por su hábito muy característico (Fig. 1). Poseen el mesosoma robusto y el metasoma pequeño y compacto, unido dorsalmente al mesosoma por un pecíolo tubular y delgado. También pueden reconocerse por varios caracteres diagnósticos adicionales: antenas de 13 segmentos, salvo en representantes del género neotropical *Decevania* (con sólo 10 segmentos); ala anterior con el lóbulo jugal claramente separado por una hendidura en el margen alar (Fig. 2) y la venación distal reducida, y ala posterior sólo con la vena C presente y a veces también con la vena M+Cu.

Clasificación

Bradley (1908) discutió las posibles relaciones entre los géneros y propuso una clasificación tribal que dividió a

la familia en dos tribus: Hyptiini y Evaniini, sobre la base de características morfológicas de la cabeza y el metasoma. Más allá de ese intento inicial, los límites de la familia y sus afinidades con otros grupos de Hymenoptera fueron vagos por mucho tiempo, estando asociada a veces con algunos Ichneumonoidea y con las familias Stephanidae y Monomachidae. Hedicke (1939) restringió la composición de la superfamilia Evanioidea determinando su composición actual (Evaniidae+ Aulacidae+ Gasteruptiidae), aunque su catálogo no incluyó claves para la identificación de géneros y la única fuente bibliográfica disponible por casi un siglo para la identificación de los evánidos fue la monografía de Kieffer (1912). Deans & Huben (2003) presentan una revisión a nivel genérico aunque sin proponer agrupaciones en subfamilias o tribus. En dicho trabajo se presenta una clave para los 20 géneros vivientes en la familia a nivel mundial, a los que debe sumarse el género *Alobevania*, recientemente descripto para la región Neotropical (Deans & Kawada, 2008). En el Neotrópico se encuentran nueve géneros y seis son conocidos de la Argentina. El número de especies descriptas asciende aproximadamente a 450 y se estima un total de 1000 especies vivientes; para la Argentina sólo se han mencionado 18.

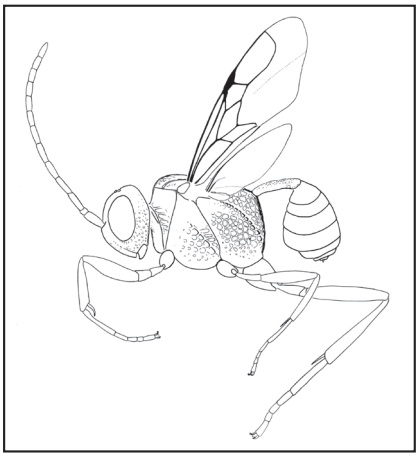


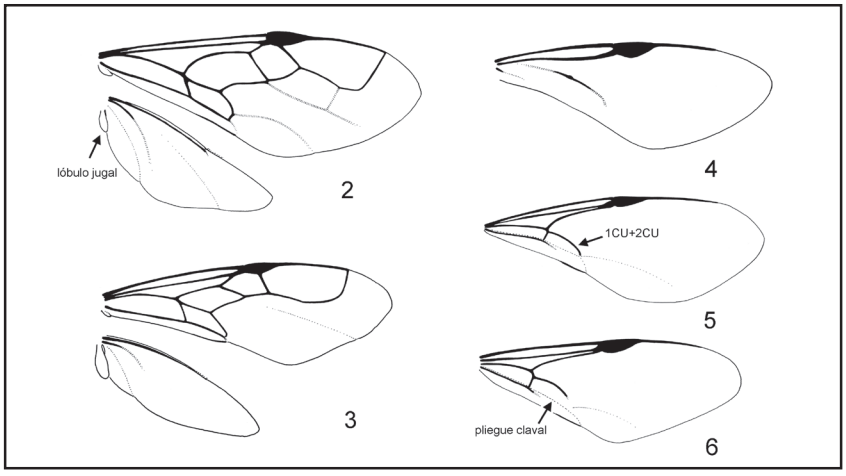
Fig. 1. *Evaniella bonariensis*, hábito en vista lateral.

Filogenia

Los estudios sobre las relaciones filogenéticas de los grupos superiores de Evanioidea muestran que la superfamilia es un grupo monofilético soportado por dos sinapomorfías: el metasoma unido al mesosoma en posición dorsal, claramente separado de las cavidades coxales posteriores, y el metasoma con espiráculos funcionales sólo en el séptimo segmento (Dowton & Austin, 2001; Sharkey & Roy, 2002; Deans *et al.*, 2006; Sharkey, 2007). El estudio filogenético más reciente que exploró las relaciones entre los géneros de la familia sobre la base de evidencias moleculares (Deans *et al.*, 2006) mostró que la clasificación de Bradley (1908) no refleja las relaciones evolutivas entre los géneros. La clasificación genérica de Deans & Huben (2003) parece ser más congruente con las evidencias filogenéticas actuales, pero aun es necesario realizar análisis que incluyan un mayor número de taxones para comprender de manera más acabada las relaciones entre los géneros.

Biología

Como se mencionó anteriormente, las evidencias existentes indican que las larvas de evánidos se comportan como depredadoras de huevos dentro de ootecas de cucarachas (Blattodea), aunque son pocas las especies de las que hay datos biológicos (Deans, 2006) y eventualmente podría haber especies con ciclos de vida diferentes. Brown (1973) y Yeh & Mu (1994) describen el comportamiento de oviposición y el desarrollo de *Brachygaster minutus* y *Evania appendigaster* asociadas con ootecas de *Ectobius* y *Periplaneta,* respectivamente, y Edmunds (1954) describe la biología de *Prosevania punctata*. Deans *et al*. (2006) discuten las asociaciones de diferentes linajes de Evaniidae con varios grupos de Blattodea. El clado *Evania-Prosevania* está asociado con ootecas de Blattinae (Blattidae) y los demás linajes de los que hay registros biológicos se encuentran asociados con varias subfamilias de Blattellidae. *Brachygaster* está asociado con Ectobiinae, *Evaniella* con Blatellinae, e *Hyptia* y *Zeuxevania* con ootecas de Blattellinae y Pseudophyllodromiinae. Aparentemente, la especificidad no está dada por la especie de cucaracha atacada sino por el tamaño y estructura de la ooteca (Deyrup & Atkinson, 1993).



Figs. 2-6. 2, alas anterior y posterior de *Evania appendigaster*; 3, alas anterior y posterior de *Evaniella bonariensis*; 4, ala anterior de *Hyptia sp*.; 5, ala anterior de *Semaeomyia sp*.; 6, ala anterior de *Rothevania valdiviana*.

Fauna argentina

El estudio de la fauna argentina se remonta a las últimas décadas del siglo XIX y las primeras del siglo XX, con los trabajos de Schletterer (1889), Taschenberg (1891), Kieffer (1904a, b, 1910), Cameron (1909) y Brèthes (1913), quienes describieron casi la totalidad de los evánidos argentinos conocidos. La única adición al elenco de evánidos argentinos fue hecha un siglo después, al mencionar a *Rothevania valdiviana*, en el sur de la Argentina (Deans & Huben, 2003), especie originalmente descripta de los bosques andino patagónicos de Chile (Phillipi, 1871). Los estudios recientes referidos a la fauna argentina se han restringido a la reclasificación de especies previamente descriptas (Deans, 2005; Martínez, 2009). Actualmente, en la Argentina se conocen 18 especies en seis géneros. Las especies argentinas fueron catalogadas por Hedicke (1939), De Santis (1967) y Deans (2005).

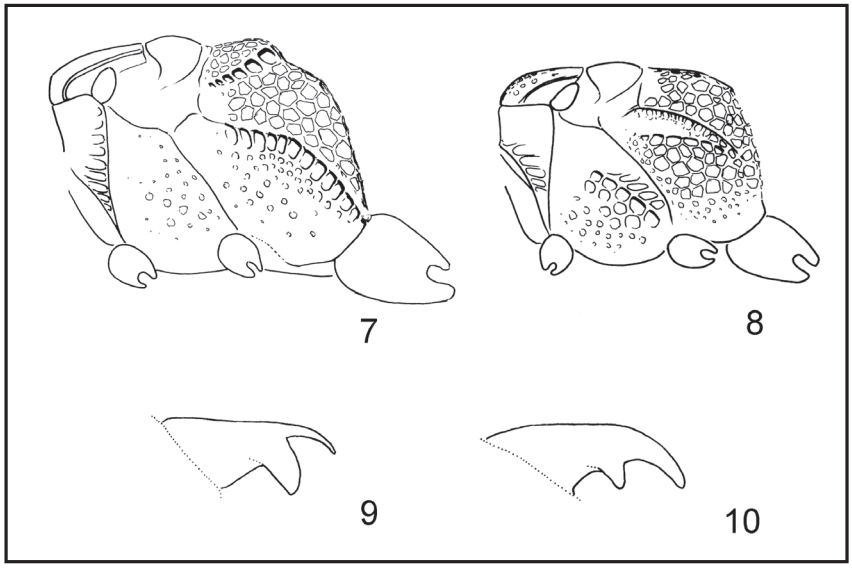
Clave para los géneros de Evaniidae de la Argentina

1- Ala anterior con al menos 6 celdas cerradas por venas tubulares o nebulosa (Figs. 2-3).....2
- Ala anterior solo con 1-3 celdas cerradas (Figs. 4-6).....4
2- Coxa media aproximadamente equidistante de las coxas anterior y posterior, nunca tocando la coxa posterior (Fig. 7).....*Evania*
- Coxa media claramente más próxima a la coxa posterior que a la coxa anterior, frecuentemente alcanzando la coxa posterior (Fig. 8).....3
3- Gena y cara con estriaciones groseras.....*Prosevania*
- Gena y cara lisa o foveada.....*Evaniella*
4- Ala anterior con una celda cerrada por venas tubulares (Fig. 4).....*Hyptia*
- Ala anterior con tres celdas cerradas por venas tubulares (Figs. 5-6).....5
5- Vena 1CU+2CU del ala anterior alcanzando el pliegue claval (Fig. 5); uñas de los tarsos con el diente subapical más prominente que el diente apical (Fig. 9).....*Semaeomyia*
- Vena 1CU+2CU del ala anterior terminando antes del pliegue claval (Fig. 6); uñas de los tarsos con el diente apical más prominente que el diente subapical (Fig. 10).....*Rothevania*

Géneros de Evaniidae de la Argentina

Evania Fabricius cuenta con unas 60 especies descriptas. Muchas especies originalmente descriptas en *Evania* deben ser estudiadas y reclasificadas de acuerdo a la clasificación actual de la familia. En la región Neotropical el género está ampliamente representado por la especie cosmopolita *E. appendigaster* y por unas pocas especies restringidas a América Central, que tendrían afinidades con especies africanas (Deans, 2006). Las demás especies originalmente referidas a *Evania* en la región Neotropical son probablemente representantes del género *Evaniella* (Deans, 2005; Deans & Huben, 2003; Martínez, 2009). El género es fácilmente distinguible por la venación alar con seis celdas cerradas y por las coxas medias claramente separadas de las coxas posteriores. El único género neotropical que comparte este último carácter es *Evaniscus*, poco diverso y raramente recolectado. Puede distinguirse de *Evania* por la ausencia de la vena RS+M, por el metasoma redondeado con el ovipositor oculto, y por su cuerpo alargado.

Evaniella Bradley es probablemente el género más diverso en el Nuevo Mundo, con más de 70 especies. Deans (2005) y Martínez (2009) rectificaron la posición sistemática de las especies argentinas originalmente descriptas en *Evania*. En la clave presentada anteriormente entra junto con *Evaniella* el género *Alobevania*, aun no citado para la Argentina pero eventualmente presente. *Alobevania*, recientemente descripto de América del Sur, puede distinguirse de *Evaniella* por la ausencia de lóbulo jugal en el ala posterior y por su tamaño corporal más pequeño (Deans & Kawada, 2008).



Figs. 7-10. 7, mesosoma de *Evania appendigaster* en vista lateral; 8, mesosoma de *Evaniella bonariensis* en vista lateral; 9, uña tarsal de *Semaeomyia sp.*; 10 uña tarsal de *Rothevania valdiviana*.

Hasta la fecha se han registrado 11 especies de *Evaniella* en la Argentina.

Hyptia Illiger es un género muy diverso de distribución cosmopolita, con unas 50 especies descriptas, aunque sin revisiones o claves disponibles para su identificación. Sus caracteres diagnósticos más relevantes son la venación alar reducida, con una única celda cerrada y el metasoma circular y pequeño con el ovipositor oculto. *Decevania*, hasta ahora no conocido de la Argentina, entra junto con *Hyptia* en la clave presentada anteriormente. *Decevania* se distingue fácilmente de *Hyptia* por presentar 10 antenómeros, los ojos más pequeños y los tarsómeros de las patas posteriores con proyecciones posteriores (Deans & Huben, 2003; Deans, 2006; Kawada & Azevedo, 2007).

Prosevania Kieffer se encuentra representado en la Argentina y en la región Neotropical por una especie ampliamente distribuida asociada con ootecas de cucarachas domésticas (*Periplaneta*, *Blatta* y *Blatella*). *Prosevania fuscipes* es mencionada por Deans (2005) para la Argentina aunque no observamos ejemplares en las colecciones estudiadas.

Rothevania Huben fue propuesto recientemente para incluir una especie del sur de América del Sur, *Rothevania valdiviana,* de los bosques andino-patagónicos. Este género es morfológicamente próximo a *Semaeomyia*, del que se distingue por la vena 1CU+2CU del ala posterior no alcanzando el pliegue claval, y por las uñas tarsales con el diente apical más prominente que el diente subapical. La serie tipo de esta especie se presume perdida (Deans & Huben, 2003) y los registros geográficos en las publicaciones disponibles sólo mencionan Chile y Argentina sin detallar localidades (Deans & Huben, 2003; Deans, 2006). El único ejemplar estudiado de *R. valdiviana*, perteneciente a la Colección del Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia", procede de San Martín de los Andes, Neuquén. Adicionalmente, habría al menos tres especies por describir (Deans & Huben, 2003).

Semaeomyia Bradley cuenta con 35 especies descriptas y muchas sin describir de los trópicos del Nuevo Mundo. Aun nada se sabe sobre la biología de las especies de *Semaeomyia*. Sus caracteres diagnósticos son: venación del ala anterior reducida, solamente con tres celdas cerradas; venas 4RS y r-m totalmente ausentes en el ala anterior; vena 1CU+2CU no alcanzando el pliegue claval; mesopleura con ornamentaciones circulares en la superficie dorsal y uñas tarsales con el diente subapical más prominente que el diente apical. Este género ha sido frecuentemente tratado como subgénero de *Brachygaster* (Hedicke, 1939), aunque las publicaciones recientes le dan categoría de género (Deans & Huben, 2003; Deans, 2005). Solo una especie, *S. tandilensis*, se conoce de la Argentina pero hay numerosos ejemplares no identificados en las colecciones.

Agradecimientos

A los editores por invitarnos a participar del libro. A Matías Izquierdo por su ayuda en la obtención de bibliografía de difícil acceso. A Arturo Roig-Alsina por sus comentarios sobre el manuscrito.

Literatura citada

BRADLEY, J.C. 1908. The Evaniidae, ensign flies, an archaic family of Hymenoptera. *Trans. Am. Entomol. Soc.* 34: 101-194.

BRÈTHES, J.J. 1913. Himenópteros de la América meridional. *An. Mus. Nac. Hist. Nat. Bs. As.* 24: 35-165.

BROWN, V.K. 1973. Biology and development of *Brachygaster minutus* Olivier (Hymenoptera: Evaniidae), a parasite of the oothecae of *Ectobius spp.* (Dyctioptera: Blattidae). *J. Nat. Hist.* 7: 665-674.

CAMERON, P. 1909. A contribution to the knowledge of the parasitic Hymenoptera of Argentina. *Trans. Am. Entomol. Soc.* 35: 419-450.

DE SANTIS, L. 1967. *Catálogo de los himenópteros argentinos de la serie Parasitica, incluyendo Bethyloidea.* Comisión de Investigación Científica, La Plata, Buenos Aires. 337 pp.

DEANS, A.R. 2005. Annotated catalog of the world's ensign wasp species (Hymenoptera: Evaniidae). *Contr. Am. Entomol. Inst.* 34: 1-164.

DEANS, A.R. 2006. Capítulo 91, Familia Evaniidae, pp. 795-802. *In:* Fernández, F. & M. J. Sharkey (eds.), *Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical*. Sociedad Colombia de Entomologia y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, D.C., 894 pp.

DEANS, A. R., M. GILLESPIE & M. YODER. 2006. An evaluation of ensign wasp classification (Hymenoptera: Evaniidae) based on molecular data and insights from ribosomal RNA secondary structure. *Syst. Entomol.* 31: 517-528.

DEANS, A.R. & M. HUBEN. 2003. Annotated key to the ensign wasp (Hymenoptera: Evaniidae) genera of the World, with descriptions of three new genera. *Proc. Entomol. Soc. Washington* 105 (4): 859-875.

DEANS, A.R. & R. KAWADA. 2008. *Alobevania*, a new genus of neotropical ensign wasps (Hymenoptera: Evaniidae), with three new species: integrating taxonomy with the World Wide Web. *Zootaxa* 1787: 28-44.

DEYRUP, M. & T. ATKINSON. 1993. Survey of evaniid wasps (hymenoptera: Evaniidae) and their cockroach hosts (Blattodea) in a natural Florida habitat. *Florida Ent.* 76: 589-593.

DOWTON, M. & A.D. AUSTIN. 2001. Simultanoeus analysis of 16S, 28S, COI and morphology in the Hymenoptera: Apocrita – Evolutionary transitions among parasitic wasps. *Biol. J. Linn. Soc. London* 74: 87-111.

EDMUNDS, L.R. 1954. A study of the biology and life history of Prosevania punctata (Brullé) with notes on additional species (Hymenoptera: Evaniidae). *Ann. Ent. Soc. Am.* 47: 575-592.

HEDICKE, H. 1939. Evaniidae. *In*: Hedicke H. (ed.), *Hymenopterorum Catalogus, pars 9.* Junk's Gravenhage, La Haya. 50 pp.

KAWADA, R. & C. AZEVEDO. 2007. Taxonomic revision of the ensign wasp genus *Decevania* (Hymenoptera: Evaniidae) *Zootaxa* 1496: 1-30.

KIEFFER, J.J. 1904a. Beschreibung neuer Proctotrypiden und Evaniiden. *Ark. Zool.* 1: 525-565.

KIEFFER, J.J. 1904b. Description de Stéphanides et d'Evaniides nouveaux. *Bull. Soc. Hist. Nat. Metz* 24: 85-114.

KIEFFER, J.J. 1910. Nouveaux évaniides d'Amérique [Hym.]. *Ann. Soc. Entomol. France* 79: 57-81.

KIEFFER, J.J. 1912. Hymenoptera, Ichneumonidea, Evaniidae. *Das Tierreich* 30: 1-431.

MARTÍNEZ, J.J. 2009. Taxonomic notes on the Evaniidae (Hymenoptera) described by J. Brèthes. *Zootaxa* 2315: 47-50.

PHILLIPI, R. A. 1871. Beschreibungen einiger neuer chilenischer Insekten. *Stet. Ent. Zeit.* 32: 285-295.

SCHLETTERER, A. 1889. Die Hymenopteren Grupe der Evaniiden I. *Ann. Natur. Hofmus.* 4: 107-180.

SHARKEY, M.J. 2007. Phylogeny and classification of Hymenoptera. *Zootaxa* 1668: 521-548.

SHARKEY, M.J. & A. ROY. 2002. Phylogeny of the Hymenoptera: a reanalysis of the Ronquist *et al*. (1999) reanalysis, emphasizing wing venation and apocritan relationships. *Zool. Scripta* 31: 57-66.

TASCHENBERG, E.L. 1891. Zu den Hymenopteren-Gattungen *Evania* und *Gasteruption*. *Berl. Ent. Zeit*. 36: 11-16.

YEH, C.C. & C.C. MU. 1994. Observation of life history of *Evania appendigaste*r (L.) (Hymenoptera: Evaniidae) in the laboratory. *Chin. J. Entomol*. 14: 369-378.

Apéndice 1. Especies de Evaniidae conocidas de la Argentina.

Evania Fabricius
Evania appendigaster (Linné). Bs.As., Cha., E.R., Fo., Mnes., Mza., S.Fe.
Evaniella Bradley
Evaniella bonariensis (Brèthes). Bs.As.
Evaniella curvipes (Taschenberg). Tuc.
Evaniella haarupi (Cameron). Mza.
Evaniella mendozaensis (Cameron). Mza.
Evaniella parvidens (Kieffer). Mza.
Evaniella parvula (Kieffer). Tuc.
Evaniella platensis (Brèthes). Bs.As.
Evaniella rufescens (Brèthes). Bs.As.
Evaniella rufonotata (Kieffer). Tuc.
Evaniella taschenbergi (Schulz). Mza., Tuc.
Evaniella tomentella (Kieffer). Tuc.
Hyptia Illiger
Hyptia lynchi Brèthes. Cha.
Hyptia pauperrima Kieffer. Tuc.
Hyptia rufosignata Kieffer. Bs.As.
Prosevania Kieffer
Prosevania fuscipes (Illiger). "Argentina".
Rothevania Huben
Rothevania valdiviana (Phillipi). Nq.
Semaeomyia Bradley
Semaeomyia tandilensis (Brèthes). Bs.As.

PLUMARIIDAE

Patricia A. DIEZ
Patricio FIDALGO

Centro Regional de Investigaciones Científicas y Transferencia Tecnológica (CRILAR-CONICET), Mendoza y Entre Ríos, 5301 Anillaco, La Rioja, Argentina.
pdiez@crilar-conicet.gob.ar
pfidalgo@crilar-conicet.gob.ar

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

La familia Plumariidae pertenece a la superfamilia Chrysidoidea (Hymenoptera: Aculeata). Está distribuida en regiones áridas y semiáridas de Sudáfrica y América del Sur, encontrándose la mayor diversidad de géneros en esta última. El conocimiento del grupo se basa principalmente en los machos, ya que las hembras se recolectan raramente. Son de hábitos nocturnos, y presentan un gran dimorfismo sexual, con hembras ápteras y machos alados. Si bien presentan pocos géneros, poseen alta endemicidad en la Argentina y son de gran interés a nivel mundial por el desconocimiento de su forma de vida.

Abstract

Plumariidae belong to the superfamily Chrysidoidea (Hymenoptera: Aculeata). This family is distributed in arid and semiarid regions of Southern Africa and South America, being the generic diversity higher in the latter. Knowledge of this family is based mainly on males since females are rarely collected. These wasps have nocturnal habits and show extreme sexual dimorphism with apterous females and winged males. Even though the group shows few genera, it is strongly endemic in Argentina and has international interest due to the lack of knowledge of its life habits.

Introducción

Las Plumariidae son un pequeño grupo de avispas, cuyas hembras son ápteras y de hábitos subterráneos, mientras que los machos son alados y fuertemente atraídos por la luz en las noches. Esta familia es de particular interés, ya que representa uno de los linajes basales dentro de los Hymenoptera Aculeata. Habitan zonas áridas y semiáridas del sudeste de África y América del Sur, y aunque son elementos conspicuos de la fauna de estas áreas, su biología es aun desconocida.

Diagnosis

Antena con 13 (rara vez 12) segmentos, con setas erectas y largas o setas cortas y decumbentes; pronoto sin reborde anterior o reborde muy reducido. Dimorfismo sexual extremo: macho alado, pronoto vertical, ala anterior con pterostigma muy engrosado y una vena accesoria longitudinal que nace de la celda marginal, ala posterior con al menos dos celdas encerradas por venas tubulares (Fig. 1, A y B); hembra áptera, cabeza prognata, pronoto horizontal, mesotórax separado del metatórax-propodeo por una constricción ventral y lateral profunda (Brothers, 2006) (Fig. 2).

Filogenia

La ubicación filogenética fue incierta hasta que Brothers (1975) estableció su afinidad con Chrysidoidea. Los estudios de Carpenter (1986, 1999), Brothers & Carpenter (1993) y Brothers (1999) confirmaron esta propuesta. Königsmann (1978), Ronquist (1999) y Ronquist *et al*.

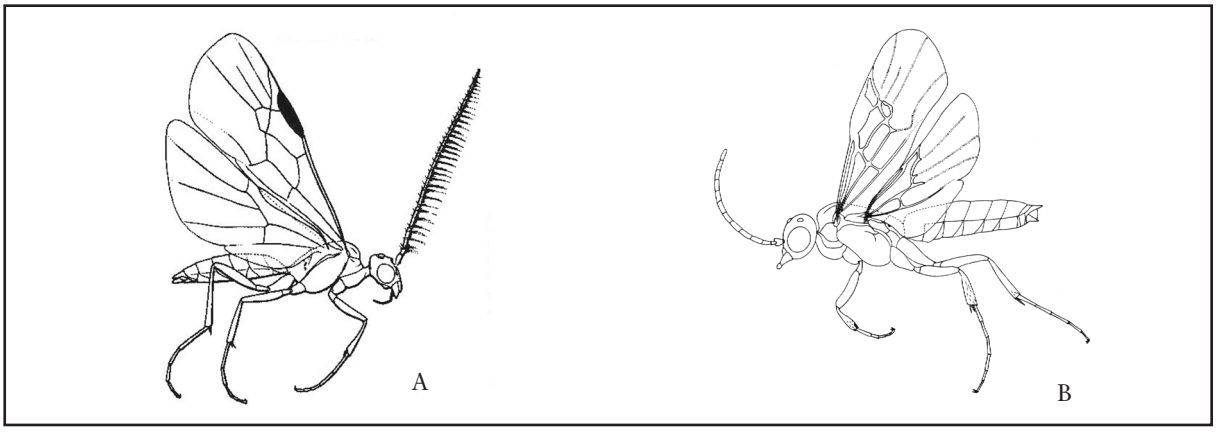


Fig. 1. Plumariidae. Macho, vista lateral. A, *Plumarius* sp.; B *Pluroides porteri*.

(1999) apoyaron estos resultados. Recientemente, Pilgrim *et al*. (2008), en un extenso trabajo sobre filogenia molecular de la superfamilia Vespoidea, relacionan a Plumariidae con Bethylidae dentro de Chrysidoidea apoyando también las tendencias anteriores. Roig-Alsina (1994) analizó las relaciones filogenéticas entre los géneros descriptos y sus resultados fueron respaldados por Carpenter (1999) y Diez *et al*. (2010).

Los plumáridos tienen dos linajes bien diferenciados, cada uno representado en América del Sur y en Sudáfrica. Uno está formado por el género americano *Plumarius* y el género africano *Myrmecopterina*, ambos claramente monofiléticos; y los géneros *Maplurius*, *Plumaroides, Mapluroides* y *Pluroides* pertenecen al clado sudamericano, el cual es el grupo hermano del africano *Myrmecopterinella* (Fig. 3).

Taxonomía

La familia Plumariidae está representada por cinco géneros en América del Sur (*Plumarius*, *Plumaroides*, *Maplurius, Mapluroides* y *Pluroides*) y dos en Sudáfrica (*Myrmecopterina* y *Myrmecopterinella*) (Brues, 1924; Bradley, 1972; Brothers, 1974; Day, 1977; Roig-Alsina, 1994; Diez *et al*., 2007, 2010). Las especies neotropicales conocidas son alrededor de 18 (Fernández, 2000), pero dada la relativa cantidad de ejemplares en diferentes colecciones el grupo sería bastante más grande de lo que parece, al menos en América del Sur. El conocimiento de estas avispas se basa principalmente en los machos, puesto que las hembras se han recolectado rara vez. Hasta el momento sólo se han descripto dos especies basadas en hembras, una de Perú (Evans, 1966) y otra de Chile (Pérez D'Angello, 1974); ambas se atribuyeron al género *Plumarius*.

Según datos obtenidos de materiales en colecciones y de la poca literatura existente sobre este curioso y enigmático grupo, se observa que el género *Plumarius* es el que presenta un mayor número de especies, con 11 descriptas hasta el momento (Apéndice 1), y probablemente más de 50 especies aun sin describir. Éste es un género muy común en todas las provincias del oeste argentino, encontrándose distribuido desde el noreste de Brasil, Perú y Ecuador hasta el sur de Argentina y Chile (Evans, 1966; Bradley, 1972; Nagy, 1973; Brothers, 1974; Penteado-Dias & Scatolini, 2003). Presenta amplio rango de tamaño, con ejemplares que miden desde pocos milímetros hasta algunos que miden casi 1,2 cm. Presentan coloración muy variada, con ejemplares de color amarillo pálido en todo el cuerpo hasta ejemplares con tonos castaños muy oscuros cercanos al negro. En recolección nocturna y con una pequeña lupa de mano, se reconocen fácilmente por sus antenas con setas largas y el escapo con un abultamiento en la región basal. Los caracteres utilizados por Nagy (1973) para separar las especies de este género fueron entre otros: venación del ala anterior, ubicación del ocelo anterior con respecto a los torullos antenales, vértex, frente y pedicelo; en este trabajo también se hace referencia a la genitalia.

Los restantes cuatro géneros sólo han sido registrados para la Argentina. *Plumaroides*, con tres especies, *P. andalgalensis* de Catamarca, *P. brothersi* de San Juan, Catamarca y La Rioja, y *P. tiphlus* de Santiago del Estero. *Maplurius* tiene una sola especie descripta de San Juan, *M. spatulifer*, pero con otras dos aun sin describir, una de Salta y la otra de Chubut. *Mapluroides* también presenta una sola especie descripta y recolectada en las provincias de San Juan y La Rioja, *M. ogloblini*. Finalmente *Pluroides*, con una sola especie, *P. porteri*, recolectada en San Juan, Catamarca y La Rioja. Observando la distribución de todos los géneros mencionados, resulta que la provincia de San Juan presenta los cinco géneros hasta ahora conocidos de la familia, siendo el área más rica en diversidad de géneros de Plumariidae en América del Sur (Fig.4). La mayoría de las recolecciones se realizaron entre los 400 y 900 m s.n.m. pero se han obtenido machos a 2700 m s.n.m. en Iruya (Salta) y a 3800 m s.n.m. en San Antonio de los Cobres, Salta.

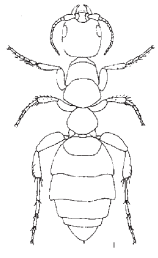


Fig. 2. Plumariidae. Hembra. Vista dorsal. *Plumarius* sp.

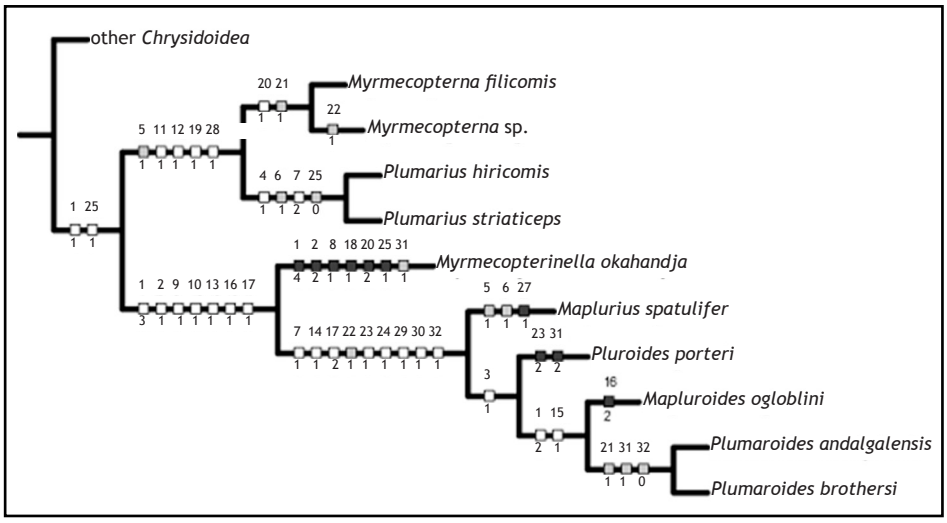


Fig. 3. Cladograma para géneros y especies de la familia Plumariidae.

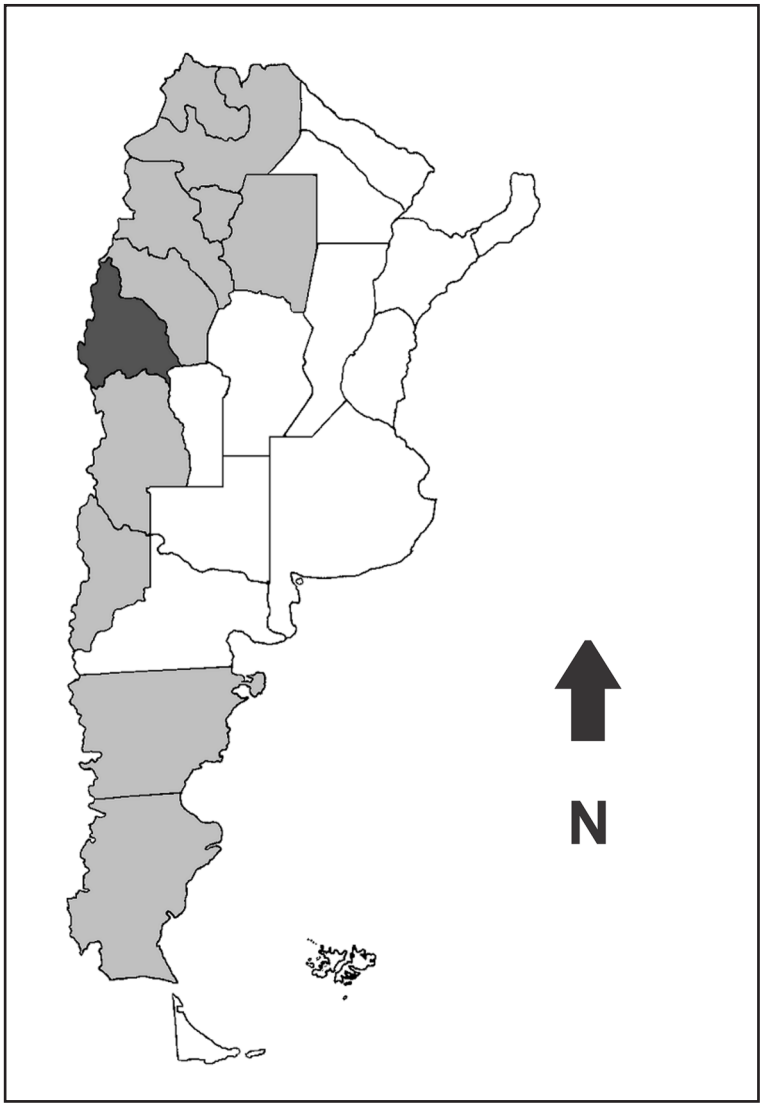


Fig. 4. Distribución de la familia *Plumariidae* en Argentina. San Juan es la provincia con mayor diversidad.

Clave para los géneros de plumáridos machos de América del Sur (basada, en parte, en Roig-Alsina, 1994)

1- Escapo normal o con una proyección ventro-apical suave o fuerte de diferente tamaño; carena occipital ausente; primer tergito del metasoma con superficie vertical bien distinguible; primer esternito metasomal con quilla ventral longitudinal; lóbulo vannal del ala posterior alrededor de dos veces (2,25-2,35) la longitud de la celda submedial; arolio de patas medias y posteriores ausente.....2
- Escapo con engrosamiento ventro-basal (Fig. 5); carena occipital presente; primer tergito metasomal redondeado, sin superficie anterior vertical distinguible; primer esternito metasomal sin quilla; lóbulo vannal del ala posterior 1,35-1,65X la longitud de la celda submedial; arolio de patas medias y posteriores presente.....*Plumarius*

2- Celda marginal corta, primera vena nebulosa del ala anterior se origina en base de la celda marginal (Fig. 6); escapo normal, sin proyección ventral distinguible (Fig. 7); séptimo tergito metasomal puntiagudo y con carena media longitudinal (Fig. 8); fórmula de los palpos: 5:2.....*Plumaroides*
- Celda marginal larga y primera vena nebulosa nace cerca de la mitad de celda marginal; escapo con proyección ventro-apical distinguible; séptimo tergito con forma subtriangular, sin carena longitudinal, con lámina plana en región apical que forma un canto pulido esclerosado.....3

3- Antena con setas cortas y erectas en la superficie ventral, tan largas como el flagelómero (Fig. 9); escapo con proyección ventro-apical digitiforme (Fig. 10); fórmula de los palpos 5:1.....*Maplurius*
- Antena con setas cortas y decumbentes; escapo con proyección ventro-apical variable, pero nunca digitiforme.....4

4- Margen posterior del pronoto lateralmente no se continúa con margen del lóbulo pronotal, forma carena superpuesta al lóbulo tomando aspecto bilobulado (Fig. 11); prosterno con superficie ventral muy reducida, apenas visible detrás de las propleuras (Fig. 12); fórmula de los palpos 5:2 (segmento labial apical reducido, Fig. 13).....*Mapluroides*
- Margen posterior del pronoto lateralmente continúa con margen del lóbulo pronotal (Fig. 14); prosterno con superficie ventral reducida, pero visible como área triangular (Fig. 15); fórmula de palpos 5:1.....*Pluroides*

Plumaroides es el género que le sigue a *Plumarius* en cuanto al número de especies. Presenta tres especies descriptas y dos aun sin describir.

Clave para las especies de *Plumaroides*

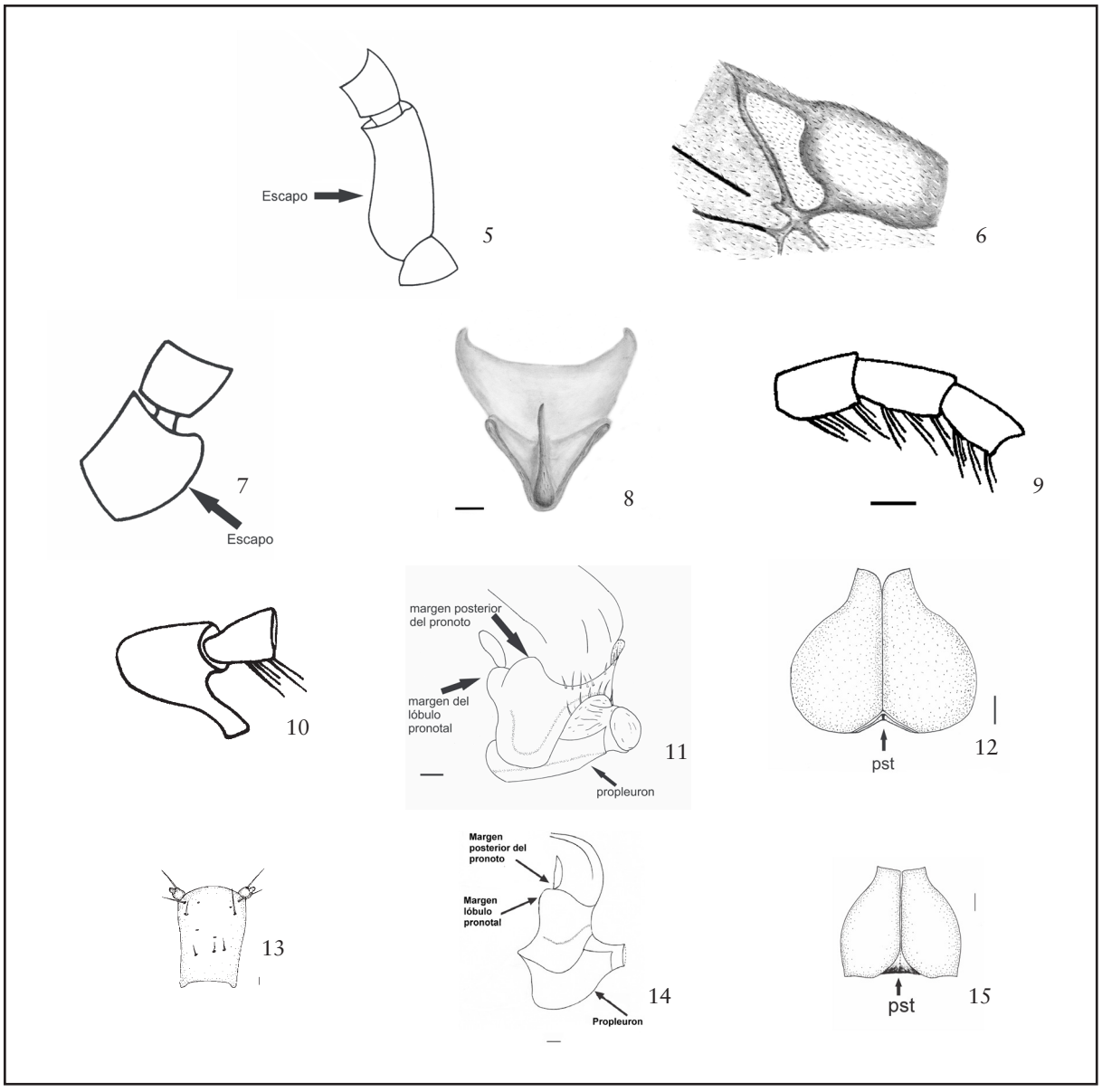
1- Espacio malar mayor que 0,3X la altura del ojo; mandíbula con diente preapical basal bien diferenciado; ala anterior con margen anterior de celda marginal menos de 3X más largo que margen posterior; carena media longitudinal del séptimo tergito, en vista dorsal, redondeada (Fig. 17).....2
- Espacio malar menor que 0,3X la altura del ojo; mandíbula con diente preapical basal no diferenciado o apenas diferenciado; ala anterior con el margen anterior de celda marginal más de 3X más largo que margen posterior; carena media longitudinal del séptimo tergito en vista dorsal, plana (Fig. 16).....*P. tiphlus*

2- Carena media longitudinal del séptimo tergito, en vista lateral, aumenta su altura uniformemente (Fig. 18); antena con escapo tan largo como pedicelo y primer flagelómero juntos; ala posterior con lóbulo vannal menos de 3X más largo que celda submarginal.....*P. andalgalensis*
- Carena media longitudinal del séptimo tergito, en vista lateral, más alta en ¼ basal (Fig. 19); escapo más corto que pedicelo y primer flagelómero juntos; ala posterior con lóbulo vannal más de 3X más largo que celda submarginal.....*P. brothersi*

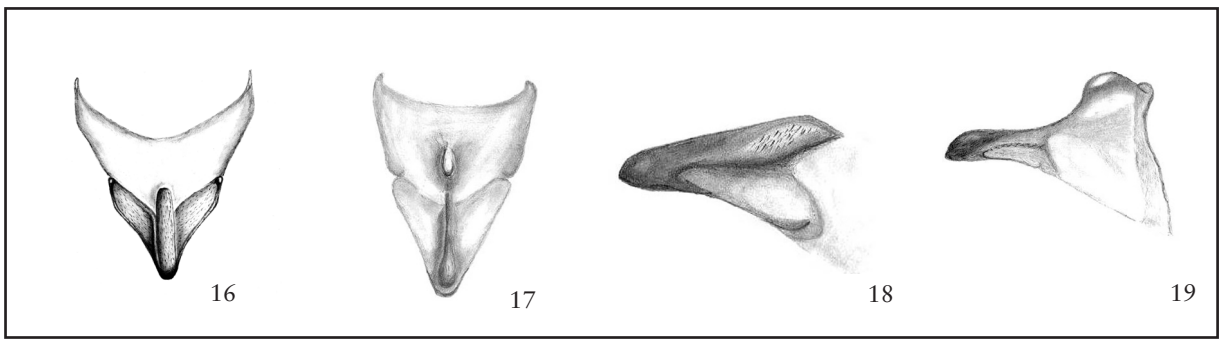
Características de las hembras de *Plumarius*

La longitud total de las hembras varía entre 2,5 y 8,0 mm. Presentan un cuerpo elongado, delgado y aplanado dorsoventralmente, características que sugieren hábitos subterráneos. Algunas hembras presentan setas largas, principalmente en la región de unión entre cuello y tórax, propodeo y gáster, en la zona ventral de las propleuras y en todas las patas; con puntuación esparcida y asociada a sensilias de diferentes tipos, principalmente en las zonas laterales de la cabeza y el cuerpo. Son de color castaño brilloso que varía entre castaño pálido uniforme en todo el cuerpo, hasta castaño oscuro y con bandas casi negras en el gáster. Algunas hembras pueden presentar una escultura reticulada en diferentes partes del cuerpo. Hasta el momento en todas las hembras recolectadas los ocelos están ausentes.

La cabeza es aplanada dorsoventralmente y prognata, casi tan larga como su ancho máximo. Los ojos son no protuberantes con respecto a la superficie de la cabeza, de tamaño moderado, cuya longitud varía entre 0,2 y 0,3 veces la longitud total de la cabeza; la distancia entre los ojos varía entre 2,2 y 3,0 veces la altura del ojo. La carena occipital está presente y muy visible; la superficie ventral de la cabeza a veces se presenta como un plano recto y otras veces tiene una ondulación hacia el forámen magnun; las piezas bucales se encuentran a una distancia del forámen magnun equivalente a 0,3 veces el ancho máximo del forámen. El labio es simple, con palpos trisegmentados subiguales; las maxilas con palpos divididos en cinco segmentos subiguales. El labro es de tamaño variable, en algunas hembras es una estructura muy sobresaliente, mientras en otras es de tamaño normal, con forma circular y con muchas setas largas que se ubican sobre una hilera en la zona distal. Mandíbulas grandes, agudas hacia el ápice, con tres dientes, todos y especialmente el distal, cubiertos por una placa córnea; con numerosas sensilias de diferentes tipos ubicadas sobre la superficie y setas largas que nacen desde la base. La sutura epistomal es evidente. Clípeo con el margen basal recto y el margen



Figs 5-15. 5, *Plumarius*, escapo; 6-8, *Plumaroides*: 6, ala anterior, celda marginal; 7, escapo; 8 séptimo tergito, vista dorsal. 9 y 10 *Maplurius*: 9, parte de la antena; 10, escapo. 11-13 *Mapluroides*: 11, lóbulo pronotal, vista lateral; 12, prosterno, vista ventral; 13, labio. 14 y 15 *Pluroides*: 14, lóbulo pronotal, vista lateral; 15, prosterno, vista ventral.



Figs. 16-19. *Plumaroides*. Séptimo tergito, vista dorsal. 16, *P. tiphlus*; 17, *P. brothersi*. Séptimo tergito, vista lateral. 18, *P. andalgalensis*; 19, *P. brothersi*.

apical apenas ahuecado en la zona central; plano en la zona media pero a los lados profundamente ahuecado para la recepción del escapo; margen apical opuesto a la inserción antenal con un par de mechones de setas; no truncado. Frente suave y eventualmente convexa, algunas hembras presentan una fina escultura reticulada, con puntuación esparcida y unas pocas setas del tipo espiniforme sobre la zona de los ojos, mientras que otras presentan la zona totalmente lisa y brillosa. Antena con 13 segmentos bien definidos; los segmentos medios suavemente aserrados; el escapo con abundantes setas largas; los primeros segmentos con una o más setas largas, con una variedad de sensilias.

El ancho máximo del tórax (a lo largo del mesotórax) es casi igual al ancho máximo de la cabeza. El pronoto es transversal, más ancho que largo, con el margen posterior arqueado, con dos lóbulos posteriores que pueden estar muy desarrollados o pobremente desarrollados; con puntuación escasamente esparcida en la región anterior y que puede ser más abundante en la zona de los laterales. Ventralmente las propleuras pueden estar unidas en forma de un tubo o en algunas hembras se puede observar el esbozo de una separación en la región anterior; algunas son absolutamente lisas y otras presentan setas muy largas y con puntuación muy marcada. El prosterno presenta forma romboidal en la región horizontal, la cual es de tamaño pequeño. El mesotórax es ancho y sin separación entre escudo, escutelo o pleura; el metatórax está aparentemente ausente y la pata posterior nace desde el propodeo relacionada a la articulación del metasoma. El propodeo presenta en general una estructura redondeada, que a veces toma forma más romboidal; en algunas hembras puede tener proyecciones ventrales redondeadas en la región anterior con una carena media y longitudinal. El propodeo se conecta al metasoma mediante un peciolo, que en general en más largo que ancho; ventralmente presenta una variación de estructuras que van desde una pequeña carena apenas elevada hasta una proyección ventral y espiniforme. Coxas grandes y cónicas. Todas las tibias presentan setas muy largas y setas del tipo espiniforme; las tibias anteriores presentan una hilera de setas espiniformes, ubicadas en el margen externo, en un número que varía entre cinco y diez.

El metasoma puede ser ancho y con forma de corazón o más delgado y elongado; con setas largas esparcidas principalmente en la zona lateral y ventral. La genitalia se encuentra entre los segmentos 5° al 7°.

Biología

No se conoce la forma y lugar de vida de estas avispas. Se encuentran distribuidas en general en regiones áridas y semiáridas, aunque hay un registro para *Plumarius tumidulus* de Tucumán, en una zona más relacionada con ambientes húmedos (Papp, 2000). Los machos y las hembras son de color pálido a castaño oscuro o negro y el dimorfismo sexual es extremo. La morfología de la hembra, que es áptera, con cuerpo aplanado y patas fosoriales fuertes y espinosas, indica un hábito subterráneo (Evans, 1966). Los machos son alados y se recolectan con frecuencia de noche con trampas de luz, pero desaparecen durante el día y no se sabe casi nada de sus hábitos de vida.

Como se mencionó anteriormente, las Plumariidae se ubican dentro de la superfamilia Chrysidoidea, junto con Dryinidae, Embolemidae, Sclerogibbidae, Loboscelidiidae, Scolobethidae, Bethylidae, Cleptidae y Chrysididae. Todas las familias mencionadas poseen hábitos parasitoides; en su mayoría son ectoparasitoides idiobiontes y en algunos casos gregarios. Según Brothers (1975) los plumáridos están muy emparentados con los betílidos y escolobétidos. De los escolobétidos no se conoce su biología, pero de los betílidos se sabe que en su mayoría atacan coleópteros y depositan sus huevos luego de encontrar a sus huéspedes (Evans, 1964). Por lo tanto, es muy posible que los plumáridos sean ectoparasitoides de otros insectos, posiblemente coleópteros.

Observaciones realizadas en campo y laboratorio

En numerosas recolecciones nocturnas realizadas en toda el área del Monte (región Subandina Argentina) (Cabrera & Willink, 1973) se ha observado que los plumáridos y mutílidos (Sphaeropthalmini) constituyen por lejos más del 80-90% de los himenópteros que acuden a la luz. En las zonas áridas y semiáridas de Argentina, son los más abundantes y representativos durante la noche; sólo unos pocos icneumónidos, betílidos y proctotrupoideos se obtienen en comparación. Entre estos dos grupos de avispas nocturnas (plumáridos y mutílidos) existe una gran diferencia en la esclerotización del cuerpo de los adultos, siendo los primeros de cuerpo blando y los segundos de cuerpo duro, algo similar a lo que ocurre entre Ichneumonidae y Braconidae. Se sabe que los mutílidos parasitan principalmente avispas y abejas solitarias que nidifican a poca profundidad en el suelo, por lo tanto necesitan una superficie corporal fuerte y resistente a la sequedad. Los plumáridos, debido a su cuerpo tan blando deberían habitar a bastante profundidad en el suelo, donde existe humedad.

Cuando acuden numerosos plumáridos y otros insectos a la luz colocada frente a una sábana blanca montada en un bastidor, se observa que los plumáridos al contacto con otros insectos tienen un comportamiento de curvar hacia arriba y hacia delante el extremo del metasoma, comportamiento conocido como “curled up”, similar al reportado para ciertos estafilínidos mirmecófilos y considerado como defensivo (Hölldobler & Wilson, 1990). Cuando la sábana es colocada sobre el suelo, muchos plumáridos se ubican por fuera de la misma, donde la luz no llega con intensidad; al ser alumbrados con una linterna se observó que tratan de huir de la luz enterrándose rápidamente en la arena; en algunas oportunidades, se pudo ver que prácticamente desaparecen en segundos.

En cuanto al laboratorio, en numerosas ocasiones se llevaron entre 50 a 100 ejemplares vivos (todos machos recolectados de noche, con luz, en el campo), al laboratorio y se los ubicó en un terrario de vidrio con sus ¾ partes basales llena de tierra y sellada arriba con una

tela de voile para impedir el escape de los insectos. En estas condiciones se observó que cuando se les provee de piedras, pequeñas plantas u otros objetos colocados sobre la tierra, los utilizan para esconderse debajo de ellos, enterrándose en la tierra durante las horas de inactividad (diurnas). En una oportunidad una hormiga reina llegó junto con la tierra provista y comenzó a fabricar un túnel para anidar; un macho de *Plumarius* tomó posesión del túnel y la hormiga lo abandonó. Este hecho nos indujo a proveerles túneles artificiales (ya sean realizados con tubitos de plástico transparente de 0,5 cm de diámetro x 30 cm de largo o armados con tierra húmeda) ubicados cerca de las paredes del terrario, las cuales estaban cubiertas por una tela negra por fuera; comprobamos que la mayoría de los plumáridos utilizó los túneles durante las horas de inactividad penetrando por ellos hasta lo más profundo e incluso buscando tierra en la cual enterrarse.

La longevidad de los machos fue en promedio cinco días a temperatura ambiente (25 a 30 ºC) y ocho días a temperatura controlada de 20 ºC. Estos datos son relevantes para el estudio de la biología, ya que se suponía que estos insectos tenían una vida muy efímera, debido a que de noche se observan cientos de individuos machos acudir a la luz y luego durante el día, en el mismo sitio, no es posible encontrar ningún ejemplar.

Agregamos una observación mencionada por Roig Alsina (1994) respecto a la presencia de un área de setas en las coxas posteriores del macho de *P. hirticornis* y que probablemente esté relacionado con tejido glandular subcuticular. Se sabe que ciertas Eucharitidae presentan pequeñas áreas de pelos que están relacionadas a glándulas que secretan anhídrido carbónico para confundirse con las hormigas, con las cuales conviven y parasitan, para no ser atacadas (Heraty, 1998).

La presencia de un área setosa, el comportamiento "defensivo" de curvar el extremo del metasoma hacia arriba y hacia delante unido a la característica de presentar un cuerpo blando y la utilización de túneles, nos estaría indicando que los plumáridos se desarrollan y pasan las horas de inactividad a cierta profundidad en el suelo (donde habría la humedad necesaria) y que salen a la superficie exterior de noche para dispersarse y/o para contacto de los sexos, y que entran y salen a través de túneles producidos por otros insectos (quizás hormigas) u otros organismos.

Métodos de recolección

Los machos son capturados con trampas de luz, trampas Malaise y en algunas oportunidades, con platillos amarillos con agua y detergente enterrados en el suelo, método similar al citado por Sarmiento (2006); y las hembras con trampas pitfall y platillos amarillos. Un hecho llamativo fue que algunos pocos ejemplares machos fueron obtenidos en trampas especialmente diseñadas para atrapar insectos mirmecófilos voladores (Fig. 20) sobre el nido de hormigas del género *Acromyrmex* (Formicidae, Attini).

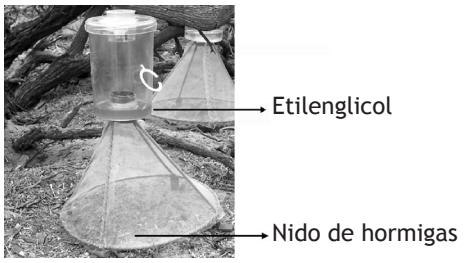


Fig. 20. Trampa para insectos mirmecófilos.

Agradecimientos

A Arturo Roig Alsina y Verónica Valentinuzzi por la lectura crítica del manuscrito. A Javier Torréns, Gonzalo Fidalgo, José Paliza y Miguel Garlati por su colaboración en las recolecciones a campo. Este trabajo se realizó con los siguientes subsidios: PICT 2007- 01238 (Director Dr. Arturo Roig Alsina), PIP 240 (Director Dra. Patricia A. Diez).

Literatura citada

BRADLEY, J.C. 1972. Notes on the distribution of the genus *Plumarius* (Hymenoptera, Plumariidae). *Entomol. News* 83: 135–139.

BROTHERS, D.J. 1974. The genera of Plumariidae, with description of a new genus and species from Argentina (Hymenoptera: Bethyloidea). *J. Entomol. Soc. South Africa* 37: 351–356.

BROTHERS, D.J. 1975. Phylogeny and classification of the aculeate Hymenoptera, with special reference to Mutillidae. *Univ. Kansas Sci. Bull.* 50: 483-648.

BROTHERS, D.J. 1999. Phylogeny and evolution of wasps, ants and bees (Hymenoptera, Chrysidoidea, Vespoidea and Apoidea). *Zool. Scripta* 28: 233-249.

BROTHERS, D.J. 2006. Family Plumariidae. *In*: Fernández, F. & M.J. Sharkey (eds.), *Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical*. Bogotá D.C., Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, 894 pp.

BROTHERS, D.J & J.M. CARPENTER. 1993. Phylogeny of Aculeata: Chrysidoidea and Vespoidea. *J. Hym. Res.* 2: 227–304.

BRUES, C.T. 1924. Some South African parasitic Hymenoptera of the families Evaniidae, Braconidae, Alysiidae and Plumariidae in the South African Museum, with a catalogue of the known species. *Ann. South Afr. Mus.* 19: 1-50.

CABRERA, A.L & A. WILLINK. 1973. *Biogeografía de América Latina*. Programa Regional de Desarrollo Científico y Tecnológico, Departamento de Asuntos Científicos, Secretaría General de la Organización de los Estados Americanos, Washington, D.C. 120 pp.

CARPENTER, J.M. 1986. Cladistics of the Chrysidoidea (Hymenoptera). *J. New York Entomol. Soc.* 94: 303–330.

CARPENTER, J.M. 1999. What do we know about chrysidoid (Hymenoptera) relationships? *Zool. Scripta* 28: 215-231.

DAY, M.C. 1977. A new genus of Plumariidae from Southern Africa, with notes on Scolebythidae (Hymenoptera: Chrysidoidea). *Cimbebasia* A 4: 171-177.

DIEZ, P. 2008. A new species of the genus *Plumaroides* Brothers (Hymenoptera, Chrysidoidea, Plumariidae) from Santiago del Estero, Argentina: Male and female descriptions. *Zootaxa* 1891: 25-30.

DIEZ, P., P. FIDALGO & A. ROIG-ALSINA. 2007. A new genus and species of Plumariidae (Hymenoptera, Chrysidoidea) from western xeric Argentina. *Zootaxa* 1467: 35-41.

DIEZ, P., A. ROIG ALSINA & P. FIDALGO. 2010. Phylogenetic relationships of *Pluroides porteri*, a new genus and

species of Plumariidae from Argentina (Hymenoptera, Chrysidoidea). *J. Hym. Res.* vol 19 (1):113-120.

EVANS, H.E. 1964. A synopsis of the American Bethylicae (Hymenoptera, Aculeata). *Bull. Mus. Compar. Zool.* 132: 1-222.

EVANS, H.E. 1966. Discovery of the female *Plumarius* (Hymenoptera, Plumariidae). *Psyche* 73: 229–237.

FERNÁNDEZ, F. 2000. Sistemática y filogenia de los himenópteros de la región Neotropical: Estado del conocimiento y perspectivas. *In*: Martín-Piera, F. ARTIN-PIERA, J.J. Morrone & A. Melic (eds.), *Hacia un Proyecto Cyted para el Inventario y Estimación de la Diversidad Entomológica en IberoAmérica*: PrIBES 2000. Pp: 211-231. m3m-Monografías Tercer Milenio, Volumen 1, Zaragoza.

KÖNIGSMANN, E. 1978. Das phylogenetische System der Hymenoptera. Teil 4: Aculeata (Unterordnung Apocrita). *Deut. Entomol. Zeit. N.F.* 25: 365–435.

NAGY, C.G. 1973. Revisionary studies of the family Plumariidae Bischoff (Hymenoptera, Heterogynoidea). *Folia Entomol. Hung.* 26: 255-267.

HERATY, J.M. 1998. The genus *Dilocantha* (Hymenoptera: Eucharitidae). *Proc. Entomol. Soc. Washington* 100(1): 72-87.

HÖLLDOBLER, B & E. WILSON. 1990. *The ants.* Belknap Press of Harvard University Press. Pp: 713.

PAPP, J. 2000. *Plumarius tumidulus* sp. n. from Argentina (Hymenoptera: Plumariidae). *Folia Entomol. Hung.* (66): 157-160.

PENTEADO-DIAS, A. M. & D. SCATOLINI. 2003. A new species of the genus *Plumarius* Philippi (Hymenoptera: Plumariidae) from Brasil. *Zool. Mededel.* Leiden 77 (33): 545-550.

PEREZ D'ANGELO, V. 1974. *Plumarius coquimbo* n. sp. y primer registro de la hembra de *Plumarius* para Chile (Hymenoptera: Plumariidae). *Rev. Chil. Entomol.* 8: 139.

PILGRIM, E.M., C.D. VON DOHLEN & J.P. PITTS. 2008. Molecular phylogenetics of Vespoidea indicate paraphyly of the superfamily and novel relationships of it component families and subfamilies. *Zool. Scripta* 37: 539-560.

ROIG ALSINA, A. 1994. A new genus of Plumariidae, with notes on the relationships among the genera of the family. *Mitt. Münch. Entomol. Gesells.* 84: 91–96.

RONQUIST, F. 1999. Phylogeny of the Hymenoptera (Insecta): The state of the art. *Zool. Scripta* 28: 3-1.

RONQUIST, F., A.P. RASNITSYN, A. ROY, K. ERIKSSON & M. LINDGREN. 1999. Phylogeny of the Hymenoptera: A cladistic reanalysis of Rasnitsyn's (1988) data. *Zool. Scripta* 28: 13-50.

SARMIENTO, C.E. 2006. Métodos generales de recolección. *In*: Fernández, F & M.J. Sharkey (eds.), *Introducción a los Hymenoptera de la región Neotropical*. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá D.C., 894 pp.

Apéndice 1. Especies del género *Plumarius* descriptas para América del Sur.

Plumarius spp. Ecuador.
Plumarius andrei (Bischoff). Argentina: Mza.
Plumarius baloghi (Nagy). Chile: Azapa, Tarapacá.
Plumarius topali (Nagy). Argentina: R.N., Ñorquinco.
Plumarius chilensis (Nagy). Chile: Azapa, Tarapacá.
Plumarius niger (Philippi). Chile: Choros Bajos; Perú: Chosica, Pativilca.
Plumarius densepunctatus (Nagy). Chile: Coquimbo, El Tanque.
Plumarius hirticornis (André). Argentina: Mza.
Plumarius striaticeps (André). Chile.
Plumarius argentinus (Nnagy). Argentina: R.N., Ñorquinco.
Plumarius tumidulus (Papp). Argentina: Tuc.
Plumarius brasiliensis (Penteado-Dias & Scatolini). Brasil: Rio Grande do Norte, Agua Branca.

BETHYLIDAE

Celso O. AZEVEDO
Geane O. LANES
Fernanda T. GOBBI

Universidade Federal do Espírito Santo, Departamento de Biologia, Av. Marechal Campos 1468, Maruípe, 29.040-090 Vitória, ES, Brasil.
bethylidae@gmail.com
geanelanes@gmail.com
fernandagobbi@gmail.com

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Las Bethylidae pertenecen a Chrysidoidea y tienen alrededor de 2500 especies válidas. Las avispas de esta familia son parasitoides de larvas de coleópteros y microlepidópteros, y son potencialmente beneficiosos para la agricultura y silvicultura como agentes de control biológico de varios insectos. La fauna argentina está compuesta por 68 especies y 12 géneros, que se distribuyen en 11 provincias del país. La distribución geográfica de Bethylidae en la Argentina es aparentemente neotropical, porque la única especie de la región Andina sólo se obtuvo de cría artificial.

Abstract

Bethylidae belong to Chrysidoidea and have about 2,500 valid species. The wasps of this family are parasitoids of coleopterous and microlepidopterous larvae, and are potentially beneficial in agriculture and forestry as biological control agents of various insect. The Argentinean fauna is comprised of 68 species and 12 genera, which are distributed in 11 provinces of the country. The geographic distribution of Bethylidae in Argentina is apparently Neotropical, because the only species recorded in the Andean region was obtained only from artificial breeding.

Introduction

Bethylidae belong to Chrysidoidea, together with Chrysididae, Dryinidae, Embolemidae, Sclerogibbidae, Scolebythidae and Plumariidae. They are one of the most common families of Chrysidoidea (Azevedo, 1999b) and probably are the largest family (Goulet & Huber, 1993). Bethylidae represent a monophyletic group and are considered the sister-group of Chrysididae by having the second valvifer sting articulation absent (Carpenter, 1999). Bethylid wasps are promptly recognized by their small length (1-20 mm), flattened body, head usually prognathous, antennae with 12-13 segments and powerful enlarged forefemora. Sexual dimorphism is slight to extreme: males macropterous, rarely brachypterous and females macropterous, brachypterous or apterous, in this last case, female resemble ants.

Research on the life styles indicates that species are primary idiobiont ectoparasitoids of coleopterous and microlepidopterous larvae. Due to their host associations, bethylids are potentially beneficial in agriculture and forestry as biological control agents of various insects. According to LaSalle & Gauld (1991), parasitoids participate in more than half of food chains in terrestrial and regulate the population density of their insect hosts, promoting the balance of the communities involved.

Bethylidae are cosmopolitan in distribution, but the greatest species-richness occurs in tropical regions. Currently they have about 2,500 valid species around the world and about 850 only in the Neotropical region. Certainly these numbers do not represent the real quantity of Neotropical species, due to lack of sampling and/or studies in several parts of this region.

The first record of a species was cited by Fabricius (1798), but it was recorded as Tiphiidae. The name Bethylidae was first used by Halliday (1839), but Cameron (1883) incorporated the subfamily Bethylinae (current Bethylidae) into the family Proctotrupidae. Kieffer (1914) established five tribes in Bethylinae: Pristocerini, Sclerodermini, Epyrini, Mesitiini, and Bethylini. Berland (1928) separated the superfamily Bethyloidea from the superfamily Proctotrupoidea (= Proctotrupidae in Cameron, 1883) and raised Kieffer's five tribes to subfamily rank. Evans (1964) recognized four subfamilies: Pristocerinae, Epyrinae, Mesitiinae and Bethylinae, regarding Berland's Scleroderminae as a tribe of Epyrinae. Nagy (1974) established two subfamilies, Galodoxinae and the extinct Protopristocerinae. Argaman (1988) proposed Afgoiogfinae. Finnamore & Brothers (1993) and Carpenter (1999) considered all these taxa as part of the four subfamilies initially recognized by Evans (1964), whereas Gordh & Móczár (1990) recognized Galodoxinae, but included Afgoiogfinae in Pristocerinae. Terayama (2003a, b) recognized Galodoxinae, confirmed the inclusion of Afgoiogfinae in Pristocerinae, and proposed Parapenesiinae. More recently Azevedo & Lanes (2009) established Galodoxinae as synonym of Epyrinae and Terayama (2006) transferred the only genus *Parapenesia* of Parapenesiinae to Plumariidae.

Ashmead and Kieffer were the main researchers in the late 19th century and early 20th century. Bruch and Ogloblin (originally Russian) were the first South American scientists to study the fauna of South America, especially from Argentina, in the early and middle of last century. Kurian studied the Oriental fauna, especially the species of India; he elaborated a catalog of the Indian species in the middle of last century. Benoit published many works on the African fauna, especially on Pristocerinae. Other authors, like Richards, Berland, Nagy and Argaman, studied the fauna of some areas of Europe. Móczár studied the European, African and Oriental faunas, and elaborated a catalog of the world Bethylidae with Gordh. Besides Ashmead, other authors that studied the American fauna were Cameron, Brues, Fouts and, especially, Evans, who published more than 40 papers on the family, including several large revisions. Currently the more expressive researchers are Azevedo and Terayama, which has studied the Neotropical and Palaearctic faunas, respectively. Currently some researchers (*e.g.* Terayama, 1995a, b, 1996, 2003a; Lanes & Azevedo, 2008) have analyzed the phylogeny of Bethylidae, promoting a better understanding of the group, establishing many synonymies and allocating genera and species *incertae sedis* to specific taxa.

Sanitary and economic importance

Bethylids are known to attack beetle larvae in stems, seeds and stored products as well as a range of microlepidopterous pests. Several bethylids have been investigated for biological control purposes (Gordh, 1982, 1984; Gordh & Medved, 1986; Legner & Gordh, 1992; Legner & Silveira-Guido, 1983). Probably the most economically important bethylids in tropical America are two exotic species (*Prorops nasuta* and *Cephalonomia stephanoderis*) that have been introduced to control the coffee berry borer *Hypothenemus hampei* (Coleoptera: Curculionidae). This beetle was accidentally introduced from Africa into the New World, where is now one of the most serious pests of coffee (Quezada & Urbina, 1987). Many another bethylids have been investigated and used in biologic control around the world. *Goniozus legneri* was introduced in California for control of navel orangeworm, a serious pest on almonds, *Amyelois transitiella* (Lepidoptera: Pyralidae), and have been used in biological control in United States (Garrido *et al.*, 2005). Gordh *et al*. (1983) reared *G. legneri* in the laboratory on pink bollworm *Pectinophora gossypiela* (Lepidoptera: Gelechiidae). Garrido *et al*. (2005) recorded *G. legneri* attacking larvae of codling moth *Cydia pomonella* (Lepidoptera: Tortricidae) from apples and walnuts's cultivations, and in laboratory, attacking another lepidopterous: the leafroller pest of apples *Argyrotaenia pomililiana* (Tortricidae); the Oriental fruit moth *Cydia molesta* (Tortricidae); and *Galleria melonella* (Pyralidae) and the corn pest *Spodoptera frugiperda* (Noctuidae).

Bethylid wasps parasite borer beetles, and thus they can be encountered in houses with much wood in the floor, windows, doors and roofs (Azevedo, 1999b). Bethylid wasps have frequently been reported as stinging man, for example *Epyris californicus* (Essig, 1932), *Holepyris glabratus* (Pemberton, 1932), *Laelius anthrenovirus* (Nagy, 1968), *Laelius utilis* (Judd, 1960), *Sclerodermus nipponicus* (Asahina, 1953), and *S. domesticus* (Mariani, 1952). Bethylidae inflict rather painful stings (Steiner, 1986), perhaps as a result of the considerable amount of dopamine in venom (Skinner *et al.*, 1990).

Biology

Little is known about the life style and host relationships of the vast majority of tropical bethylids. Bethylidae are idiobiont or incipient koinobiont ectoparasitoids of the larvae of coleopterous (Pristocerinae and many Epyrinae) and microlepidopterous (most Bethylinae and some Epyrinae) (Finnamore & Gauld, 1995). There are no known hiperparasites (Gordh *et al.*, 1983). There is only one record for Bethylidae attacking Hymenoptera larvae in nature, *Goniozus microstigmi* of *Microstigmus similis* (Sphecidae) (Melo & Evans, 1993). One species, *Sclerodermus domesticus*, exhibits parental care and subsocial behavior (Casale, 1991).

Bethylids usually attack species living in cryptic situations such as in the soil, leaf litter, rotten wood, and seeds (Finnamore & Gauld, 1995). Adult females display a number of adaptations: small size, flattened body, prognathous head, short antennae, powerful enlarged forefemora, and aptery.

Researches have shown that most genera more usually seem to be associated with a few families of one order. Pristocerinae and most Epyrinae attack a range of beetle families, including Cerambycidae, Ciidae, Buprestidae, Anobiidae, Dermestidae, Tenebrionidae, Elateridae, Chrysomelidae, Cucujidae, Ptinidae, Bostrichidae, Lyctidae, Cleridae, and Curculionidae (Finnamore &

Gauld, 1995). Species of Bethylinae attack a range of microlepidopterous groups, including Tineoidea, Gelechioidea, Tortricoidea and Pyraloidea (Finnamore & Gauld, 1995).

Several Neotropical species have been collected in association with ants (see Ashmead, 1893; Bruch, 1916, 1917a, b; Evans, 1963, 1964; Ogloblin, 1960). They probably are parasitoids of myrmecophylous beetles. In the laboratory, bethylids can develop on ant larvae (Evans, 1964), but whether such insects are used as hosts in natural situations has yet to be shown.

Little is known about how females locate host and what determines their host range. Many bethylids search for hosts in litter fall, rotting wood, leaf rolls, and seeds. *Pristocera rufa* searches for xylophagous weevils in wood borings (Baker, 1976), and many Bethylinae search for microlepidopterous larvae in seed pods or leaf rolls (Gordh, 1976; Gordh & Hawkins, 1981). The manner in which prey is subdued seems similar for most bethylids, sting in or near ventral nerve cord (Gordh, 1976). Generally the host larva is antennated prior to attack, and may be rejected as unsuitable at this stage (Abraham *et al.*, 1990). *Goniozus aethiops* female leaps onto the larva near its head or quick shifts to that area, grabs the host's cuticle with her mandibles and injects the sting several times into the region near the gula (Gordh & Evans, 1976). Bethylids can sting once or repeatedly (Gordh, 1976). The females of *Sclerodermus* subdue the much larger host by stinging it repeatedly, sometimes over a period of several days (Evans, 1964). The larva gets paralyzed soon or within one hour (Remadevi *et al.*, 1994).

Prey transport has been seen in many genera (see Richards, 1932; Krombein, 1955; Yamada, 1955). *Parasclerodema berlandi* drags its clerid host into a crack after stinging it (Maneval, 1930). In *Cephalonomia watersoni* the paralyzed larva is carried aloft or dragged into a sheltered position, e.g., under a flake of bran (Finlayson, 1950). *Laelius* species generally encounter and attack dermestid larvae in concealment, but sometimes they will attack and conceal dermestid larvae found in the open (Evans, 1964).

Adult female usually feed on the body fluids of the host, and some are known to paralyze hosts specifically for feeding purposes and to take no other form of nourishment (Evans, 1964). In *Sclerodermus domesticus* females fed on the juice of the prey for several days and oviposited, they stayed with the eggs and with the larvae, they licked the larvae and attended them, but also ate some eggs and larvae when the prey started to dry (Casale, 1991). Adults of some genera also feed on carbohydrates, which they typically find in honeydew, rarely in flowers (Evans, 1964).

Most bethylids laid eggs only on the final stage larvae and prepupae (Abraham *et al.*, 1990; Howard & Flinn, 1990; Gordh & Evans, 1976). Oviposition sites vary from group to group. The dorsal or ventral host surfaces are chosen in preference to the lateral (Iwata, 1949; Baker, 1976; Gordh, 1976), but the lateral can be used (Gifford, 1965; Gordh & Hawkins, 1981). In *Goniozus aethiops*, females exhibit a definite preference for the host's middle segments (Gordh & Evans, 1976). Oviposition requires two to four hours (Gordh *et al.*, 1983). The number of eggs deposited on a host by bethylids varies greatly. Members of such genera as *Holepyris*, *Pristocera* and *Epyris* only deposit one egg per host, whereas most other bethylids deposit several eggs on each host (Gordh, 1976). Some investigations in *Goniozus* suggested that females deposit more eggs on larger hosts (Yamada, 1955; Kishitani, 1961).

Maternal care was recorded in several genera (Doutt, 1973; Evans, 1964; Gordh, 1976). For example, in *Pristocera rufa*, after ovipositing the female continually moved amongst the eggs, feeling them with its antennae, cleaned them by moving its head slowly over their surface while continually making a snipping action with its mandibles (Baker, 1976).

Sex ratio has not been critically examined, Gordh (1976) suggest that *Goniozus gallicola* can regulate its sex ratio. Observations on the offspring of *Cephalonomia watersoni* females showed that there was a tendency for single eggs to produce mainly females, pair of eggs to produce one male and one female, and when there group of three eggs produce one male and two females (Finlayson, 1950).

The actual number of larval instars has not been determined accurately but most species probably have three to five (Gordh, 1976). Generally males emerge before the females (Gordh & Evans, 1976; Abraham *et al.*, 1990; Gordh & Medved, 1986). In *Pristocera rufa* the first adults to emerge, both female and male, assisted in the emergence of other adults (Baker, 1976).

Courtship behavior on *Goniozus aethiops* Evans is simple; male approaches the quiescent female, mounts female dorsum and presses male genitalia to the apex of the female metasoma several times (Gordh & Evans, 1976). Copulation is a brief procedure which lasts for a few minutes and which apparently occurs only once in the lifetime of each female (Finlayson, 1950). Mating was observed soon following female emergence (Baker, 1976) and the males can enter into the cocoon, as has been reported in *Cephalonomia gallicola* (Gordh, 1976). Males of some Pristocerinae apparently carry females in flight during copulation (Evans, 1963). Most species are believed to be dioecious and reproduce arrhenotokously (Finlayson, 1950) in the normal hymenopteran manner, although there are a few reports of thelytoky (Keeler, 1929). The bethylid female has a preovipositional period of two to three days (Gordh *et al.*, 1983). During this period the parasite is capable of stinging and paralyzing the host larva, but is not capable of oviposition, because the eggs yet are not developed (Gordh *et al.*, 1983).

Argentinean fauna

The state of knowledge on the Argentinean bethylids is still incipient, since the first record of Bethylidae from Argentina in 1909 (Cameron, 1909), only 68 species were recorded from the country, which represents about 9% of the Neotropical fauna and 3% of the world fauna. Only

twelve genera were recorded from Argentina (Table 1), of which *Pseudisobrachium*, *Dissomphalus* and *Apenesia* showed highest species richness with 24, 14 and 12 species, respectively. However these figures can be closely associated with the direction of the studies about Argentinean bethylids, whereas the most significant studies are directed to these genera (see Evans, 1969b, c). For each of the other eight genera were recorded at most six species from this country.

The species recorded from Argentina were studied by 14 different authors (eight are researchers in Argentinean institutions): Azevedo (1999a,c; 2003; in Garrido *et al*. 2005), Brèthes (1913; 1916), Brewer (in Brewer & Varas,1971), Bruch (1913; 1916; 1917a, b), Cameron (1909), Cichón (in Garrido *et al*. 2005, 2007), DeSantis (1970), Evans (1963; 1964; 1965; 1966; 1969a, b, c; 1973; 1977; 1978), Fernández (in Garrido *et al*. 2007), Garrido (2005, 2007), Kieffer (1910; 1921), Maes (1988), Ogloblin (1930; 1950; 1960; 1963), Varas (in Brewer & Varas, 1971).

A total of 46 species was described from specimens collected in the country (holotypes or syntypes from Argentina). The Argentinean collections (Table 3) have large representation in Argentinean bethylid fauna, about 69% of the material analyzed was deposited in Argentinean collections, totalizing 44 different species and 32 holotypes. These figures can be higher because some studies, especially the oldest ones, do not inform the number of specimens analyzed or the collections where they were deposited at. Another point is the fact that there is some material deposited at some private collections (Bruch, Fritz and Ogloblin Collections).

The repository collections of Argentinean species of Bethylidae are: American Museum of Natural History (U.S.A.); California Academy of Sciences (U.S.A.); Canadian National Collection of Insects (Canada); Colección Entomológica de la EEA Alto Valle del INTA (Argentina); Cornell University (U.S.A.); Instituto de Patología Vegetal INTA (Argentina); Instituto Fundación Miguel Lillo (Argentina); Museo Argentino de Ciencias Naturales "B. Rivadavia" (Argentina); Museo de Ciencias Naturales de La Plata (Argentina); Museum of Comparative Zoology (U.S.A.); National Museum of Natural History (U.S.A.); Royal Alberta Museum (Canada); Zoologisches Museum an der Humboldt-Universität zu Berlin (Germany).

According to Morrone (2001) most of the Argentinean territory belongs to the Neotropical region and a small part belongs to the Andean region. The geographic distribution of Bethylidae is apparently Neotropical, because the only species recorded from the Andean region, *Goniozus legneri*, was obtained only from artificial breeding and was not recorded from other Argentinean areas, thus this species cannot be native of the region. Despite Bethylidae are cosmopolitan, the highest species richness occurs in tropical areas (Azevedo, 1999b), which could explain the lack of records from the Andean region, whereas this region is colder and drier than the Neotropical region. We cannot affirm that this distribution is associated to climate, because the areas where the bethylid species were not recorded are poorly explored; most specimens studied are derived from random samples and in some specimens lacking data about the location of record.

The species are distributed in only two subregions of Neotropical region, Chacoan and Parana subregions (Fig. 1), but the highest species richness occurred in the Chacoan subregion, mainly in the Chaco province. In this province 58 species (84%) were recorded, of which 53 were found in no other area of Argentina. Species were also recorded from two other Chacoan provinces, Pampa (six species) and Monte (seven species) provinces. In the Parana subregion only four species were recorded and all were found in at least one of Chacoan provinces.

Pristocerinae have the genera most abundant of the Neotropical region. Pristocerinae includes 24 genera, five of which, *Apenesia*, *Dissomphalus, Parascleroderma, Pristocera* and *Pseudisobrachium* are present in the New World. In Argentina, the subfamily is represented by three genera (Table 1).

Epyrinae are the richest subfamily in species and genera (Azevedo, 1999b). There are 45 genera in Epyrinae, 21 in Neotropical region, seven of which are present in Argentina (Table 1). This subfamily is divided into Epyrini and Sclerodermini (Lanes & Azevedo, 2008). Cladistic studies have indicated that the small subfamily Bethylinae is a basal group in the family (*e.g.* Carpenter, 1999; Terayama, 2003a). This subfamily has eight known genera, three of them recorded from Neotropical region but only *Goniozus* was recorded from Argentina (Table 1).

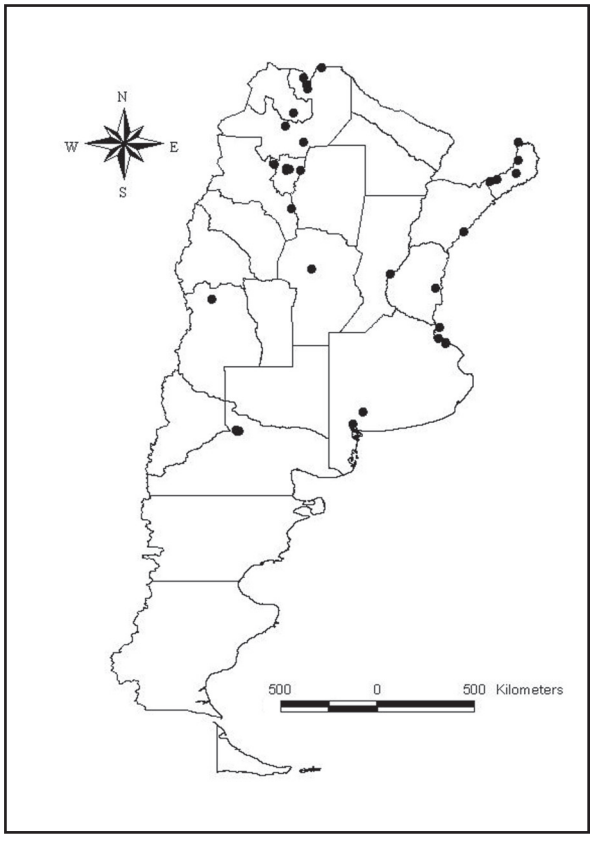


Fig. 1. Distribution of Bethylidae in Argentina.

Table I. Species numbers of Bethylidae.

Subfamily	Genera	World	Neotropical	Argentina
Bethylinae	*Goniozus*	166	50	1
Epyrinae	*Bakeriella*	31	31	1
	Cephalonomia	41	6	2
	Chlorepyris	58	38	1
	Epyris	275	66	6
	Holepyris	137	27	2
	Laelius	49	10	2
	Plastanoxus	13	2	1
	Sclerodermus	83	7	2
Pristocerinae	*Apenesia*	188	113	12
	Dissomphalus	242	207	16
	Pseudisobrachium	190	141	24

Key to Argentinean species of Bethylidae

1- Forewing with four closed cells, first discal cell closed; or if with three closed cells, then at least with Rs+M partially developed, arising from basal vein (Fig. 90).....*Goniozus*.....2
- Forewing with at most three closed cells, first discal cell never present, Rs+M completely absent (Figs. 34, 98).....3
2- Head about 0.9x as long as wide (Figs. 89, 91); propodeal disc about 1.5x as wide as long.....*Goniozus legneri*
- Head about 1.0x as long as wide (Fig. 94); propodeal disc about 1.1x as wide as long.....*Goniozus nigrifemur*
3- Both sexes macropterous, brachypterous or apterous, if apterous then usually with tegula and ocelli; scutellum in contact with propodeum or nearly so, metanotum occasionally narrowly transverse but without fovea opposite posterior apex of scutellum; female with eye height more than 0.25 of head width; female propodeum not constricted anteriorly.....Epyrinae.....4
- Male: macropterous; scutellum not in contact with propodeum, metanotum medially developed with emargination or fovea opposite posterior apex of scutellum; female: apterous, without tegula or ocelli; eye small or absent, eye height up to 0.25 of head width; propodeum often constricted anteriorly.....Pristocerinae.....19
4- Antennae with 12 segments.....5
- Antennae with 13 segments.....7
5- Forewing with radial vein, submedian cell opened (Figs. 38, 40).....*Cephalonomia*.....6
- Forewing with radial vein, submedian cell closed (Fig. 98).....*Plastanoxus laevis*
6- Females apterous; head rectangular..... .....*Cephalonomia gallicola*
- Females fully winged (Figs. 38, 40); head with sides convex (Figs. 37, 39).....*Cephalonomia tarsalis*
7- Median lobe of clypeus very short; apterous and brachypterous common; forewing, when fully developed, with vein Rs weak or absent.....*Sclerodermus*...8
- Median lobe of clypeus projecting; apterous and brachypterous uncommon; forewing with vein Rs strong.....9
8- Head quadrate.....*Sclerodermus formicarius*
- Head with vertex broadly convex..... .....*Sclerodermus iridomyrmicola*
9- Scutellum with pair of pits usually separated (Figs. 35, 79), occasionally connected by narrow and shallow line.....10
- Scutellum with undivided, basal transverse groove (Fig. 42), straight or arched backward at each end.....16
10- Pronotal disc with wide anterior carina; scutellar pit large and rounded (Fig. 35).....*Bakeriella cristata*
- Pronotal disc without carinae; scutellar pit small and elliptic (Figs. 76, 87).....*Epyris*.....11
11- Paramedian propodeal carina strong, absent at most on posterior fourth of propodeal disc (Figs. 81, 87).....12
- Paramedian propodeal carina narrow, at most slightly more than anterior half of propodeal disc (Figs. 77, 84).....13
12- Paramedian propodeal carina unusually wide, wider than higher, flat-topped (Figs. 80, 81)....*Epyris jugatus*
- Paramedian propodeal carina at most as wide as high (Fig. 86).....*Epyris stangei*
13- Mandible 2-toothed; median clypeal lobe angulate (Fig. 87).....*Epyris willinki*
- Mandible 1-toothed; median clypeal lobe rounded (Fig. 83).....14
14- VOL about 0.7x HE (Fig. 79).....*Epyris hirsutus*
- VOL more than 0.8x HE (Fig. 76).....15
15- Male with paramere much longer than basiparamere (Fig. 85); female with vertex convex, VOL more than HE (Fig. 84).....*Epyris parallelus*
- Male with paramere shorter than basiparamere (Fig. 79); female with vertex straight, VOL less than HE (Fig.76).....*Epyris argentinicus*
16- Clypeus with three prominent lobes, lateral lobes usually wider than median one; notaulus usually incomplete and weak (Fig. 95).....*Holepyris*.....18
- Clypeus only with median lobe prominent; notaulus usually conspicuous (Fig. 96).....17
17- Head, dorsum of thorax and forewing with thick and long setae.....*Laelius nigriscapus*
- Body without such setae.....*Chlorepyris cyanosoma*
18- Mandible 3- or 4-toothed; notaulus complete... .....*Holepyris sylvanidis*
- Mandible 2-toothed; notaulus incomplete posteriorly.....*Holepyris tenuis*
19- Males: paramere completely divided into two arms; aedeagus with vannus at inner margin of basivolsella (few exceptions); females: propo-

deum strongly constricted at its extreme anterior end; mesonotum elongate, mesopleuron not reach propodeum in dorsal view; eye with zero or one facet.....*Pseudisobrachium*.....21
- Males: paramere never completely divided into two arms; aedeagus without vannus; females: propodeum not strongly constricted at anterior end, broadly in contact with mesonotum, constricted at or near spiracles of at all; mesonotum short, mesopleuron reach at least anterior third of propodeum in dorsal view; eye with more than one facet (some exceptions).....20

20- Males: metasomal segment II unusually with tergal process (tufts, depressions, pits, etc.) (Figs. 57, 73); females: mesopleuron, seen in dorsal view, very narrow; thorax barely wider across mesothorax than across prothorax; propodeum more or less parallel-sided, at most weakly constricted.....*Dissomphalus*.....44
- Males: metasomal segment II never with tergal process; females: mesopleuron, seen in dorsal view, large; thorax distinctly wider across mesothorax than elsewhere; propodeum not parallel-sided, somewhat constricted anteriorly.....*Apenesia*....59

21- Apterous (female).....22
- Macropterous (male).....27

22- Mandible with three apical teeth.....23
- Mandible with four apical teeth.....24

23- Median clypeal lobe trapezoidal (Fig. 114)..... .....*Pseudisobrachium rapoporti*
- Median clypeal lobe rounded..... .....*Pseudisobrachium hypogeum*

24- Head quadrate (Fig. 115)..... .....*Pseudisobrachium solenopsicola*
- Head longer than wide (Fig. 107).....25

25- Apical margin of median clypeal lobe slightly concave (Fig. 107).....*Pseudisobrachium haywardi*
- Apical margin of median clypeal lobe straight or slightly convex (Fig. 109).....26

26- Apical margin of median clypeal lobe straight (Fig. 109).....*Pseudisobrachium merklei*
- Apical margin of median clypeal lobe slightly convex (Fig. 116).....*Pseudisobrachium solenopsiphilum*

27- Median clypeal lobe rectangular or nearly so (Fig. 113), lateral margins not converging apicad.....28
- Median clypeal lobe rounded or trapezoidal (Fig. 120), lateral margins converging apicad.....29

28- Uppermost mandible tooth distinctly wider than two lower ones (Fig. 113).....*Pseudisobrachium porteri*
- Three mandibular teeth similar (Fig. 105).....*Pseudisobrachium deplanatum*

29- Apical margin of median clypeal lobe concave (Fig. 104).....30
- Apical margin of median clypeal lobe straight or nearly so (Fig. 106) or convex (Fig. 110).....31

30- Median of clypeal lobe strongly bidentate (Fig. 104).....*Pseudisobrachium crassicornis*
- Median clypeal lobe angularly concave (Fig. 111).....*Pseudisobrachium pauxillum*

31- Mandible with three apical teeth.....32
- Mandible with four or five apical teeth.....35

32- Eye small, WF more than 1.5x HE and VOL more than HE (Fig. 106).....*Pseudisobrachium fuscicornis*
- Eye large (Fig. 109) or of regular size (Fig. 119), WF less than 1.5x HE and VOL smaller than HE.....33

33- Upper tooth of mandible distinctly wider than median tooth.....*Pseudisobrachium illippum*
- Upper tooth of mandible about as wide as width of median tooth.....34

34- Ocelli small, DAO less than 0.15x WF (Fig. 99)..... .....*Pseudisobrachium breviceps*
- Ocelli large, DAO at least 0.18x WF (Fig. 110)...*Pseudisobrachium pallidipes*

35- Ocellar triangle compact, distance between posterior ocelli clearly less than their own diameter (Fig. 100).....36
- Ocellar triangle not compact, distance between posterior ocelli more than their own diameter (Fig. 120).....38

36- Ocellar triangle removed from vertex crest, anterior ocellus reaching imaginary top eye line (Fig. 100).....*Pseudisobrachium chacoense*
- Ocellar triangle not so removed from vertex crest, anterior ocellus not reaching imaginary top eye line.....37

37- Metasoma clearly petiolate; eye of regular size, VOL less than HE (Fig. 112).....*Pseudisobrachium petiolatum*
- Metasoma not petiolate; eye small, VOL at least 1.0x HE (Fig. 121).....*Pseudisobrachium tucumanum*

38- Eye small, VOL at least 1.1x HE (Fig. 103).....39
- Eye of regular size, VOL at most 1.05x HE (Fig. 118)...40

39- Median clypeal lobe wide, apical margin longer than its median length (Fig. 120)..... .....*Pseudisobrachium tridens*
- Median clypeal lobe narrow, apical margin shorter than its median length (Fig. 103).....*Pseudisobrachium corvinum*

40- Apical margin of median clypeal lobe with well developed median tooth (Fig. 118).....*Pseudisobrachium steinbachi*
- Apical margin of median clypeal lobe straight or slightly convex, but never forming conspicuous tooth (Fig. 119).....41

41- VOL less than 0.7x HE (Fig. 119)..... .....*Pseudisobrachium ternarium*
- VOL more than 0.7x HE (Fig. 117).....42

42- Temples in dorsal view parallel or nearly so, vertex corner not broadly rounded (Fig. 101).....*Pseudisobrachium complanatum*
- Temples in dorsal view not parallel, vertex corner broadly rounded (Fig. 103).....43

43- Clypeus with apical margin convex medially, median carina bifurcated apically; frons polished (Fig. 102).....*Pseudisobrachium concinum*
- Clypeus with apical margin straight, median carina not bifurcated; frons strongly coriaceous (Fig. 117).....*Pseudisobrachium stangei*

44- Females apterous.....45
- Males macropterous.....47

45- Body small, about 1.4 mm long; eye with 04 facets; frons polished; vertex concave (Fig. 43).....*Dissomphalus attaphilus*
- Body large, more than 2.0 mm long; eye with at leas10 facets; frons at least coriaceous; vertex not concave (Fig. 44).....46

46- Eye large, distant from base of mandible less than its length; sides of head slightly convex; head 1.27x as long as wide (Fig. 70).....*Dissomphalus platensis*

- Eye small, distant from base of mandible about its length; sides of head strongly convex; head 1.37x as long as wide (Fig. 44).....*Dissomphalus azarai*

47- Metasomal segment II without tergal process...48
- Metasomal segment II with tergal process (Fig. 52)...49

48- Dorsal body of aedeagus with two pair of flagella; ventral ramus not as below (Figs. 55, 56)... .....*Dissomphalus incomptus*
- Ventral ramus of aedeagus with latero-apical filament; dorsal body not as above (Figs. 65, 66).....*Dissomphalus microstictus*

49- Tergal process reduced and dorsal body of aedeagus with two pair of flagella (Fig. 69).....50
- Tergal process conspicuous (Fig. 57); dorsal body of aedeagus without flagella.....51

50- Aedeagus with apex of ventral ramus acute, flagella of dorsal body smooth; base of aedeagus with lateral projection not leaf-shaped (Figs. 67-69) … *Dissomphalus microtuberculatus*
- Aedeagus with apex of ventral ramus rounded, flagella of dorsal body covered by minute teeth; base of aedeagus with lateral projection leaf-shaped (Figs. 55, 56).....*Dissomphalus incomptus*

51- Tergal processes of metasomal segment II median placed median half of tergal width (Fig. 52).....52
- Tergal processes of metasomal segment II lateral placed at lateral flank of tergite (Fig. 57).....55

52- Tergal processes of metasomal segment II placed in one single median depression (Fig. 52).....53
- Tergal processes of metasomal segment II placed in separate depressions or without depressions (Figs. 47).....54

53- Metasomal tergite II vertical, with deep concavity, tuft densely hairy and large (Fig. 73).....*Dissomphalus ulceratus*
- Metasomal tergite II subvertical at most, with shallow depression, tufts regular-sized and haired (Fig. 52).....*Dissomphalus deformis*

54- Clypeus with median tooth sharpened very large, its median not bifurcated (Fig. 45).....*Dissomphalus brasiliensis*
- Clypeus with tridentate median lobe, its median carina divided longitudinally, forming inner lozengy concavity (Fig. 49)..... .....*Dissomphalus cornutus*

55- Mandible 4-toothed; clypeus broadly projected forward (Fig. 60).....*Dissomphalus krombeini*
- Mandible 2 or 3-toothed; clypeus will trapezoidal median lobe or nearly so…58

56- Tergal processes of metasomal segment II as linear tuft of hairs (Fig. 57).....*Dissomphalus infissus*
- Tergal processes of metasomal segment II as rounded tubercle.....59

57- Ventral ramus of aedeagus with latero-apical filament; dorsal body of aedeagus with basal plate (Figs. 65, 66).....*Dissomphalus microstictus*
- Ventral ramus of aedeagus without filament rising from apex; dorsal body of aedeagus without basal plate.....60

58- Aedeagus elongate; ventral margin of outer lobe of dorsal body serrate and bidentate (Figs. 71, 72).. .....*Dissomphalus puteolus*
- Aedeagus stout; ventral margin of outer lobe of dorsal body smooth (Figs. 63, 64)..... .....*Dissomphalus mendicus*

59- Aedeagus divided into two longitudinal modifications, ventral ramus and dorsal body (Figs. 19-20); digitus without ventral.....60
- Aedeagus not divided into ventral ramus and dorsal body; digitus with ventral arm (Figs. 4, 6).....61

60- Volsella covered by denticles below digitus; aedeagus with ventral ramus very short, lateral margin serrate (Figs. 19, 20).....*Apenesia lilloana*
- Volsella without such denticles; aedeagus with ventral ramus very elongate, as high as dorsal body, margins not serrate (Figs. 28, 29).....*Apenesia simulata*

61- Pronotal disc without transverse carina anteriorly....62
- Pronotal disc with distinct transverse carina anteriorly.....64

62- Metasoma with distinct, moderately long petiole; ventral margin of aedeagus serrate (Fig. 6)... .....*Apenesia crenulata*
- Metasoma without petiole.....63

63- Antenna with erect setae on under side which stand out strongly above the short pubescence (most noticeable on segments 4-7); pronotal disc elongate and with the sides (seen from above) slightly concave.....65
- Antenna with erect setae sparse and standing out slightly if at all above the prominent, bristling pubescence; sides of pronotum not concave; basivolsella sometimes with finger-like projection.....66

64- Metasoma without petiole, though sometimes rather slender basally; mandible with from three to five teeth; inner margin of volsella at most with few setae just below cuspis.....67
- Metasoma petiolate, the petiole very short in some species, but first tergite never reaching extreme base of segment; mandible with four or five teeth; inner margin of volsella strongly setose.....68

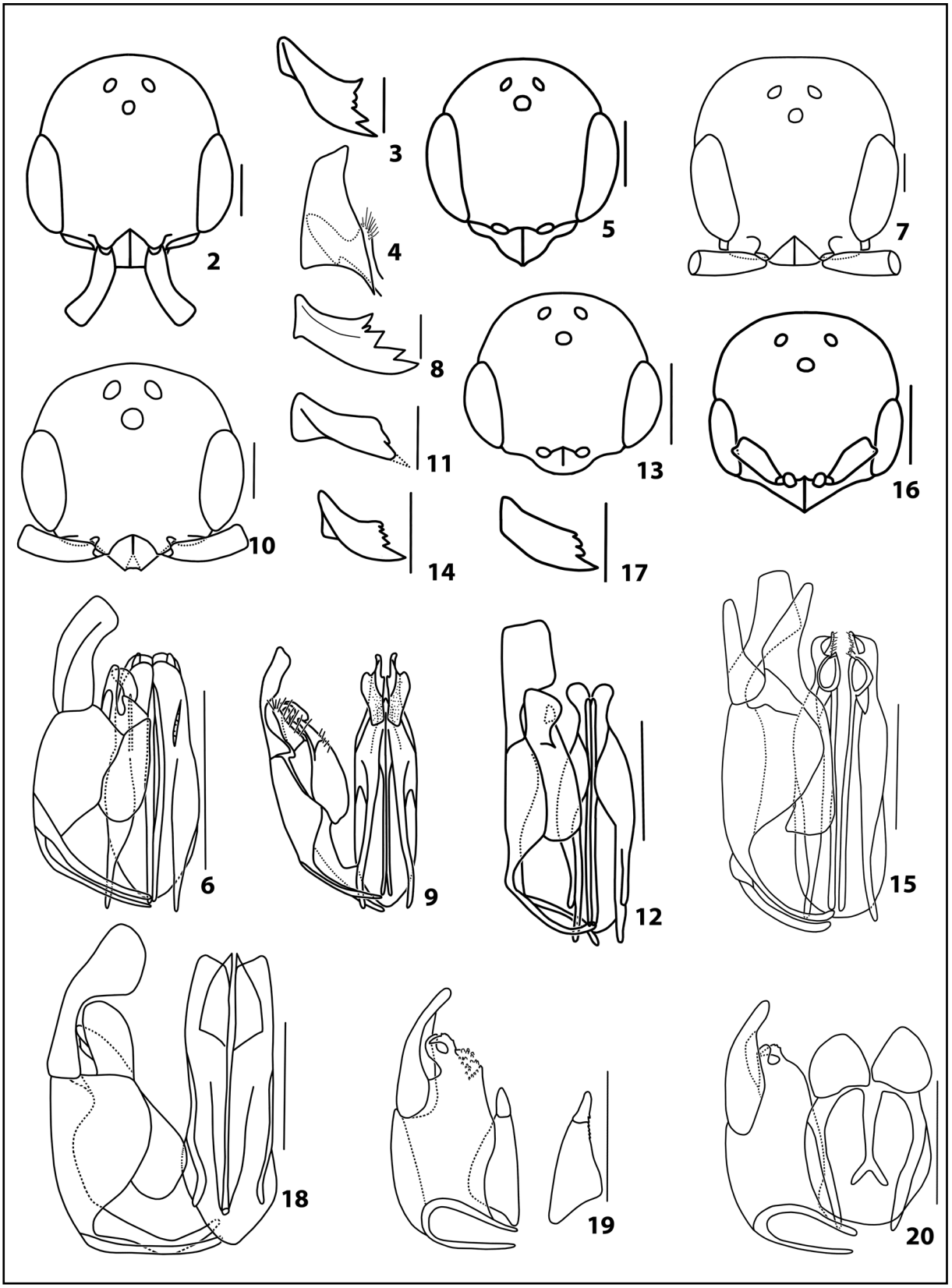
65- Propodeal disc with posterior carina strong, median carina complete; median mandibular tooth considerable smaller than subventral one (Fig. 3).....*Apenesia angusticeps*
- Propodeal disc with posterior carina obsolete medially, median carina complete; median and subventral mandibular teeth considerable smaller than one (Fig. 25).....*Apenesia reducta*

66- Ocelli very large, DAO about 0.3x WH, anterior ocellus reaching beyond imaginary top eye line (Fig. 21); mandible 5-toothed (Fig. 22).....*Apenesia photophila*
- Ocelli regular-sized, DAO about 1.6x WH, anterior ocellus not reaching imaginary top eye line (Fig. 7); mandible 4-toothed (Fig. 8).....*Apenesia flammicornis*

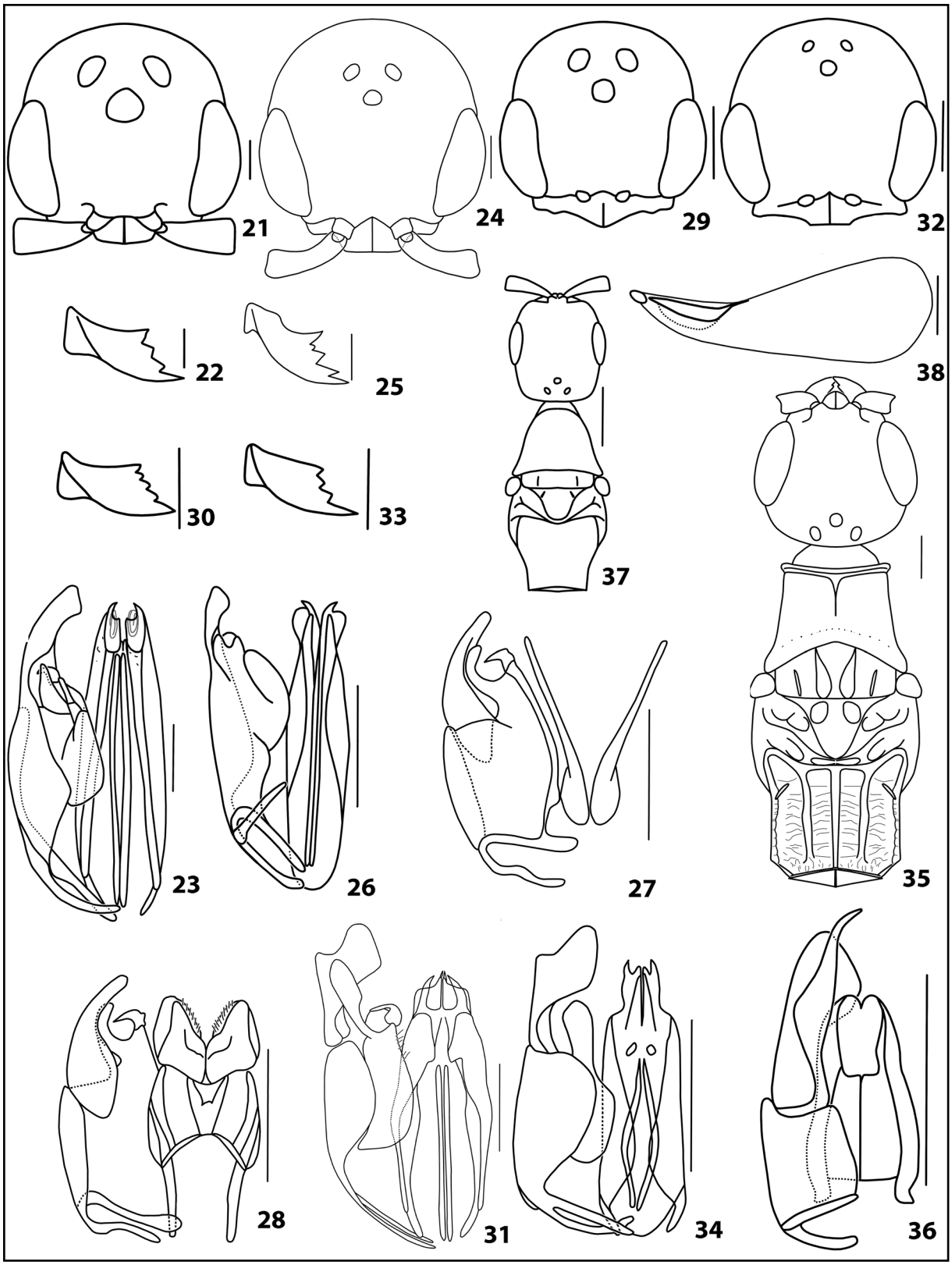
67- Median clypeal lobe bidentate (Fig. 10); mandible indistinctly toothed (Fig. 11); apical half of paramere quadrate (Fig. 12).....*Apenesia inca*
- Median clypeal lobe angulate (Fig. 16); mandible 4-toothed (Fig. 17); apical half of paramere diamond-shaped (Fig. 18).....*Apenesia laevicornis*

68- Median lobe of clypeus truncate (Fig. 32); mandible 4-toothed (Fig. 33).....*Apenesia spinipes*
- Median lobe of clypeus not truncate (Fig. 25); mandible 5-toothed.....69

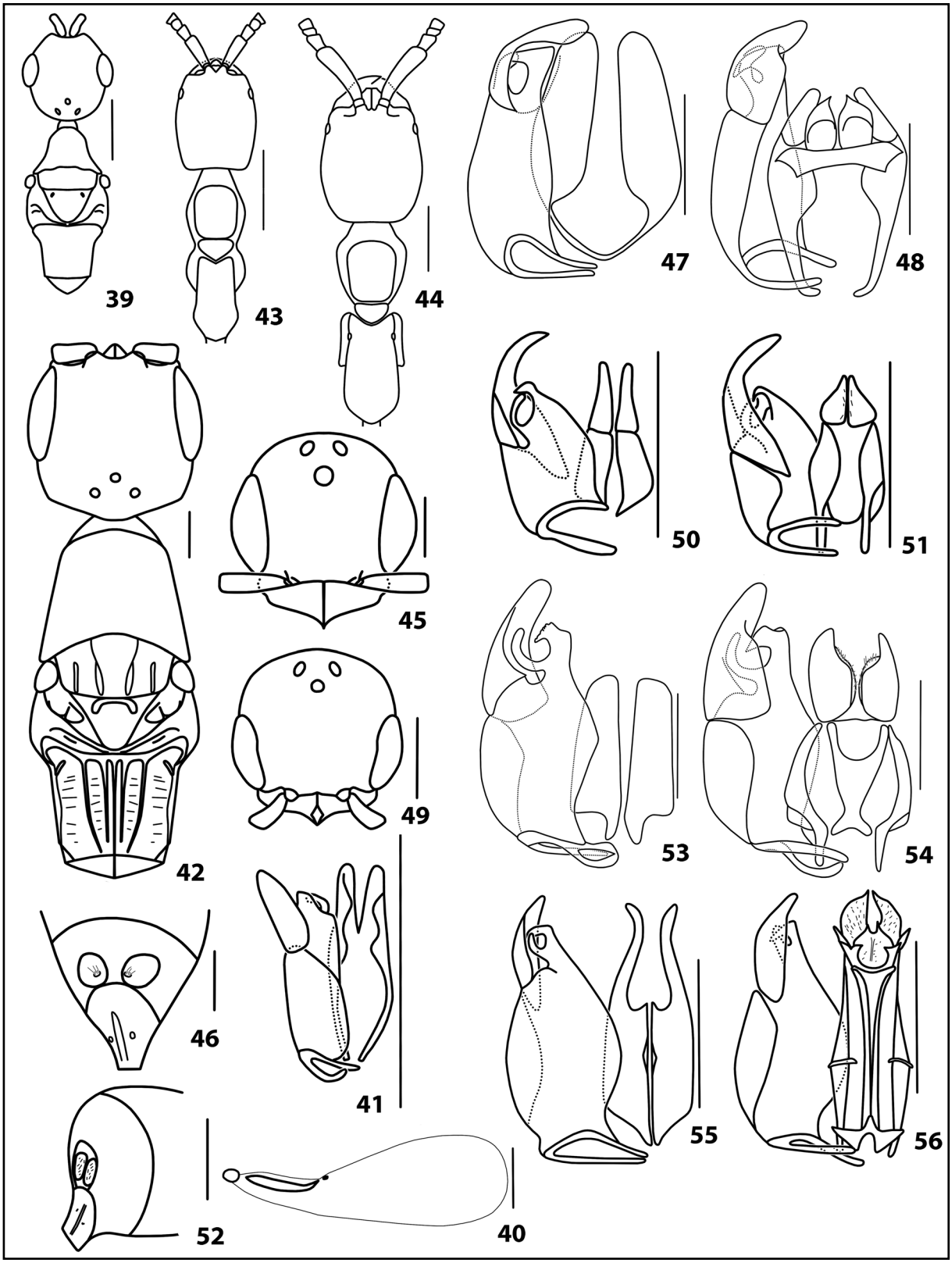
69- Paramere biramous (Fig.15); anterior ocellus not reaching imaginary top eye line (Fig. 13)...*Apenesia lacerata*
- Paramere not biramous (Fig.29); anterior ocellus reaching beyond imaginary top eye line (Fig. 31).....*Apenesia spatulata*



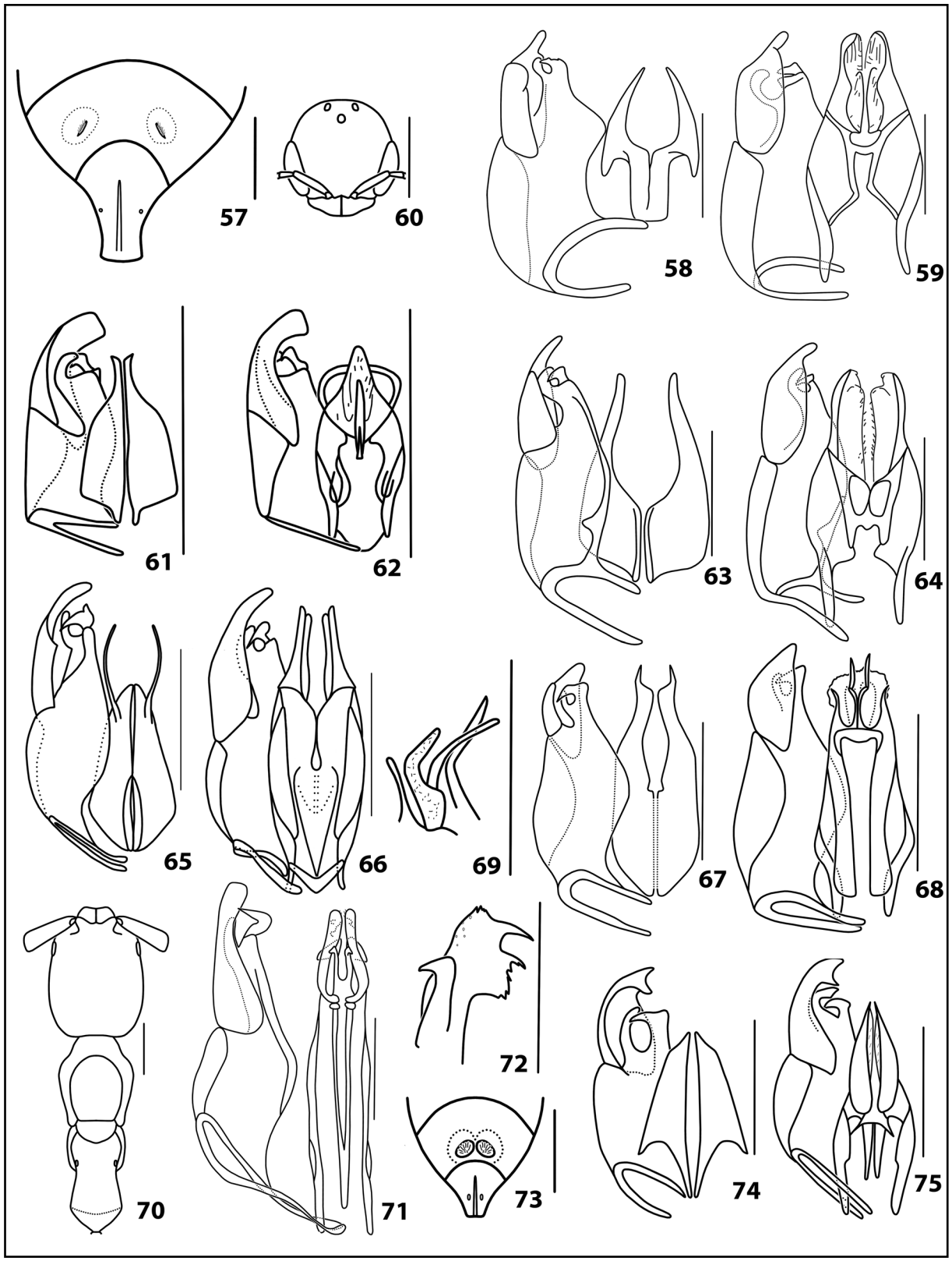
Figs. 2-20. 2-4. *Apenesia angusticeps,* ♂. 2. head, dorsal; 3. mandible, frontal; 4. paramere and volsella, lateral; 5-6. *A. crenulata,* ♂. 5. head, dorsal; 6. genitalia, ventral; 7-9. *A. flammicornis,* ♂. 7. head, dorsal; 8. mandible, frontal; 9. genitalia, ventral; 10-12. *A. inca,* ♂. 10. head, dorsal; 11. mandible, frontal; 12. genitalia, ventral; 13-15. *A. lacerata,* ♂. 13. head, dorsal; 14. mandible, frontal; 15. genitalia, ventral; 16-18. *A. laevicornis,* ♂. 16. head, dorsal; 17. mandible, frontal; 18. genitalia, ventral; 19-20. *A. lilloana*, ♂. 19. genitalia; ventral. 20. genitalia, dorsal.



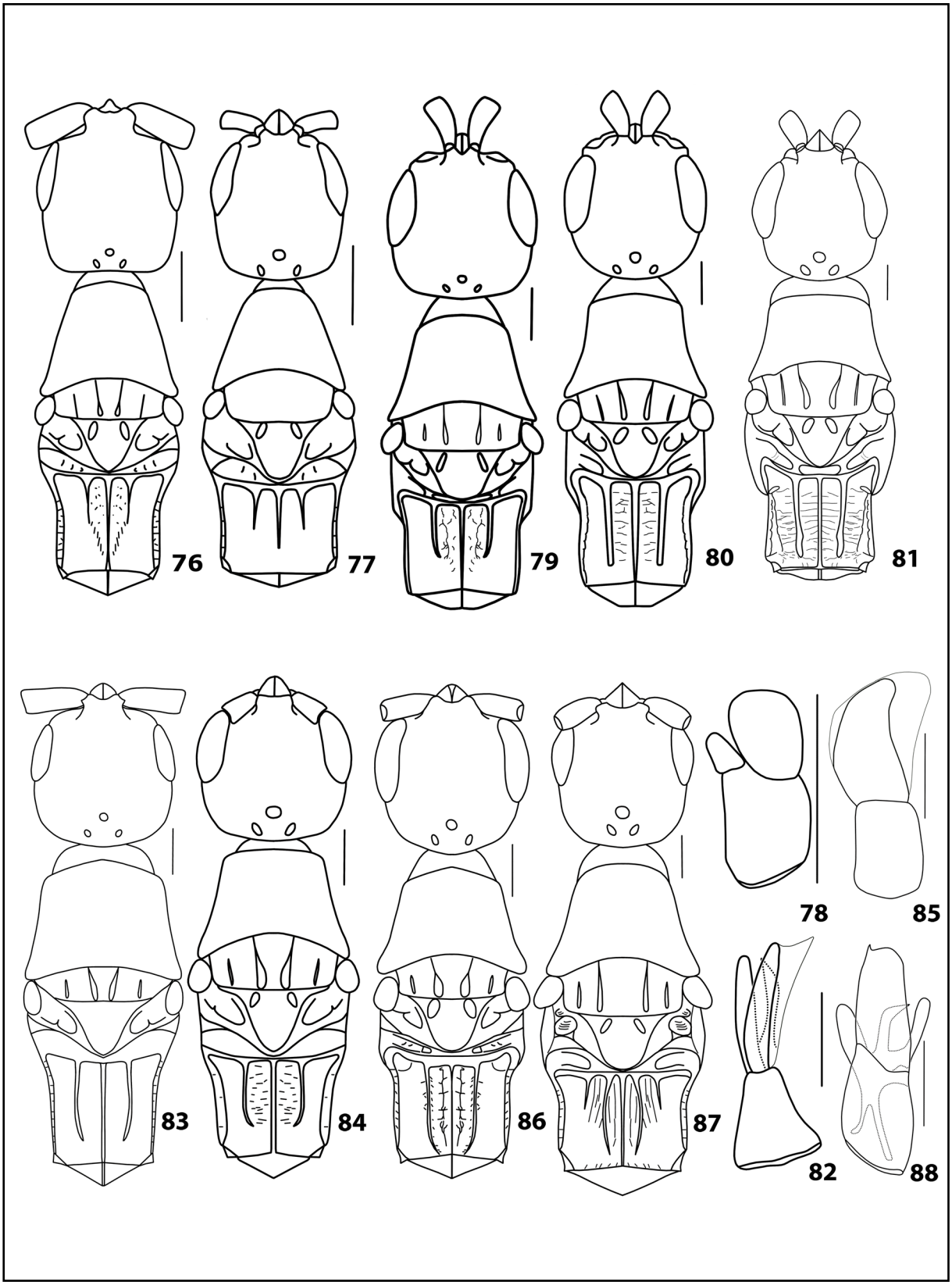
Figs. 21-38. 21-23. *A. photophila,* ♂. 21. head, dorsal; 21. mandible, frontal; 23. genitalia, ventral; 24-26. *Apenesia reducta,* ♂. 24. head, dorsal; 25. mandible, frontal; 26. genitalia, ventral; 27-28. *A. simulata*, ♂. 27. genitalia, ventral; 28. genitalia, dorsal; 29-31. *A. spatulata,* ♂. 29. head, dorsal; 30. mandible, frontal; 31. genitalia, ventral; 32-34. *A. spinipes,* ♂. 32. head, dorsal; 33. mandible, frontal; 34. genitalia, ventral; 35-36. *Bakeriella cristata,* ♂. 35. head and mesosoma, dorsal; 36. genitalia, ventral; 37-38. *Cephalonomia tarsalis*, ♀. 37. head and mesosoma, dorsal; 38. wing, dorsal.



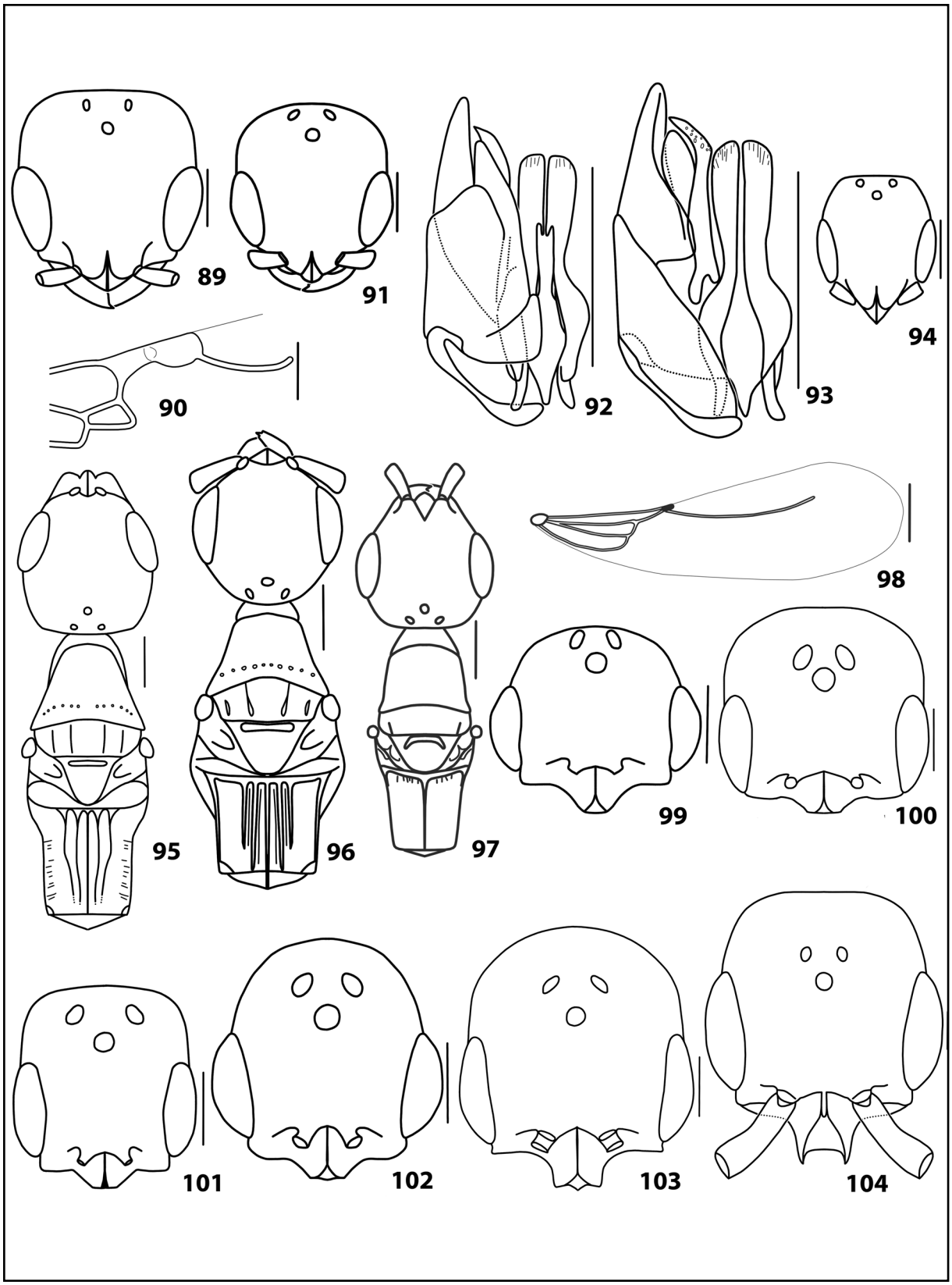
Figs. 39-56. 39-41. *C. tarsalis*, ♂. 39. head and mesosoma, dorsal; 40. wing, dorsal; 41. genitalia, ventral; 42. *Chlorepyris cyanosoma*, ♂. head and mesosoma, dorsal; 43. *Dissomphalus ataphilus*, ♀. head and mesosoma, dorsal; 44. *D. azarai*, ♀. head and mesosoma, dorsal; 45-48. *Dissomphalus brasiliensis*, ♂. 45. head, dorsal; 46. tergal process, dorsal; 47. genitalia, ventral; 48. genitalia, dorsal; 49-51. *D. cornutus*, ♂. 49. head, dorsal; 50. genitalia, ventral. 51; genitalia, dorsal; 52-54. *D. deformis*, ♂. 52. tergal process, dorsal; 53. genitalia, ventral; 54. genitalia, dorsal; 55-56. *D. incomptus*, ♂. 55. genitalia, ventral. 56; genitalia, dorsal.



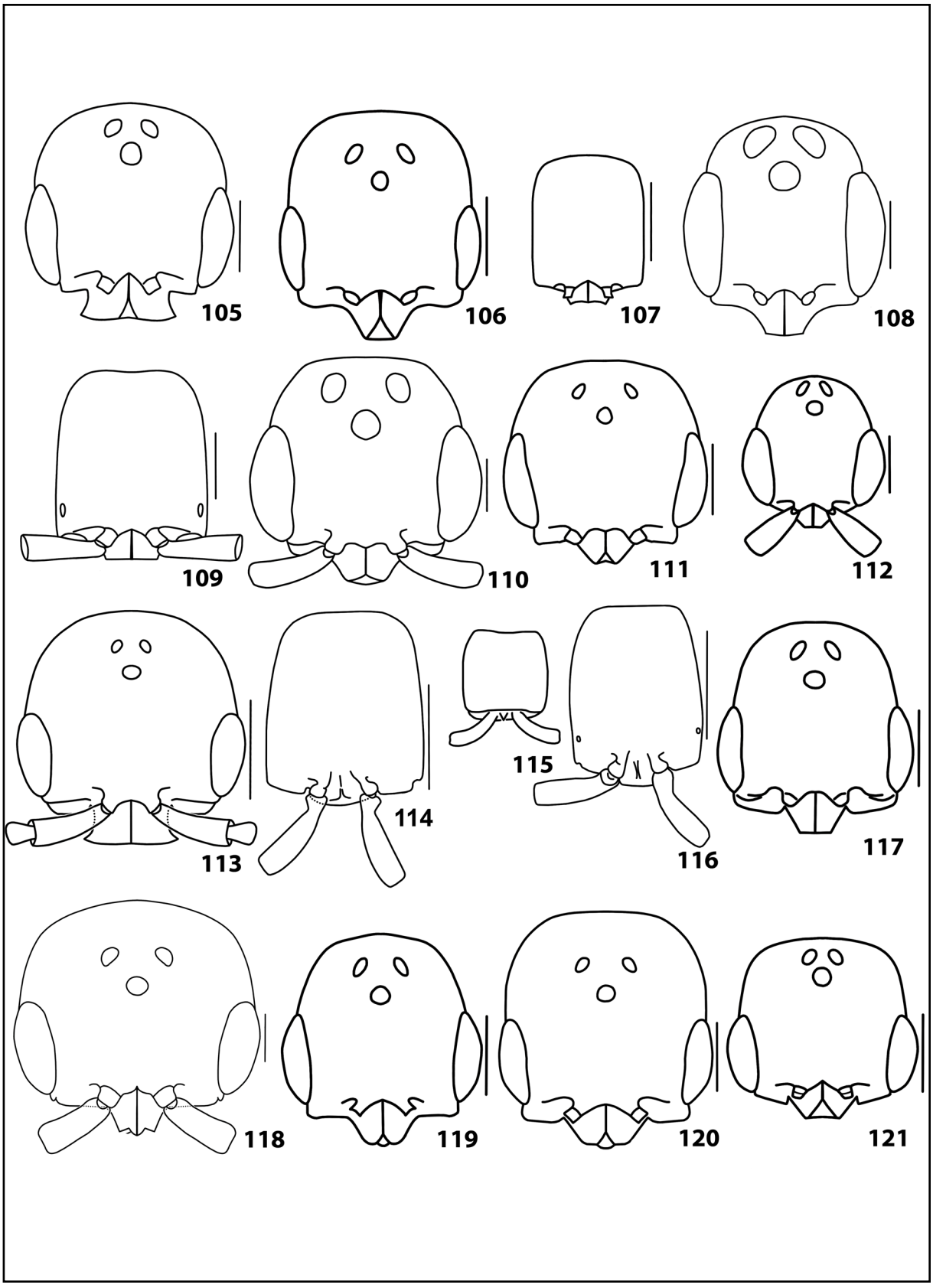
Figs. 57-75. 57-59. *D. infissus*, ♂. 57. tergal process, dorsal; 58. genitalia, ventral; 59. genitalia, dorsal; 60-62. *D. krombeini*, ♂. 60. head, dorsal; 61. genitalia, ventral; 62. genitalia, dorsal; 63-64. *D. mendicus*, ♂. 63. genitalia, ventral; 64. genitalia, dorsal; 65-66. *D. microstictus*, ♂. 65. genitalia, ventral; 66. genitalia, dorsal; 67-69. *D. microtuberculatus*, ♂. 67. genitalia, ventral; 68. genitalia, dorsal; 69. apical lobes of dorsal body, lateral; 70. *D. platensis*, ♀. 70. head and mesosoma, dorsal; 71-72. *D. puteolus*, ♂. 71. genitalia, dorsal; 72. apical lobes of dorsal body, lateral; 73-74. *D. ulceratus*, ♂. 73. tergal process, dorsal; 74. genitalia, ventral; 75. genitalia, dorsal.



Figs. 76-88. 76-78. *Epyris argentinicus*. 76. ♀. head and mesosoma, dorsal; 77. ♂. head and mesosoma, dorsal; 78. ♂. genitalia, lateral. 79. *E. hirsutus*, ♀. head and mesosoma, dorsal; 80-82. *E. jugatus*. 80. ♀. head and mesosoma, dorsal; 81. ♂. head and mesosoma, dorsal; 82. ♂. genitalia, lateral. 83-85. *E. parallelus*. 83. ♀. head and mesosoma, dorsal; 84. ♂. head and mesosoma, dorsal; 85. ♂. genitalia, lateral; 86. *E. stangei*, ♀. head and mesosoma, dorsal; 87-88. *E. willinki*, ♂. 87. head and mesosoma, dorsal; 88. genitalia, lateral.



Figs. 89-104. 89-93. *Goniozus legneri*. 89. head, dorsal; 90. wing, dorsal; 91. head, dorsal; 92. genitalia, ventral; 93. genitalia, dorsal; 94. *Goniozus nigrifemur*, head, dorsal; 95. *Holepyris tenuis*, head and mesosoma, dorsal; 96. *Laelius nigriscapus*, head and mesosoma, dorsal; 97-98. *Plastanoxus laevis*, 97. head and mesosoma, dorsal; 98. wing, dorsal; 99-104. *Pseudisobrachium*, head, dorsal; 99. *P. breviceps*; 100. *P. chacoense*; 101. *P. complanatum*; 102. *P. concimum*; 103. *P. corninum*; 104. *P. crassicornis*.



Figs. 105-121. *Pseudisobrachium*, head, dorsal; 105. *P. deplanatum*; 106. *P. fuscicornis*; 107. *P. haywardi*; 108. *P. illipum*; 109. *P. merklei*; 110. *P. pallidipes*; 111. *P. pauxillum*; 112. *P. petiolatum*; 113. *P. porteri*; 114. *P. rapoporti*; 115. *P. solenopsidicola*; 116. *P. solenopsiphilum*; 117. *P. stangei*; 118. *P. steinbachi*; 119. *P. ternarium*; 120. *P. tridens*; 121. *P. tucumanum*.

Literature cited

ABRAHAM, Y.J., D. MOORE & G. GODWIN. 1990. Rearing and aspects of biology of *Cephalonomia stephanoderis* and *Prorops nasuta* (Hymenoptera, Bethylidae) parasitoids of the coffee berry borer, *Hypothenemus hampei* (Coleoptera, Scolytidae). *Bull. Entomol. Res.* 80: 121-128.

ARGAMAN, Q. 1988. A new subfamily of Bethylidae allied to Pristocerinae (Hymenoptera). *Boll. Soc. Entomol. Ital.* 120: 139-152.

ASAHINA, S. 1953. On a remarkable case of the biting of a parasitic wasp, *Sclerodermus nipponensis* Yuasa in Tokyo (Hymenoptera, Bethylidae). *Japan. J. Med. Sci. Biol.* 6: 197-199.

ASHMEAD, W.H. 1893. Monograph of the North American Proctotrypidae. *Bull. U.S. Natl. Mus.* 45: 1-472.

AZEVEDO, C.O. 1999a. Additional notes on systematics of Neotropical *Dissomphalus* Ashmead (Hymenoptera, Bethylidae). *Rev. Bras. Zool.* 16: 921-949.

AZEVEDO, C.O. 1999b. Família Bethylidae. *In*: Brandão, C. R. & E. M. Cancelo (eds.), *Biodiversidade do estado de São Paulo, Brasil: Síntese do conhecimento ao final do século XX, vol. 5, Invertebrados Terrestres*, FAPESP, São Paulo, pp. 169-181.

AZEVEDO, C.O. 1999c. Revision of the Neotropical *Dissomphalus* Ashmead, 1893 (Hymenoptera, Bethylidae) with median tergal processes. *Arq. Zool.* 35: 301-394.

AZEVEDO, C.O. 2003. Synopsis of the Neotropical *Dissomphalus* (Hymenoptera, Bethylidae). *Zootaxa* 338: 1-74.

AZEVEDO, C.O. & G.O. LANES. 2009. Cladistic assessment and redescription of Galadoxa torquata Nagy (Hymenoptera, Bethylidae), a striking species with swallow tailed metasomal sternite. *Zool. Med. Leiden* 83: 841-851.

BAKER, G.L. 1976. The biology of *Pristocera rufa* Kieffer (Hymenoptera: Bethylidae), a parasite of *Pantorhytes szentivanyi* Marshall (Coleoptera: Curculionidae) in Papua New Guinea. *J. Aust. Entomol. Soc.* 15: 153-160.

BERLAND, L. 1928. *Faune de France 19: Hymenopteres Vespiformes II*. Office Central de Faunistique, Paul Lechevaller. Paris. 206 pp.

BRÈTHES, J. 1913. Himenópteros de la América Meridional. *An. Mus. Nac. Hist. Nat. Bs. As.* 24: 35-165.

BRÈTHES, J. 1916. Hyménoptères parasites de l'America Méridionale. *An. Mus. Nac. Hist. Nat. Bs. As.* 27: 401-430.

BREWER, M. & D. VARAS. 1971. Cría masiva de *Parasierola nigrifemur* (Ash.), (Hym., Bethylidae): Primeras liberaciones en Calamuchita, Córdoba, Argentina. *Rev. Peru. Ent.* 14: 352-361.

BRUCH, C. 1913. Contribución al conocimiento de los Bethylidae (Hymenoptera) argentinos y descripción de una nueva especie. *Rev. Mus. La Plata* 19: 442-446.

BRUCH, C. 1916. Descripción de dos himenópteros mirmecófilos pertenecientes a los Bethylidae. *Physis* 2: 19-23.

BRUCH, C. 1917a. Insectos mirmecófilos. *Physis* 3: 141-149.

BRUCH, C. 1917b. Nuevas capturas de insectos mirmecófilos. *Physis* 3: 458-465.

CAMERON, P. 1883. Descriptions of new genera and species of Hymenoptera. *Trans. Roy. Entom. Soc. Lond.* 1883: 187-197.

CAMERON, P. 1909. A contribution to the knowledge of the parasitic Hymenoptera of Argentina. *Trans. Am. Entomol. Soc.* 35: 419-450.

CARPENTER, J.M. 1999. What do we know about chrysidoid (Hymenoptera) relationships? *Zool. Scripta* 28: 215-231.

CASALE, A. 1991. Some notes on the parental and parasocial behaviour of *Sclerodermus domesticus* Latreille (Hymenoptera Bethylidae). *Ethol. Ecol. Evol.* 1: 35-38.

DE SANTIS, L. 1970. Las especies argentinas del género *Cephalonomia* (Hymenoptera, Bethylidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 32: 17-21.

DOUTT, R.L. 1973. Maternal care of immature progeny by parasitoids. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 66: 486-487.

ESSIG, E.O. 1932. A small insect which stings severely. *Science* 75: 242-243.

EVANS, H.E. 1963. A revision of the genus *Apenesia* in the Americas (Hymenoptera, Bethylidae). *Bull. Mus. Comp. Zool.* 130: 240-359.

EVANS, H.E. 1964. A synopsis of the American Bethylidae (Hymenoptera, Aculeata). *Bull. Mus. Comp. Zool.* 132: 1-222.

EVANS, H.E. 1965. A revision of the genus *Rhabdepyris* in the Americas (Hymenoptera, Bethylidae). *Bull. Mus. Comp. Zool.* 133: 68-151.

EVANS, H.E. 1966. Further studies on Neotropical Pristocerinae (Hymenoptera, Bethylidae). *Acta Hymenopterol.* 2: 99-117.

EVANS, H.E. 1969a. A revision of the genus *Epyris* in the Americas (Hymenoptera, Bethylidae). *Trans. Am. Entomol. Soc.* 95: 181-352.

EVANS, H.E. 1969b. The genera *Apenesia* and *Dissomphalus* in Argentina and Chile (Hymenoptera, Bethylidae). *Breviora* 311: 1-23.

EVANS, H.E. 1969c. The genus *Pseudisobrachium* in Argentina and Chile. *Acta Zool. Lilloana* 25: 43-66.

EVANS, H.E. 1973. Further studies on South American Bethylidae (Hymenoptera). *Proc. Entomol. Soc. Washington* 75: 194-204.

EVANS, H.E. 1977. A revision of the genus *Holepyris* in the Americas (Hymenoptera, Bethylidae). *Trans. Am. Entomol. Soc.* 103: 531-579.

EVANS, H.E. 1978. The Bethylidae of America North of Mexico. *Mem. Am. Entomol. Inst.* 27: 1-332.

FABRICIUS, J.C. 1798. *Supplementum Entomologiae Systematicae*. Proft, et Storch, Hafniae, 572 pp.

FINLAYSON, L.H. 1950. The biology of *Cephalonomia waterstoni* Gahan (Hym., Bethylidae), a parasite of *Laemophloeus* (Col., Cucujidae). *Bull. Entomol. Res.* 41: 79-97.

FINNAMORE, A.T. & D.J. BROTHERS. 1993. Superfamily Chrysidoidea. *In*: Goulet, H. & J.T. Huber (eds.), *Hymenoptera of the world: An identification guide to families*. Agriculture Canada Publications, Ottawa, pp. 130-160.

FINNAMORE, A.T. & I.D. GAULD. 1995. Bethylidae. *In*: Hanson, P. E. & I. D. Gauld (eds.), *Hymenoptera of Costa Rica*. Oxford university Press, Oxford, pp. 470-479.

GARRIDO, S., L. CICHÓN, D. FERNANDEZ & C. AZEVEDO. 2005. Primera cita de la especie *Goniozus legneri* (Hymenoptera, Bethylidae) en el Alto Valle del Río Negro, Patagonia, Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 64: 14-16.

GARRIDO, S., L. CICHÓN, & D. FERNÁNDEZ. 2007. Control Biológico de Carpocapsa. *Frutic. Diversif.* 54: 23-33.

GIFFORD, J. R. 1965. *Goniozus indicus* as a parasite of the sugarcane borer. *J. Econ. Entomol.* 58: 799-800.

GORDH, G. 1976. *Goniozus gallicola* Fouts, a parasite of moth larvae, with notes on other bethylids (Hymenoptera: Bethylidae; Lepidoptera: Gelechiidae). *Tech. Bull. Agr. Res.* 1524: 1-27.

GORDH, G. 1982. A new species of *Goniozus* (Hymenoptera: Bethylidae) imported into California for the biological control of the navel orangeworm (Lepidoptera: Pyralidae). *Ent. News* 96: 136-138.

GORDH, G. 1984. *Goniozus pakmanus* (Hymenoptera: Bethylidae), a new species imported into California for the biological control of pink bollworm *Pectinophora gossypiella* (Lepidoptera: Gelechiidae). *Ent. News* 95: 207-211.

GORDH, G. & H. EVANS. 1976. A new species of *Goniozus* imported into California from Ethiopia for the biological control of pink bollworm and some notes on the taxonomic status of *Parasierola* and *Goniozus* (Hymenoptera: Bethylidae). *Proc. Entomol. Soc. Washington* 78: 479-489.

GORDH, G. & B. HAWKINS. 1981. *Goniozus emigrates* (Rohwer), a primary external parasite of *Paramyellois transitella* (Walker), and comments on bethylids attacking Lepi-

doptera (Hymenoptera: Bethylidae; Lepidoptera: Pyralidae). *J. Kansas Entomol. Soc.* 54: 787-803.

GORDH, G. & R.E. MEDVED. 1986. Biological notes on *Goniozus pakmanus* Gordh (Hymenoptera: Bethylidae), a parasite pink bollworm, *Pectinophora gossypiella* (Saunders) (Lepidoptera: Gelechiidae). *J. Kansas Entomol. Soc.* 59: 723-734.

GORDH, G. & L. MÓCZÁR. 1990. A catalog of the world Bethylidae (Hymenoptera, Aculeata). *Mem. Amer. Entomol. Inst.* 46:1-364.

GORDH, G., J.B. WOOLLEY & R.A. MEDVED. 1983. Biological studies on *Goniozus legneri* Gordh (Hymenoptera: Bethylidae) a primary external parasite of the navel orangeworm *Amyelois transitella* and pink bollworm *Pectinophora gossypiella* (Lepidoptera: Pyralidae, Gelechiidae). *Contrib. Amer. Entomol. Inst.* 20: 433-468.

GOULET, H, & J.T. HUBER (eds.). 1993. *Hymenoptera of the world: An identification guide to families*. Agriculture Canada Publications, Ottawa, pp. 133.

HALIDAY, A.H. 1839. *Hymenoptera Britannica, Part I. Oxyura*. Hippolytus Bailliere, London.

HOWARD, R.W. & P.W. FLINN. 1990. Larval trails of *Cryptolestes ferrugineus* (Coleoptera: Cucujidae) as kairomonal host-finding cues for the parasitoid *Cephalonomia waterstoni* (Hymenoptera: Bethylidae). *Ann. Entomol. Soc. Amer.* 83: 239-245.

IWATA, K. 1949. Biology of *Goniozus japonicus* Ashmead, a parasite of the persimmon leaf-roller, *Dichocrocis chlorophanta* Butler. *Tech. Bull. Kagawa Agric. Coll.* 1: 58-60.

JUDD, W.W. 1960. *Laelius utilis* Cockerell (Hymenoptera: Bethylidae) stinging a child at London, Ontario. *Ent. News* 71: 104.

KEELER, C.E. 1929. Critical data upon thelytoky in *Scleroderma immigrans*. *Psyche* 36: 121-122.

KIEFFER, J.J. 1910. Description de nouveaux béthylides (hyménoptères). *Ann. Soc. Entomol. France* 79:31-56.

KIEFFER, J.J. 1914. Bethylidae. *Das Tierreich* 41:1-595.

KIEFFER, J.J. 1921. Proctotrypides hôte des fourmis en Argentine. *An. Soc. Cient. Argent.* 91:36-41.

KISHITANI, Y. 1961. Observations on the egg-laying habit of *Goniozus japonicus* Ashmead (Hymenoptera: Bethylidae). *Entomol. Soc. Japan* 29: 175-179.

KROMBEIN, K.V. 1955. Miscellaneous prey records of solitary wasps. I: (Hymenoptera: Aculeata). *Bull. Brooklin Entomol. Soc.* 1: 13-17.

LANES, G.O. & C.O. AZEVEDO. 2008. Phylogeny and Taxonomy of Sclerodermini (Hymenoptera, Bethylidae, Epyrinae). *Ins. Syst. Evol.* 49: 55-86.

LASALLE, J. & I.D. GAULD. 1991. Parasitic Hymenoptera and the biodiversity crisis. *Redia* 74: 315-334.

LEGNER, E.F. & G. GORDH. 1992. Lower navel orangeworm (Lepidoptera: Phycitidae) population densities following establishment of *Goniozus legneri* (Hymenoptera: Bethylidae) in California. *J. Econ. Entomol.* 85: 2153-2160.

LEGNER, E.F. & A. SILVEIRA-GUIDO. 1983. Establishment of *Goniozus emigratus* and *Goniozus legneri* (Hym: Bethylidae) on navel orangeworm, *Amyelois transitella* (Lep: Phycitidae) in California and Biological control potential. *Entomophaga* 28: 97-106.

MAES, J.M. 1988. Catálogo de los Chrysidoidea (Hymenoptera) de Nicaragua. *Rev. Nica. Entomol.* 4: 55-60.

MANEVAL, H. 1930. Description et moeurs de l'adulte et de la larve d'une espèce nouvelle du genre *Parascleroderma* (Hym. Bethylidae). *Bull. Soc. Entomol. France* 4: 53-61.

MARIANI, M. 1952. Su di um piccolo imenottero aculeato che punge l'uomo: *Scleroderma domesticum* Latr. (Hymenoptera, Bethylidae). *Riv. Parassit.* 13: 189-191.

MELO, G.A.R. & H.E. EVANS. 1993. Two new *Microstigmus* species (Hymenoptera, Sphecidae), with the description of their parasite, *Goniozus microstigmi* sp. n. (Hymenoptera, Bethylidae). *Proc. Entomol. Soc. Washington* 95: 258-263.

MORRONE, J.J. 2001. *Biogeografia de América Latina y El Caribe*. M & T – Manuales & Tesis SEA, Zaragoza, 148 pp.

NAGY, C.G. 1968. Les femelles de *Laelius anthrenivorus* Trani (Hym. Bethylidae) attaquent l'homme. *Riv. Parassit.* 29: 71-74.

NAGY, G.G., 1974. A new bethylid subfamily allied to Protopristocerinae. *Boll. Soc. Entomol. Ital.* 106: 126-130.

OGLOBLIN, A. 1930. Notes on Bethylidae with the description of two new species from Misiones. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 3: 15-27.

OGLOBLIN, A. 1950. Dos "Bethyloidea" nuevos de la colección de la Fundación Miguel Lillo (Hymenopt.). *Acta Zool. Lilloana* 9: 487-4937.

OGLOBLIN, A. 1960. Un betilido parásito de la *Evetria buoliana* (Schiff.) (Hymenoptera, Bethylidae). *Rev. Investig. Agric.* 14: 35-40.

OGLOBLIN, A. 1963. Especies nuevas del género *Pseudoisobrachium* Kieff. (Fam. Bethylidae, Hymenoptera). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 26: 133-138.

PEMBERTON, C.E. 1932. Irritation caused by the sting of the bethylid wasp, *Holepyris hawaiiensis* Ashm. *Proc. Haw. Entomol. Soc.* 1: 125-126.

QUEZADA, J.R. & N.E. URBINA. 1987. La broca del fruto del cafeto, *Hypotenemus hampei*, y su control. *In*: Pinochet, J. (ed.), *Plagas y Enfermedades de Caracter Epidémico en Cultivos Frutales de la Región Centroamericana*. Centro Agronômico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE), Turrialba, Informe Técnico 110, pp. 48-59.

REMADEVI, O.K., U.V.K. MOHAMED, U.C. ABDURAHIMAN & T.C. NARENDRAN. 1994. Oviposition behaviour of *Perisierola nephantidis* Muesebeck (Bethylidae: Hymenoptera) a larval parasite of *Nephantis serinopa* Meyrick (Xyloryctidae: Lepidoptera). *Entomonograph* 3: 303-305.

RICHARDS, O.W. 1932. Observations on the genus *Bethylus* Latr. (=Perisemus Foerst) (Hymenoptera, Bethylidae). *Trans. Entomol. Soc. South England* 8: 35-40.

SKINNER, W.S., P.A. DENNIS & G.B. QUISTAD. 1990. Partial characterization of toxins from *Goniozus legneri* (Hymenoptera, Bethylidae). *J. Econ. Entomol.* 83: 733-736.

STEINER, A.L. 1986. Stinging behaviour of solitary wasps. *In*: Piek, T. (ed.), *Venoms of the Hymenoptera*. Academic, New York, pp. 75-76.

SKINNER, W.S., P.A. DENNIS & G.B. QUISTAD. 1990. Partial characterization of toxins from *Goniozus legneri* (Hymenoptera, Bethylidae). *J. Econ. Entomol.* 83: 733-736.

TERAYAMA, M. 1995a. Phylogeny of the subfamily Bethylinae (Hymenoptera, Chrysidoidea, Bethylidae). *Bull. Biogeogr. Soc. Japan* 50:1 -9.

TERAYAMA, M. 1995b. Phylogeny of the bethylid wasp tribe Sclerodermini (Hymenoptera, Bethylidae). *Proc. Japan. Soc. Syst. Zool.* 54: 65-73.

TERAYAMA, M. 1996. Phylogeny of the bethylid wasp subfamily Pristocerinae (Hymenoptera, Bethylidae). *Jap. J. Entomol.* 64: 587-601.

TERAYAMA, M. 2003a. Phylogeny systematics of the family Bethylidae (Insecta: Hymenoptera) Part I. Higher classification. *Acad. Rep. Fac. Eng. Tokyo Polytech. Univ.* 26: 1-14.

TERAYAMA, M. 2003b. Phylogeny Systematics of the family Bethylidae (Insecta: Hymenoptera) Part II. Keys to subfamilies, tribes and genera in the world. *Acad. Rep. Fac. Eng. Tokyo Polytech. Univ.* 26: 16-29.

TERAYAMA, M. 2006. *The Insects of Japan: Bethylidae (Hymenoptera)*. Touka Shobo, Fukuoka.

YAMADA, Y. 1955. Studies on the natural of the woolen pest, *Anthrenus verbasci* Linné (*Allepyris microneurus* Kieffer) (Hymenoptera, Bethylidae). *Mushi* 28: 13-29.

Appendix 1. List of the species of Bethylidae from Argentina.

Apenesia angusticeps Evans, 1963. Tuc. Figs. 2-4.
Apenesia crenulata (Kieffer, 1910). Sal. Figs. 5-6.
Apenesia flammicornis Evans, 1963. Ju., Sal. Figs. 7-9.
Apenesia inca Evans, 1963. Tuc. Figs. 10-12.
Apenesia lacerata Evans, 1969. Tuc. Figs. 13-15.
Apenesia laevicornis Evans, 1969. Tuc. Figs. 16-18.
Apenesia lilloana Evans, 1969. Tuc. Figs. 59-60.
Apenesia photophila (Ogloblin, 1930). Mnes. Figs. 19-21.
Apenesia reducta Evans, 1963. Sal., Tuc. Figs. 22-24.
Apenesia simulata Evans, 1969. Tuc. Figs. 71-72.
Apenesia spatulata Evans, 1969. Tuc. Figs. 25-27.
Apenesia spinipes Evans, 1969. Tuc. Figs. 28-30.
Bakeriella cristata Evans, 1964. Mnes., Sal. Figs. 31-32.
Cephalonomia gallicola (Ashmead, 1987). Bs.As.
Cephalonomia tarsalis (Ashmead, 1893). Bs.As., E.R.. Figs. 35-37.
Chlorepyris cyanosoma (Evans, 1973). Tuc. Fig. 38.
Dissomphalus attaphilus (Bruch, 1916). Bs.As. Fig. 39.
Dissomphalus azarai (Ogloblin, 1930). Mnes. Fig. 40.
Dissomphalus brasiliensis Kieffer, 1910. Mnes., Sal. Figs. 41-44.
Dissomphalus cornutus Evans, 1964. Tuc. Figs. 45-47.
Dissomphalus deformis Evans, 1969. Sal. Figs. 48-50.
Dissomphalus incomptus Evans, 1964. Sal., Tuc. Figs. 51-52.
Dissomphalus infissus Evans, 1969. Sal. Figs. 53-55.
Dissomphalus krombeini Azevedo, 1999. Bs.As. Figs. 56-58.
Dissomphalus mendicus Evans, 1969. Tuc. Figs. 61-62.
Dissomphalus microstictus Evans, 1969. Tuc. Figs. 63-64.
Dissomphalus microtuberculatus Azevedo, 1999. Sal., Tuc. Figs. 65-67.
Dissomphalus platensis (Bruch, 1916). Bs.As. Fig. 68.
Dissomphalus puteolus Evans, 1969. Tuc. Figs. 69-70.
Dissomphalus ulceratus Evans, 1969. Ju., Tuc. Figs. 73-75.
Epyris argentinicus Evans, 1969. Tuc. Figs. 76-78.
Epyris hirsutus Evans, 1969. Cs., Tuc. Fig. 79.
Epyris jugatus Evans, 1969. Tuc. Figs. 80-82.
Epyris parallelus Evans, 1969. Tuc. Figs. 83-85.
Epyris stangei Evans, 1969. Tuc. Fig. 86.
Epyris willinki Evans, 1969. Mnes. Figs. 87-88.
Goniozus legneri Gordh, 1982. R.N. Figs. 89-93.
Goniozus nigrifemur Ashmead, 1894. Bs.As., Cba. Fig. 94.
Holepyris sylvanidis (Brèthes, 1913). Province not recorded.
Holepyris tenuis Evans, 1977. E.R.. Fig. 95.
Laelius nigriscapus (Evans, 1965). Ju. Fig. 96.
Plastanoxus laevis (Ashmead, 1893). Province not recorded. Figs. 97-98.
Pseudisobrachium breviceps Evans, 1969. Tuc. Fig. 99.
Pseudisobrachium chacoense Evans, 1973. Tuc. Fig. 100.
Pseudisobrachium complanatum Evans, 1969. Sal., Tuc. Fig. 101.
Pseudisobrachium concinnum Evans, 1969. Tuc. Fig. 102.
Pseudisobrachium corvinum Evans, 1969. Tuc. Fig. 103.
Pseudisobrachium crassicornis (Westwood, 1874). Sal. Fig. 104.
Pseudisobrachium deplanatum Evans, 1969. Tuc. Fig. 105.
Pseudisobrachium fuscicornis Evans, 1969. Sal., Tuc. Fig. 106.
Pseudisobrachium haywardi Ogloblin, 1950. Mnes. Fig. 107.
Pseudisobrachium hypogeum Ogloblin, 1963. Bs.As.
Pseudisobrachium illipum Evans, 1969. Cat. Fig. 108.
Pseudisobrachium merklei Bruch, 1917. Bs.As. Fig. 109.
Pseudisobrachium pallidipes (Cameron, 1909). Mza., Tuc. Fig. 110.
Pseudisobrachium pauxillum Evans, 1969. Tuc. Fig. 111.
Pseudisobrachium petiolatum Evans, 1961. Tuc. Fig. 112.
Pseudisobrachium porteri Evans, 1966. Tuc. Fig. 113.
Pseudisobrachium rapoporti Ogloblin, 1963. Bs.As. Fig. 114.
Pseudisobrachium solenopsidicola Bruch, 1917. Bs.As. Fig. 115.
Pseudisobrachium solenopsiphilum Ogloblin, 1963. Mnes. Fig. 116.
Pseudisobrachium stangei Evans, 1969. Sal., Tuc. Fig. 117.
Pseudisobrachium steinbachi Evans, 1966. Tuc. Fig. 118.
Pseudisobrachium ternarium Evans, 1969. Tuc. Fig. 119.
Pseudisobrachium tridens Evans, 1969. Sal., Tuc. Fig. 120.
Pseudisobrachium tucumanum Evans, 1969. Tuc. Fig. 121.
Sclerodermus formicarius Kieffer, 1921. Bs.As.
Sclerodermus iridomyrmiciola Bruch,1917. Bs.As.

HALICTIDAE

***Milagros DALMAZZO**
****Rocío A. GONZÁLEZ VAQUERO**
****Arturo ROIG ALSINA**
*****Guillermo DEBANDI**

*Facultad de Humanidades y Ciencias. Departamento de Ciencias Naturales, Entomología. UNL. Paraje El Pozo s/n, Santa Fe, Argentina.
milidalmazzo@yahoo.com

**Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia", División Entomología, Av. A. Gallardo 470, 1405 Buenos Aires, Argentina.
rocioagv@yahoo.com
arturo@macn.gov.ar

***Laboratorio de Entomología, Instituto Argentino de Investigaciones de las Zonas Áridas, CC 507, 5500 Mendoza, Argentina.
gdebandi@mendoza-conicet.gob.ar

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

La familia de abejas Halictidae está representada en la Argentina sólo por la subfamilia Halictinae, representada por sus cuatro tribus, Augochlorini, Halictini, Caenohalictini y Sphecodini. Un total de 22 géneros y 137 especies se encuentran en el país. Si bien la subfamilia posee amplia distribución mundial, los augoclorinos son exclusivos del continente americano, y son particularmente diversos en el Neotrópico. En este capítulo se da una breve caracterización de cada tribu y los géneros presentes en la Argentina. Se resumen datos de comportamiento social, nidificación y alimentación, y se discuten las revisiones a nivel genérico publicadas hasta el momento. Se presenta una clave para los géneros y una lista de las especies citadas para la Argentina, incorporando un género y 20 especies.

Abstract

The bee family Halictidae is represented in Argentina only by the subfamily Halictinae, represented by its four tribes, Augochlorini, Halictini, Caenohalictini and Sphecodini. A total of 22 genera and 137 species occur in the country. Although the subfamily has a worldwide distribution, augochlorines inhabit exclusively in the Americas, and they are particularly diverse in the Neotropics. In this contribution a brief characterization of each tribe and the genera present in Argentina is given. The social behavior, nidification and diet data are summarized, and the revisions at the genus level published up to now are discussed. A key to the genera and a list of the species found in Argentina are given, recording as new one genus and 20 species.

Introducción

Estas abejas poseen cuerpo de tamaño variado, desde pequeño a mediano, aunque pueden aparecer algunos integrantes más robustos entre las especies del Viejo Mundo. Pueden tener una parte o todo el cuerpo de colores vivos como azul, verde, cobre o violeta, y presentan además un brillo metálico, aunque también son comunes las especies sin este brillo y de coloración menos llamativa. Es una familia relativamente diversa, una de las más abundantes en las zonas templadas, y presenta aproximadamente 3500 especies descriptas. En el Neotrópico se han citado cerca de 60 géneros y algo más de 870 especies, mientras que para la Argentina se han citado 21 géneros y 110 especies (Moure, 2007a-d). En el presente trabajo se aportan nuevas citas para la Argentina, de modo que el número total de géneros es 22 y el de especies es 137 (Apéndice 1).

Las Halictidae aparecen como un grupo monofilético dentro del análisis filogenético para las abejas de lengua corta de Alexander & Michener (1995). Entre los linajes principales de abejas, es uno de los más basales y aparentemente sería el grupo hermano del resto de las abejas, excepto del linaje más primitivo, la familia Colletidae (Engel, 2000). Se dividen en cuatro subfamilias: Rophitinae, Nomiinae, Nomioidinae y Halictinae (Michener, 2007).

La principal revisión de la familia se encuentra en la obra de Michener (2000, 2007) donde es posible encontrar claves hasta géneros y una revisión de la bibliografía del grupo. Otros trabajos de revisión de la familia lo conforman el catálogo realizado por Moure & Hurd (1987), donde se da una lista de las especies halladas en el Hemisferio Occidental, y el catálogo de abejas de la región Neotropical (Moure, 2007a, b) que actualiza el anterior. Estos autores presentan a Rophitinae y Nomiinae como tribus dentro de Halictinae. Existen además revisiones de tribus y géneros que serán mencionados en este capítulo con el tratamiento de los mismos. La subfamilia Rophitinae ha sido considerada durante algún tiempo como parafilética (Engel, 2000; Michener, 2000). Con la ubicación de *Nomioides* en la subfamilia Nomioidinae (antiguamente una tribu de Halictinae), Rophitinae aparece como un grupo monofilético. Michener (2007) da una serie de caracteres que pueden considerarse apomorfías de Rophitinae y que soportan la idea de que sería un grupo monofilético. Danforth *et al*. (2004), utilizando una combinación de datos moleculares encuentran que este grupo está bien soportado como monofilético proponiendo la clasificación más moderna de Halictidae, que tomaremos en el presente trabajo. Estos autores, a diferencia de Michener (2007), elevan al estatus de tribu a las cuatro subtribus de Halictini (Tabla I).

Tabla I. Clasificaciones propuestas por Danforth *et al.* (2004) y Michener (2007) para la subfamilia Halictinae. Los (*) indican ausencia en la Argentina.

Danforth *et al*. (2004)	Michener (2007)	
Tribu	Tribu	Subtribu
Augochlorini	Augochlorini	
Halictini	Halictini	Halictina
Caenohalictini		Caenohalictina
Sphecodini		Sphecodina
Trinchostomini *		Trinchostomina *

Rasgos biogeográficos y aspectos biológicos

Los halíctidos poseen representantes en todas las regiones del mundo. Michener (1979, 2007) propone un origen holártico, dado que Rophitinae tiene mayor diversidad en el hemisferio Norte, y las otras subfamilias también tienen una buena representación en dicha área. De acuerdo con Danforth *et al*. (2004), el origen para el ancestro común de Nomiinae, Nomioidinae y Halictini sería África, con una posterior colonización de América del Sur y luego el Hemisferio Norte. Rophitinae tendría su origen en América del Sur, con una posterior dispersión y diversificación en el Hemisferio Norte.

Las Rophitinae poseen representantes en el Viejo Mundo y en América del Norte principalmente. En América del Sur está representada solo por tres géneros, dos de ellos monoespecíficos, *Ceblurgus longipalpis* (distribuido en los estados de Bahía y Pernambuco en Brasil) y *Goeletapis peruensis* (en la vertiente árida del oeste del Perú). El género restante, *Penapis*, posee tres especies descriptas (Rozen, 1997) y se distribuye en el norte de Chile, desde Tarapacá a Coquimbo. No se han citado especies para la Argentina. Las especies de esta subfamilia nidifican en el suelo; existen descripciones y comparaciones de los estadios larvales para algunas de ellas (Rozen, 1993).

Las Nomiinae están bien representadas en las regiones Paleotropical y Australiana mientras que posee solo dos géneros en América del Norte y no está representada en América del Sur (Michener, 2007). Las especies de esta subfamilia construyen sus nidos en el suelo; el conocimiento sobre la arquitectura de los mismos fue compilado por Wcislo & Engel (1997). Si bien la mayoría de las especies son solitarias, se han encontrado nidos comunales y nidos que contienen más de una hembra, lo que sugiere la existencia de algún tipo de socialidad en esta subfamilia (Wcislo & Engel, 1997).

Las Nomioidinae son exclusivas del Viejo Mundo (Michener, 2007). Nidifican en el suelo, construyen un orificio delgado, ramificado lateralmente con una celda al final; existe evidencia de nidos comunales, pero no se ha encontrado diferenciación de castas (Batra, 1966).

Las Halictinae comprenden un gran número de especies y presentan amplia distribución mundial. Algunas de sus tribus están mejor representadas en el continente americano, siendo la única subfamilia de Halictidae presente en la Argentina. Las tribus Augochlorini y Caenohalictini son exclusivas del continente americano, donde presentan amplia distribución; desde el sur de Canadá hasta el sur de la Argentina. La tribu Halictini, de distribución mundial, se encuentra representada en el continente americano con una mayor diversidad en el hemisferio norte. La tribu Sphecodini presenta distribución mundial y se encuentra más diversificada en el continente americano, aunque a la Argentina sólo llega *Sphecodes*.

Comportamiento social

Las especies de Halictinae presentan una gran diversidad en aspectos biológicos como la socialidad, nidificación y comportamiento parásito. El comportamiento social ha surgido en varios clados y también se ha perdido varias veces. Clásicamente la eusocialidad en los insectos se ha considerado como la culminación de una evolución

que es unidireccional y que en muchos clados es estable. Este es el caso de termitas, hormigas, avispas y algunos Apini (*Apis mellifera*, *Bombus*, Meliponini), donde no se conocen casos de reversión hacia el comportamiento solitario. La posibilidad de que la eusocialidad pueda revertirse a un comportamiento solitario fue hipotetizada especialmente por investigadores en Halictidae (Michener, 1969; Wcislo & Danforth, 1997).

Dentro de las Halictinae existe una gradación notable de socialidad que va desde el comportamiento solitario, en el cual una hembra construye el nido y ovipone sin tener contacto con su progenie, hasta primitivamente eusocial donde existen colonias con división del trabajo en castas y cooperación de dos o más generaciones de hembras adultas. Existen comportamientos intermedios como subsocial donde una abeja tiene contacto con su progenie inmadura, comunal donde dos o más abejas sólo comparten el nido pero cada una ovipone y aprovisiona sus celdas y semisocial donde dos o más hembras de la misma generación comparten el nido y además existe división de trabajo reproductivo y cooperación en el aprovisionamiento (Michener, 1974). Esta variación, característica de Halictinae, es posible encontrarla dentro de una misma tribu o género e incluso hay autores que señalan que podría ser intraespecífica (Danforth & Eickwort, 1997). Algunas especies pueden presentar un comportamiento u otro dependiendo de factores que condicionan la duración del período favorable, como altitud y latitud. De este modo una especie con un amplio rango de distribución, en el ambiente menos favorable puede presentar comportamiento solitario con una generación anual, mientras que en otro ambiente, la duración del período favorable le permitirá criar más de una generación de hembras, las cuales podrán permanecer en el nido materno generando una colonia con comportamiento social. Estas variaciones se encuentran dentro de la tribu Augochlorini, donde el comportamiento eusocial parece haber tenido varios orígenes. En *Augochlora* (*Augochlora*) existen especies solitarias y semisociales (Danforth & Eickwort, 1997), mientras que en *Augochlora* (*Oxystoglossella)* las especies son eusociales, con una clara diferenciación de castas en reina y obreras, que se distinguen comportamental y fisiológicamente (Ordway, 1965, 1966a), y en algunos casos pueden presentar diferencias morfológicas (Sakagami & Moure, 1965). *Megalopta* posee especies facultativamente eusociales; cuando existe una colonia, la reina es más grande, más antigua y tiene los ovarios desarrollados y de gran tamaño en comparación con las demás (Wcislo & Gonzalez, 2006). Un origen adicional probablemente sería el de *Augochloropsis iris*, siendo la única especie con comportamiento eusocial (Coelho, 2002) conocida hasta el momento dentro de este género de especies solitarias. Algunas especies de *Agapostemon* y *Pseudagapostemon* (Caenohalictini) presentan comportamiento comunal, donde varias hembras comparten el mismo nido, pero cada una de ellas aprovisiona sus celdas y ovipone en ellas. En Halictini, son varias las especies del género *Dialictus* para las que ha sido estudiado su comportamiento social. En la especie eusocial *D. zephyrum* se ha encontrado la capacidad de reemplazo de la reina en una colonia a la cual se elimina la reina anterior (Michener, 1990). Dentro de esta tribu también existen especies solitarias.

Nidificación

En la mayoría de las Halictinae las hembras adultas son fecundadas y pasan la estación desfavorable con células espermáticas en sus espermatecas; al llegar la primavera iniciarán un nuevo nido completando el ciclo. En las especies eusociales, las hijas de la primera generación son en su mayoría hembras que se van a convertir en obreras, colaborando en la construcción y aprovisionamiento del nido. Los machos son producidos hacia el final de la temporada y copulan con las hembras jóvenes, que son las que pasarán el invierno y fundarán una nueva colonia la temporada siguiente.

La arquitectura de los nidos y la evolución de la socialidad han sido independientes en la subfamilia. Existen especies sociales de Halicini y Augochlorini que construyen nidos relativamente simples y se sabe que los nidos en racimo pueden ser construidos tanto por especies solitarias como sociales (Sakagami & Michener, 1962). Por tal motivo es posible encontrar variaciones en la arquitectura y construcción de los nidos también a nivel de tribu y género. El sustrato de nidificación más común es el suelo, en superficies planas o sobre la cara lateral de barrancos. También existen especies que utilizan madera en descomposición y partes blandas de raíces leñosas de algunas plantas como bromeliáceas o tallos de lianas o plantas trepadoras (Zillikens *et al.*, 2001; Tierney *et al.*, 2008a) y en condiciones de laboratorio se ha registrado la utilización de hebras de papel y yeso (Stockhammer, 1966; Dalmazzo, 2012).

La arquitectura de los nidos de la subfamilia ha sido descripta por Sakagami & Michener (1962) y actualizada por Michener (2007). La entrada consiste en un túnel con un orificio estrecho, que puede tener un reborde en forma de anillo poco conspicuo. En los casos de las especies con algún grado de socialidad, suele haber una hembra que obstruye la entrada presentando su cabeza o la cara dorsal del metasoma; algunas especies solitarias también custodian la entrada asomando su cabeza (*Augochloropsis*). Los nidos más primitivos podrían considerarse aquellos que consisten en un túnel central con túneles laterales en el final de los cuales se encuentra una celda o varias celdas dispuestas una a continuación de la otra en forma de serie. Una vez que la celda es terminada, el túnel lateral es rellenado con tierra, aunque en algunos casos dicho túnel no existe y la celda desemboca directamente al túnel central (Fig. 1a). Otro tipo de nido más complejo es aquel en el cual las celdas se encuentran agrupadas en el centro de una cavidad y están sostenidas por medio de pequeños pilares de sustrato. Esta estructura se denomina racimo y puede ser construida de dos maneras: mediante la construcción de las celdas en el sustrato y luego la excavación de una galería externa que da como resultado la cavidad en la que se encuentra el racimo o puede ser construida primero una cavidad en el sustrato y luego las celdas una a una en su interior formando el racimo con sus pilares (Fig. 1b). A pesar de la gran diversidad en la

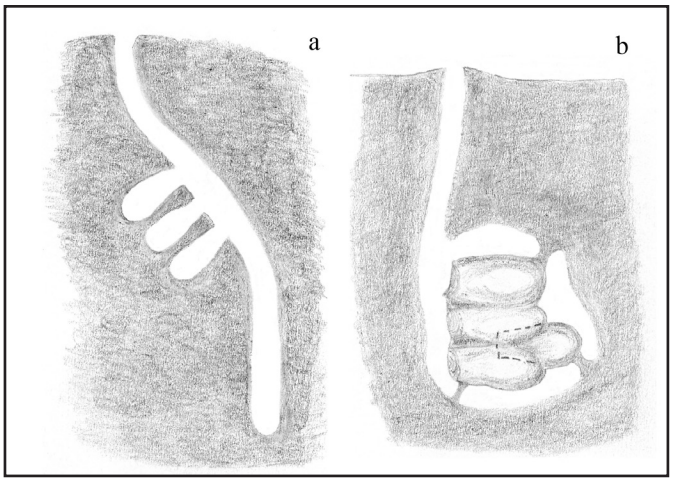


Fig. 1. a- Corte de un nido en forma de túnel, vista lateral; b- Nido en forma de racimo.

arquitectura de los nidos, las celdas son notablemente uniformes, bilateralmente simétricas en el plano sagital y con la superficie superior más convexa que la inferior. Por lo general las celdas son horizontales, aunque sus ejes son orientados más bien irregularmente. En las Augochlorini, que poseen en general celdas en racimos, las celdas son consistentemente verticales, a excepción de aquellas que nidifican en madera en descomposición. Las celdas son revestidas con material similar a la cera, secretado al menos en parte por la glándula de Dufour (Michener, 2007). Las provisiones para las larvas son por lo general firmes y subesféricas, excepto en *Augochloropsis* donde son prismáticas. La masa de polen es ubicada en la parte ventral de la celda, sobre la pared más plana. En la parte superior de esta provisión la abeja coloca un único huevo, siendo su eje mayor paralelo al de la celda; esta posición se mantiene en las celdas verticales (Michener, 2007).

Alimentación

Las especies de Halictinae presentan hábitos alimentarios generalistas, aunque existen especies que presentan una dieta más restringida y se consideran especialistas. Si bien esto es cierto, los conocimientos sobre las relaciones florales de la subfamilia se basan en registros de visitas florales. Esta metodología proporciona información valiosa al respecto, pero en muchos casos no discrimina las visitas por polen de las que son por néctar. Por esta razón, actualmente existe la necesidad de complementarla con datos obtenidos a través del análisis polínico. Debido a la dificultad que implica encontrar nidos y la complejidad de la técnica, son escasos los estudios detallados del polen utilizado por las Halictinae; no obstante, se conoce el polen almacenado por algunas especies de *Augochlora* (Zillikens *et al.*, 2001; Wcislo *et al.*, 2003). Los casos de especies especialistas que se relacionan con un espectro muy reducido de plantas (una familia o tribu) suelen deberse a adaptaciones estructurales para recolectar el polen de dicho taxón vegetal y a la condición de solitarias y con una sola generación. Las especies generalistas están asociadas a un espectro más amplio de plantas, ya que suelen ser eusociales o solitarias con varias generaciones, por lo que la temporada de actividad es más prolongada que en aquellas especies que sólo presentan una generación. Dado que el período de vuelo excede la floración de muchas especies, éstas deben recolectar de un amplio espectro de plantas (Michener, 2007). Los horarios de actividad suelen variar según las condiciones ambientales como la temperatura, pero en general están activas durantes las horas de mayor calor, cercanas al mediodía. Una variación interesante de este comportamiento aparece en las especies de *Megalopta*, las que habitan ambientes de selva tropical y presentan comportamiento de recolección nocturno, estando activas a partir del atardecer. Lógicamente estas especies están asociadas con plantas que presentan floración también crepuscular y nocturna (Tierney *et al.*, 2008b).

Parasitismo

Dentro de la subfamilia existen varias especies que se comportan como cleptoparásitas. En general parasitan especies emparentadas, al menos dentro de la misma tribu. Sin embargo, algunas especies de *Sphecodes* parasitan abejas de otras tribus o subfamilias (Augochlorini y Nomioidinae), e incluso abejas no emparentadas como *Andrena*, *Calliopsis*, *Melitturga* y *Perdita* en Andrenidae, y *Colletes* en Colletidae. Las formas de parasitismo dentro de estos grupos se encuentran en el capítulo Apiformes del segundo volumen de esta obra (Roig-Alsina, 2008).

Clave para los géneros de Halictidae de la Argentina (Modificada de Eickwort, 1969a y Moure, 1964; abreviaturas: T1-T7, tergos metasomales 1 a 7 y S1-S7, esternos metasomales 1 a 7).

Hembras

1- Área pseudopigidial de T5 hendida al medio (Fig. 2); si no hay área pseudopigidial (especies cleptoparásitas sin escopa), entonces con cutícu-

la verde o azul brillante; ala anterior con venas segunda y tercera transversas submarginales y segunda vena recurrente siempre fuertes (Fig. 4).....Augochlorini.....8

- Área pseudopigidial entera (Fig. 3); si no hay área pseudopigidial (especies cleptoparásitas sin escopa) cutícula negra o roja y negra; ala anterior con venas segunda y tercera transversas submarginales y segunda vena recurrente fuertes o débiles (más angostas y menos pigmentadas que las demás) (Fig. 5).....otras Halictinae.....2

2- Órbitas internas de los ojos casi rectas; T5 simple, sin fimbria prepigidial; patas posteriores sin escopa; cabeza y tórax negros y metasoma usualmente rojo; tórax fuertemente punteado y rugoso; especies cleptoparásitas.....Sphecodini.....*Sphecodes*

- Órbitas internas cóncavas o emarginadas; T5 con fimbria prepigidial; patas posteriores con escopa; coloración y escultura variadas; especies colectoras de polen.....3

3- Ala anterior con venas segunda y tercera transversas submarginales y segunda vena recurrente débiles, más angostas y menos pigmentadas que las demás (Fig. 5); especies pequeñas, usualmente entre 4 y 5 mm de largo total; nunca con colores metálicos brillantes, sino apagados.....Halictini.....*Dialictus*

- Ala anterior con todas las venas fuertes; especies usualmente de más de 6 mm de largo; coloración variada.....Caenohalictini.....4

4- Cara posterior del propodeo encerrada lateral y superiormente por una carena continua (Fig. 6); especies de la Argentina con cabeza y tórax verde brillante y metasoma rojizo.....*Agapostemon*

- Cara posterior del propodeo cuanto más con carena lateral, o si hay indicios de carena superior, interrumpida a los lados; coloración variada.....5

5- Cabeza, tórax y propodeo verdes brillantes, a veces con tintes azules o cobrizos; cara dorsal del metapostnoto microtexturada, con granulación fina y pareja; en vista dorsal subigual (0,9-1,1) al largo del escutelo; ojos siempre pilosos.....*Caenohalictus*

- Cabeza y tórax oscuros, a veces con tintes verdosos o azul oscuro; propodeo y vientre del tórax usualmente negruzcos; cara dorsal del metapostnoto fuertemente esculturada, o si es microtexturada (algunas *Ruizantheda*), en vista dorsal más corta que el escutelo (0,5-0,7 veces su largo); ojos con o sin pilosidad.....6

6- Sutura epistomal aguda (Fig. 7); T2-3 con pilosidad decumbente en la base y ápice de los tergos, frecuentemente formando bandas apicales, aunque algunas especies con pubescencia decumbente extendida, sin formar bandas definidas.....*Pseudagapostemon*

- Sutura epistomal obtusa (Fig. 8); T2-3 con pilosidad decumbente formando bandas basales solamente (a veces restringidas a un sector lateral).....7

7- Labro con elevación basal con verruga....*Ruizantheda*

- Labro con elevación basal lisa.....*Ruizanthedella*

8- Probóscide notablemente delgada; prementum 15 o más veces más largo que ancho; clípeo y área supraclipeal fuertemente proyectados; sutura epistomal formando ángulo recto.....9

- Probóscide normal; prementum no más de seis o siete veces más largo que ancho; clípeo y área supraclipeal no fuertemente proyectados; sutura epistomal variada.....10

9- Ocelos muy grandes, mayores (1,3-1,4 veces) que el diámetro del alvéolo antenal; palpo maxilar más corto que el largo del prementum.....*Megommation*

- Ocelos menores que el diámetro del alvéolo antenal; palpo maxilar extraordinariamente alargado, casi el doble del largo del prementum, alcanzando la base del metasoma cuando la probóscide está en reposo.....*Ariphanarthra*

10- Sin escopa y sin área pseudopigidial; especies cleptoparásitas con tegumento fuertemente punteado.....*Temnosoma*

- Con escopa y con área pseudopigidial; especies colectoras de polen.....11

11- Espolón interno de la tibia posterior aserrado (Figs. 9-11); ésto es con dientes más cortos que anchos, ya sean agudos o redondeados.....12

- Espolón interno de la tibia posterior pectinado (Fig. 12); los dientes más largos que anchos.....16

12- Sutura epistomal formando ángulo agudo, el lóbulo epistomal proyectado hacia el clípeo; clípeo relativamente plano, verde hasta casi el ápice; ángulo anterior de la carena hipostomal claramente en ángulo recto o proyectado en una espina; celda marginal truncada y usualmente apendiculada.....*Augochlora*

- Sutura epistomal formando un ángulo obtuso o recto; clípeo biselado, por debajo de los ángulos epistomales no es verde; ángulo anterior de la carena hipostomal redondeado; celda marginal aguda o estrechamente truncada.....13

13- Espolón interno de la tibia posterior con área basal o media más ancha (Figs. 10 y 11).....14

- Espolón interno de la tibia posterior uniformemente delgado (Fig. 9).....15

14- Sutura epistomal formando un ángulo obtuso; espolón interno de la tibia posterior con el área media ensanchada (Fig. 10); placa basitibial con margen anterior pobremente definido.....*Ceratalictus*

- Sutura epistomal formando un ángulo recto o levemente obtuso; espolón interno de la tibia posterior con el área basal ensanchada (Fig. 11); placa basitibial bien definida en todos sus márgenes.....*Augochlorella*

15- Área basal del metapostnoto completamente lisa o granulosa, sin estrías; arco preoccipital gradualmente redondeado; ojos profundamente emarginados; Patagonia andina.....*Corynura* (*Corynura*) en parte

- Área basal del metapostnoto áspera o con débiles arrugas basalmente; arco preoccipital anguloso; ojos moderadamente emarginados; noreste, de Misiones a Buenos Aires.....*Paroxystoglossa*

16- Tégula con el ángulo interno posterior proyectado, lobulado (Fig. 13); borde dorsal del pronoto laminado, formando un reborde desde el ángulo lateral al lóbulo; placa basitibial muy corta, extendiéndose escasamente más allá del ápice del

fémur; labro con el proceso distal expandido y redondeado (Fig. 14).....*Augochloropsis*
- Tégula oval, con borde interno posterior redondeado; borde dorsal del pronoto variada; placa basitibial no corta, excepto en *Corynura* (*Callistochlora*); labro de otra forma.....17

17- Borde dorsal del pronoto laminado, formando un reborde más o menos translúcido desde el ángulo lateral hasta el lóbulo pronotal; escudo fuertemente proyectado sobre el pronoto, usualmente formando una carena o un reborde laminado.....18
- Borde dorsal del pronoto no laminado, carenado a redondeado; escudo variado.....19

18- Vértex hinchado detrás de los ojos; clípeo generalmente armado con espinas o con un tubérculo medio; área basal del metapostnoto lisa, usualmente deprimida en forma transversal, glabra; base de T1 normal.....*Rhinocorynura*
- Vértex no hinchado; clípeo no armado; área basal del metapostnoto corta, estriada, completamente cubierta con pilosidad corta y densa; T1 con una zona basal encerrada por densos pelos plumosos, que frecuentemente contiene grandes ácaros.....*Thectochlora*

19- Ángulo lateral del pronoto proyectado, fuertemente carenado anterior y lateralmente; escudo débilmente proyectado sobre el pronoto en forma de borde bajo y anguloso; arco preoccipital redondeado.....*Corynurella*
- Ángulo lateral del pronoto no proyectado ni fuertemente carenado en la parte anterior, si estuviera proyectado entonces el borde dorsal carenado; borde lateral variado; escudo y arco preoccipital variados.....20

20- Vértex elevado detrás de los ocelos formando una depresión transversa y un lomo; sutura epistomal formando un ángulo recto o débilmente agudo.....*Pseudaugochlora*
- Vértex detrás de los ocelos redondeado, sin surco transverso; sutura epistomal formando un ángulo obtuso.....21

21- Arco preoccipital carenado o laminado; escudo en general angostado anteriormente y con el reborde anterior usualmente angosto, anguloso y proyectado hacia delante (Fig. 15); ángulo lateral del pronoto usualmente muy proyectado, el borde lateral carenado o laminado; propodeo en general angostado posteriormente, con las carenas laterales poco divergentes.....*Neocorynura*
- Arco preoccipital redondeado; escudo no angostado anteriormente, con el reborde anterior usualmente no angostado y levantado; ángulo lateral del pronoto usualmente no proyectado; borde lateral del pronoto anguloso o redondeado; propodeo no angostado posteriormente.....22

22- Cutícula verde o verde-bronceada brillante.....*Corynura* (*Callistochlora*)
- Cutícula negra o parduzca, con un tinte verdoso o azulado en algunos casos.....23

23- Base del metapostnoto lisa o granulosa con un cordón basal de estrías cortas en algunas especies; tamaño mediano (usualmente más de 6 mm).....*Corynura* (*Corynura*) en parte
- Base del metapostnoto rugosa-reticulada, con algunas estrías a los lados; tamaño pequeño (4-6 mm).....*Halictillus*

Machos

1- Placa pigidial ausente; margen apical de T7 simple, similar al margen de los tergos anteriores, visible en vista dorsal (Fig. 16); base de S8 con spiculum.....Augochlorini.....8
- Placa pigidial definida por una carena o reborde, al menos posteriormente; ápice de T7 doblado hacia abajo, de modo que el margen apical sólo es visible en vista ventral (Fig. 17); S8 sin spiculum.....otras Halictinae.....2

2- Órbitas internas de los ojos casi rectas; cabeza y tórax negros y metasoma usualmente rojo; tórax y propodeo fuertemente punteados y rugosos; especies cleptoparásitas.....Sphecodini....*Sphecodes*
- Órbitas internas cóncavas o emarginadas; coloración variada, usualmente con brillos metálicos azules o verdes; escultura fuerte, cuando presente, restringida al metapostnoto y propodeo.....3

3- Especies pequeñas, usualmente entre 4 y 5 mm de largo total; especies oscuras, con colores metálicos apagados; color amarillo en la cabeza, cuando presente, restringido al labro y las mandíbulas; pata posterior con basitarso y segundo tarsómero no fusionados (Fig. 18).....Halictini.....*Dialictus*
- Especies usualmente de más de 6 mm de largo; cabeza frecuentemente con amarillo en el clípeo; cuando no hay amarillo en la cabeza, cuerpo color metálico brillante; pata posterior con basitarso y segundo tarsómero fusionados (Fig. 19).....Caenohalictini.....4

4- Cara posterior del propodeo encerrada lateral y superiormente por una carena continua; especies de la Argentina con cabeza y tórax verde brillante y metasoma con bandas amarillas.....*Agapostemon*
- Cara posterior del propodeo cuanto más con carena lateral, o si hay indicios de carena superior, interrumpida a los lados; coloración variada.....5

5- Ojos glabros; T2-3 con pilosidad decumbente en la base y ápice de los tergos, frecuentemente formando bandas apicales, aunque algunas especies con pubescencia decumbente extendida, sin formar bandas definidas.....*Pseudagapostemon*
- Ojos pilosos (a veces pelos muy cortos, la cuarta parte del diámetro del ocelo anterior); T2-3 sin pilosidad decumbente, o cuando presente, restringida a la base de los tergos.....6

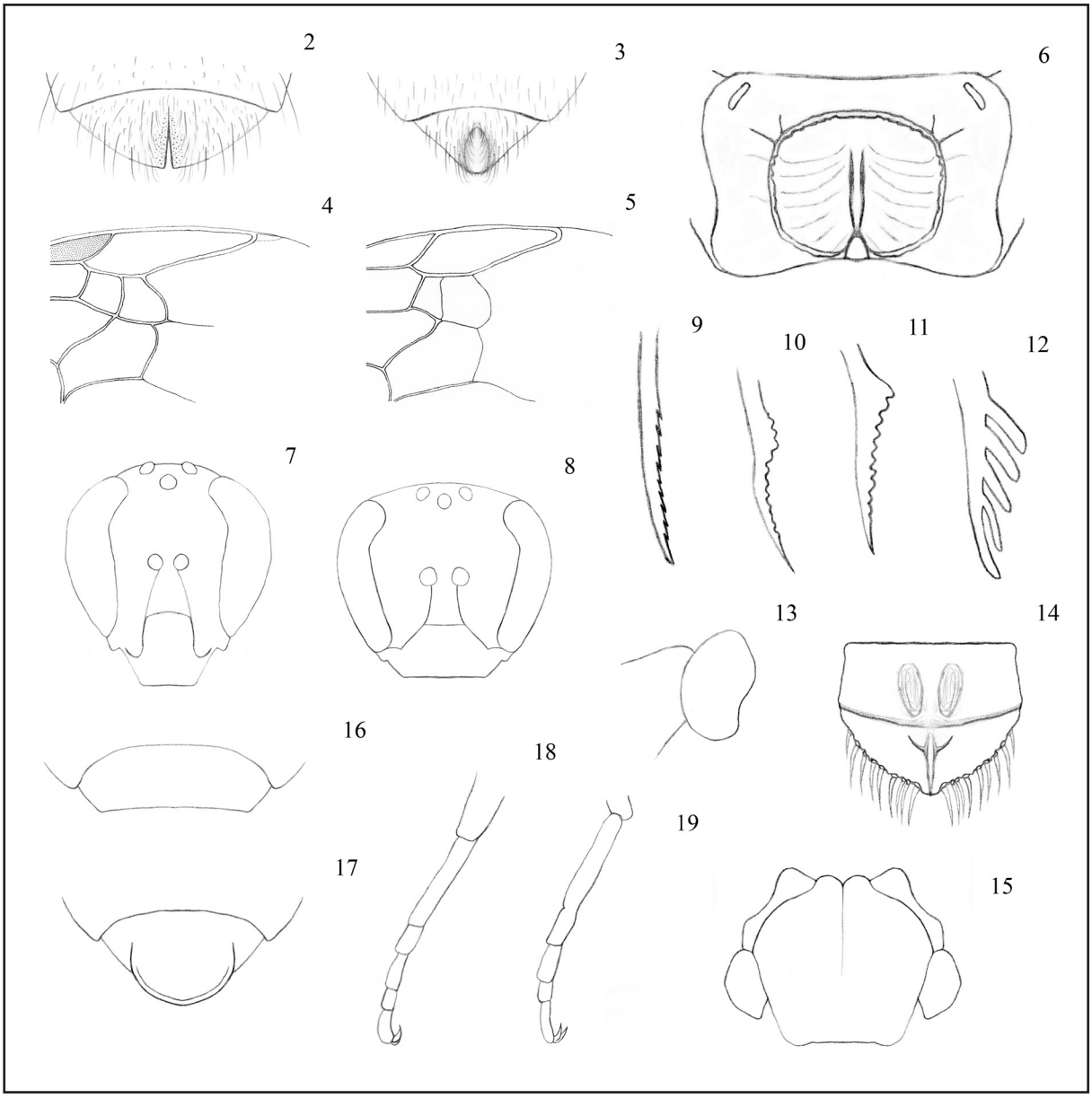
6- Patas usualmente oscuras, cuando hay coloración amarilla, ésta está restringida a tibias y tarsos; cabeza y tórax verdes metálicos brillantes, a veces con reflejos azules o cobrizos.....*Caenohalictus*
- Los tres pares de patas con amarillo en fémur, tibia y tarso; cabeza y tórax negros o azules metálicos oscuros.....7

7- Mandíbula simple; labro trunco, sin proceso apical.....*Ruizantheda*

- Mandíbula bidentada; labro con proceso apical... .....*Ruizanthedella*
8- T7 apicalmente bilobado; T1-3 fuertemente deprimidos basalmente; cuerpo fuertemente punteado.....*Temnosoma*
- T7 apicalmente más o menos recto; T2-3 no fuertemente deprimidos; cuerpo no fuertemente punteado.....9
9- Probóscide notablemente delgada; prementum 15 o más veces más largo que ancho; clípeo y área supraclipeal fuertemente proyectados; sutura epistomal formando ángulo recto.....10
- Probóscide normal; prementum no más de seis o siete veces más largo que ancho; clípeo y área supraclipeal no fuertemente proyectados; sutura epistomal variada.....11
10- Ocelos muy grandes, mayores (1,3-1,4 veces) que el diámetro del alvéolo antenal; palpo maxilar más corto que el largo del prementum.....*Megommation*
- Ocelos menores que el diámetro del alvéolo antenal; palpo maxilar extraordinariamente alargado, casi el doble del largo del prementum, alcanzando la base del metasoma cuando la probóscide está en reposo.....*Ariphanarthra*
11- Tégula con el ángulo interno posterior proyectado, lobulado; borde dorsal del pronoto laminado, formando un reborde desde el ángulo lateral al lóbulo pronotal; S4 con apéndices laterales, usualmente ocultos o proyectados desde abajo de T4; margen posterior de T1 y frecuentemente de T2, con una hilera de fuertes setas; celda marginal del ala anterior truncada.....*Augochloropsis*
- Tégula redondeada; borde dorsal del pronoto variado; S4 variada; borde posterior de T1-2 sin fila de setas; celda marginal del ala anterior variada.....12
12- S4 con cepillos de setas bien conspicuos, apicales o medianos, o en su defecto con fuertes depresiones y arrugas cuticulares.13
- S4 usualmente no modificado, el margen posterior cuanto más emarginado o con proyecciones laterales usualmente ocultas.....14
13- Sutura epistomal formando un ángulo obtuso; S4 sin grupos posteriores o medios de setas diferenciadas, con el borde posterior emarginado y al medio deprimido y brillante, o con una depresión media apical brillante usualmente rodeada de fuertes bordes.....*Paroxystoglossa*
- Sutura epistomal formando un ángulo recto; S4 con grupos de setas apicales o medios bien definidos.....*Pseudaugochlora*
14- Borde dorsal del pronoto laminado, formando una pestaña desde el ángulo lateral hasta el lóbulo pronotal; escudo fuertemente proyectado sobre el pronoto, el borde anterior del escudo usualmente carenado o laminado.....15
- Borde anterior del pronoto no laminado ni formando pestaña; carenado o redondeado; escudo variado, pero el borde anterior no formando carena ni laminado..16
15- Vértex hinchado detrás de los ojos; área basal del metapostnoto lisa; S4-5 no modificados; escapo más de 2 veces el largo del flagelómero 2.....*Rhinocorynura*
- Vértex no hinchado; área basal del metapostnoto estriada; S4 con dos procesos laterales posteriores que llevan fuertes setas, el borde posterior deprimido y truncado, con un grupo central de setas cortas y erectas; S5 emarginado, con pubescencia larga, plumosa.....*Thectochlora*
16- Antenas muy largas, escapo usualmente más corto que el segundo flagelómero, nunca más de 1,25 veces su largo; flagelómero 2 usualmente subigual o más largo que el 10; arco preoccipital redondeado.....17
- Antena de largo variado, pero el escapo más de 1,25 veces el largo del flagelómero 2; flagelómero 2 usualmente más corto que el 10; arco preoccipital variado.....18
17- Clípeo con banda apical amarilla; tamaño pequeño (4-6 mm).....*Halictillus*
- Clípeo sin banda apical amarilla; tamaño mediano (usualmente más de 6 mm).....*Corynura*
18- Ángulo lateral del pronoto proyectado, fuertemente carenado anterior y lateralmente; escudo débilmente proyectado sobre el pronoto en forma de borde bajo y anguloso; arco preoccipital redondeado.....*Corynurella*
- Ángulo lateral del pronoto no fuertemente carenado en la parte anterior, si estuviera proyectado entonces el borde dorsal carenado; escudo y arco preoccipital variados.....19
19- Sutura epistomal en ángulo obtuso.....20
- Sutura epistomal en ángulo agudo o en ángulo recto...22
20- Antena corta, volcada hacia atrás alcanzando el escutelo; flagelómero 2 subigual al primero y aproximadamente un tercio del largo del escapo; escudo no angostado anteriormente ni proyectado sobre el pronoto.....*Ceratalictus*
- Antena larga, sobrepasando el escutelo; flagelómero 2 más largo que el primero y la mitad o más del largo del escapo; escudo usualmente angostado anteriormente y proyectado sobre el pronoto.....21
21- S4-5 deprimidos y brillantes medialmente, margen posterior de S4 ampliamente emarginado; faz inferior de la cabeza, el tórax y las patas con pubescencia plumosa larga; metasoma no peciolado.....*Paroxystoglossa*
- S4-5 no modificados; faz ventral sin pubescencia plumosa y larga; metasoma frecuentemente peciolado, con S1-2 muy largos y angostos.....*Neocorynura*
22- Sutura epistomal formando un ángulo agudo, el lóbulo epistomal proyectado en el clípeo; celda marginal del ala anterior truncada, en general apendiculada.....*Augochlora*
- Sutura epistomal formando un ángulo recto; celda marginal aguda, raro angostamente truncada... .....*Augochlorella*

Tribu Augochlorini

Es una de las tribus mejor conocidas. Es exclusiva del continente americano y presenta su mayor diversidad en las áreas tropicales, hasta el sur de Brasil y norte de la Argentina. Existen especies de *Augochlora*, *Augochlorella* y *Augochloropsis* que se extienden hacia mayores latitudes, llegando en el hemisferio norte incluso hasta al sur de Canadá y en el sur hasta el norte de la Patago-



Figs. 2-19. Estructuras mostrando caracteres utilizados en clave de identificación para géneros de Halictidae presentes en Argentina. Hembras, 2-3: área pseudopigidial de T5; 4-5: sección del ala anterior; 6: vista posterior del propodeo; 7-8: vista frontal de la cabeza; 9-12: espolón interno de la tibia posterior; 13: tégula; 14: vista frontal del labro; 15: vista dorsal del escudo. Machos, 16: margen apical de T7; 17: placa pigidial; 18-19: basitarsos y tarsómeros de pata posterior.

nia. *Corynura* y *Halictillus* presentan una distribución más acotada, encontrándose únicamente en las zonas templadas del sur de América del Sur. En la Argentina es la tribu más diversa, con 15 géneros y 82 especies.

La monofilia de Augochlorini ha sido confirmada por Eickwort (1969b), Pesenko (1999), Engel (2000), Michener (2007) y Danforth *et al.* (2004). Esta tribu se distingue por dos caracteres autapomórficos: la presencia de una hendidura en el tergo 5 de las hembras (Fig. 2) y la ausencia de placa pigidial en el tergo 7 de los machos (Fig. 16) (Michener, 2007). Eickwort (1969a) realizó una revisión de los géneros de Augochlorini, cuyas descripciones fueron utilizadas luego para un análisis filogenético (Danforth & Eickwort, 1997). A partir de 84 caracteres morfológicos y etológicos, Engel (2000) propuso una nueva clasificación de la tribu, reconociendo 30 géneros en dos subtribus: Corynurina y Augochlorina. En estos trabajos está resumida la historia taxonómica de la tribu, como así también las relaciones filogenéticas con otros grupos de Halictidae y dentro de la misma tribu. Los trabajos de Eickwort (1969a) y Engel (2000) proveen claves para reconocer los géneros.

En la tribu es posible encontrar diversos grados de socialidad, así como distintas formas de nidificación. Aunque son más comunes los nidos en racimo, es posible encontrar especies que hacen nidos en túneles con celdas separadas. Diversos autores han estudiado aspectos biológicos de la tribu como la evolución de la socialidad (Danforth

& Eickwort, 1997) y clasificación de la arquitectura de los nidos (Sakagami & Michener, 1962; Eickwort & Sakagami, 1979). El comportamiento cleptoparasítico está presente en *Megommation* (*Cleptomation*), *Megalopta* (*Noctoraptor*) y *Temnosoma*. En la Argentina sólo se han citado especies cleptoparásitas de este último.

El género monotípico *Ariphanartra* se distingue por su aparato bucal angosto y alargado, cuyos palpos maxilares se extienden hasta el metasoma en posición de reposo. Nada se sabe acerca de la biología de este género, cuya única especie es *Ariphanartra palpalis* (Engel, 2000). Hay registros para la provincia de Misiones en la Argentina, varios estados de Brasil, Colombia, Paraguay y Perú (Moure, 2007a).

Las especies de *Augochlora* son de color verde metálico, a veces con reflejos azules o cobrizos, aunque también existen especies castañas y sin brillo. El tamaño va desde pequeño a mediano (5 a 13 mm) y son parecidas en forma a las especies de *Augochlorella*. Se distinguen de éstas por la sutura epistomal en ángulo agudo proyectada sobre el clípeo, celda marginal truncada y apendiculada y ángulo anterior de la carena hipostomal en ángulo recto o proyectado en una espina. Este género posee dos subgéneros: *Augochlora s. str.*, que presenta una modificación en sus mandíbulas adaptada al sustrato de nidificación; y *Oxystoglossella*, ambos presentes en la Argentina. Existe una revisión sistemática para las especies de distribución sur del género, donde se da una clave de identificación de especies presentes en la región templada de Argentina y Uruguay (Dalmazzo & Roig-Alsina, 2011). Las especies de *A.* (*Augochlora*) nidifican en madera en descomposición, raíces leñosas de Bromeliaceae y en condiciones de laboratorio aceptan otros sustratos como papel y yeso. Si bien presentan en general nidos en forma de racimo, no parece existir un patrón definido en cuanto a la orientación y disposición de las celdas debido a la irregularidad del sustrato. Ha sido estudiada la biología y nidificación de algunas especies del subgénero (Stockhammer, 1966; Eickwort & Eickwort, 1973b; Zillikens *et al.*, 2001; Wcislo *et al.*, 2003, Dalmazzo, 2012, Dalmazzo & Roig-Alsina, 2012). Según estos trabajos, las especies del subgénero serían solitarias o semisociales. *Augochlora* (*Oxystoglossella*) incluye especies que nidifican en el suelo y al menos algunas especies presentan comportamiento eusocial primitivo con diferenciación de castas. Se conoce la biología de nidificación de *A. (O) iphigenia* (Michener & Lange, 1958b; Eickwort & Eickwort, 1972a como *A. (O) semiramis*), especie presente en el país. Ambos subgéneros poseen amplia distribución (Engel, 2000), *A.* (*Augochlora*) desde Buenos Aires hasta el sur de Canadá y *A.* (*Oxystoglossella*) desde Buenos Aires hasta el sudoeste de Estados Unidos. Para la Argentina aquí se citan 11 especies para *Augochlora s. str.* y cuatro para *Augochlora* (*Oxystoglossella*).

Las especies de *Augochlorella* son de color verde o azul con brillo metálico, de tamaño pequeño (4,5 a 8 mm) y se diferencian de las especies de *Augochlora* por la sutura epistomal en ángulo recto y la celda marginal aguda. Una revisión sistemática del género fue realizada por Coelho (2004), donde se presentan claves para todas las especies de América retomando la revisión para las especies de América del Norte realizada por Ordway (1966b). Lamentablemente son escasos los conocimientos de biología de las especies que conforman la fauna argentina, pero se conoce la biología de nidificación para especies con otras distribuciones como *A. persimilis*, *A. comis*, *A. urania* y *A. aurata*, y se sabe que todas nidifican en el suelo (Michener & Lange, 1958b; Ordway, 1965,1966a; Eickwort & Eickwort, 1973a; Packer *et al.*, 1989a, b). El género presenta especies con comportamiento eusocial. Este aspecto ha sido estudiado para *A. aurata* (Packer & Owen, 1990; Mueller, 1996). El género se distribuye desde Argentina, sur de Buenos Aires, hasta el sur de Canadá; posee 16 especies (Coelho, 2004) de las cuales cuatro están citadas para la Argentina.

Las especies de *Augochloropsis* presentan coloración verde, azul, rojo, cobriza y oro, con brillo metálico, aunque también existen especies sin brillo y de color oscuro. El tamaño es mediano a grande (5 a 13 mm) y presentan forma del cuerpo más robusta que el resto de los integrantes de Augochlorini. Se distinguen por la proyección en forma de lóbulo que presenta el ángulo posterior interno de la tégula. El género posee tres subgéneros, *Augochloropsis*, *Glyptochlora* y *Paraugochloropsis* según Engel (2000), mientras que Michener (2007) prefiere situar a *Glyptochlora* dentro de *Paraugochloropsis* reconociendo solo dos subgéneros. Es difícil la asignación de especies a los subgéneros ya que se requiere la observación de los genitalia, de modo que hay especies que no han sido asignadas a ninguno de los tres subgéneros. Nidifican en el suelo y el nido consiste en un racimo de celdas con orientación vertical que se abren a un espacio común, el cual está unido por un túnel lateral a la cavidad principal. Las masas de polen son depositadas en las celdas adoptando una forma prismática, a diferencia del resto de las augochlorinas. Los nidos de algunas especies han sido descriptos por Michener & Lange (1959), Sakagami & Michener (1962), Sakagami & Moure (1967) y Gimenes *et al.* (1991). Son especies solitarias que suelen presentar nidos comunales. *Augochloropsis iris,* presente en la Argentina, es el primer registro de eusocialidad para el género (Coelho, 2002). Es el género más diverso dentro de la tribu, con 133 especies citadas (Engel, 2000), de las cuales 25 se encuentran en la Argentina. El género presenta amplia distribución desde Argentina, Buenos Aires y La Pampa, hasta el sur de Canadá.

Las especies de *Ceratalictus* se asemejan a las de *Augochlorella* por su forma y color, se diferencian por la sutura epistomal en ángulo obtuso y el espolón interno de la tibia posterior con un área media más ensanchada. En el análisis filogenético, se encuentra estrechamente relacionado con *Augochlorella* (Engel, 2000; Coelho, 2004) y Michener (2007) lo considera como un subgénero dentro de *Augochlorella.* Se han citado diez especies para este género (Coelho & Gonçalves 2010) y son escasos los datos de biología para las mismas. Está citado para Brasil, Paraguay, Bolivia, Perú y Uruguay (Michener, 2007; Moure, 2007a). La revisión a nivel genérico realizada por Coelho & Gonçalves (2010) cita al género por primera vez para la Argentina, identificando cuatro especies presentes en el país.

Corynura está compuesto por dos subgéneros, bastante diferentes a primera vista, pero similares en sus caracteres morfológicos. El subgénero *Corynura* Spinola comprende especies de color oscuro, opacas o levemente brillantes, y los machos presentan el metasoma peciolado, mientras que las especies del subgénero *Callistochlora* Michener son de color verde brillante y los machos tienen el metasoma alargado, pero no peciolado (González-Vaquero, 2011). Alfken (1926) realizó una descripción de las especies de *Corynura s. str.* conocidas hasta ese momento, junto con una clave para diferenciarlas, actualizando luego su trabajo (Alfken, 1931). Las especies de *Callistochlora* pueden ser determinadas empleando la clave de Moure (1964). A pesar de tratarse el género *Corynura* de un grupo común y numeroso, poco es lo que se sabe de la biología de sus especies. El único trabajo publicado es el de Claude-Joseph (1926) en Chile, quien observó nidos de cinco especies de *Corynura*, que si bien provee datos sobre las interacciones sociales entre individuos de un mismo nido, se trata de un estudio cualitativo. Las observaciones de González-Vaquero (2008, 2012) sugieren que hay distintos niveles de socialidad en el género, que contiene tanto especies solitarias, con una sola generación por temporada, como especies facultativamente comunales de hasta dos generaciones por temporada. Ambos subgéneros son endémicos de la Patagonia argentina y de Chile (Moure, 2007a). El subgénero *Corynura* posee 18 especies reconocidas, de las cuales siete se encuentran en la fauna argentina, mientras que para *Callistochlora* se reconocen dos especies (Moure, 2007a). La lista de especies mencionada en este capítulo fue realizada a partir de resultados preliminares de la revisión del género (González-Vaquero, 2011).

Las especies de *Corynurella* son semejantes a las de *Halictillus*, de pequeño tamaño (5 a 7 mm), presentan coloración verde con brillo metálico y partes del cuerpo color castaño y amarillo sin brillo metálico, también pueden presentar tonalidad azul o cobriza. Se distinguen por el ángulo lateral del pronoto proyectado, fuertemente carenado anterior y lateralmente (Gonçalves, 2010). Este género ha sido recientemente ubicado en un nuevo estatus (Gonçalves, 2010) ya que Engel (1995) lo había propuesto como sinónimo de *Rhectomia*. En esta nueva revisión, Gonçalves transfiere dos especies del género *Rhectomia* a *Corynurella* y describe nuevas especies proporcionando claves para las mismas; para una revisión de esta cuestión ver Gonçalvez (2010), Engel (1995) y Eickwort (1969a). El género se distribuye en Guyana, Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia, Paraguay, Brasil y Argentina; posee nueve especies (Gonçalves, 2010), de las cuales *C. harrisoni* es la única especie citada para la Argentina con un registro en Misiones (Engel, 1995).

Halictillus comprende abejas pequeñas (4-6 mm), de color verde azulado, que suelen ser confundidas con *Dialictus* ya que ambos géneros son muy similares en tamaño y aspecto, a pesar de pertenecer a tribus distintas (Eickwort, 1969a; Engel, 2000). González-Vaquero (2010) realizó una revisión de las especies argentinas del género, presentando una clave de determinación de especies y datos de distribución geográfica. En cuanto a la bionomía del grupo no hay trabajos publicados hasta el momento, salvo el de Claude-Joseph (1926), quien observó nidos de una augoclorina, determinada como *Halictus glabriventris* (nombre preocupado reemplazado por *Halictus grabrescens*). Eickwort (1969b) observó *Halictillus* determinados como *H. grabrescens*, por lo que la descripción de Claude-Joseph (1926) podría pertenecer a alguna de las especies de *Halictillus* distribuidas en Chile. Actualmente el género presenta seis especies, de las cuales tres se distribuyen en la Argentina, una en la Argentina y Chile, una solo en Brasil y otra solo en Chile (González-Vaquero, 2010).

Una de las características distintivas de *Megommation* es la probóscide muy delgada. Se divide en cuatro subgéneros (Michener, 2007), siendo *M.* (*Megommation*) el único presente en la Argentina. Este subgénero posee una sola especie de coloración castaño oscuro y aspecto similar a *Augochlora*. La especie nidifica en el suelo y posee nidos en forma de racimo, con celdillas verticales conformando un grupo en una cámara lateral al túnel principal. Datos de nidificación de esta especie han sido publicados por Jörgensen (1912) y posteriormente por Michener & Lange (1958b) y Sakagami & Moure (1967). *Megommation insigne*, la única especie del subgénero, se encuentra en Brasil, Paraguay y en la Argentina, en la provincia de Misiones.

Neocorynura posee gran variación en las estructuras torácicas de sus especies. Las neocorinuras presentan coloración oscura a verde con brillo metálico y tamaño de mediano a grande (5,5 a 11 mm). Existen revisiones para las especies de México, Argentina y Paraguay (Smith-Pardo, 2005; 2010) pero el resto del género permanece sin examinar. Algunas especies nidifican en madera en descomposición, por lo que presentan las mandíbulas modificadas con al menos tres dientes, a diferencia de las que nidifican en el suelo. Se ha citado comportamiento semisocial para *N. colombiana* y *N. erinnys* (Engel, 2000). El género se distribuye desde México hacia el sur hasta Argentina, donde llegan seis especies.

Las especies de *Paroxystoglossa* son de aspecto similar a *Neocorynura*, de color oscuro a verde metálico, pueden presentar el metasoma rojo con brillo metálico. Son de tamaño mediano a grande (7 a 12 mm), y a diferencia de *Neocorynura* presentan el espolón interno de la tibia posterior aserrado. La revisión del género ha sido realizada por Moure (1960) y existen datos de nidificación para algunas especies que se sabe construyen sus nidos en el suelo separando las celdas del sustrato (Michener & Lange, 1958a, b; Michener & Seabra, 1959). El género posee nueve especies y se distribuye en Brasil, Paraguay y Argentina; donde llegan tres especies, dos descriptas de Buenos Aires.

Pseudaugochlora posee especies de tamaño grande (8 a 13 mm), en general de color verde metálico, que se distinguen por la elevación del vértex formando una depresión transversa y un lomo detrás de los ocelos en las hembras y por la antena del macho que presenta el último flagelómero adelgazado y en forma de gancho. En un principio estas especies fueron incluidas en *Pseudoaugochloropsis*, que actualmente es un sinóni-

mo de *Augochloropsis* (*Paraugochloropsis*) (Michener, 1995; Engel 2000). Las especies de *Pseudaugochlora* de Brasil fueron revisadas por Almeida (2008), quien describe cinco especies nuevas y proporciona claves para las mismas. La nidificación de las especies de este género ha sido descripta por Michener & Lange (1958b) y Sakagami & Moure (1967). Para *P. sordicutis* se ha encontrado la existencia de dicromatismo, en un mismo nido se encontraron individuos verdes y otros negros (Michener & Kerfoot, 1967). El género, presente desde Estados Unidos hasta la Argentina, posee 12 especies (Moure, 2007a; Michener, 2007; Almeida, 2008), de las cuales sólo *P. graminea* y *P. indistincta* llegan a la Argentina.

Las especies de *Rhinocorynura* presentan coloración oscura con brillo metálico y son de tamaño variable (5 a 14 mm). Las hembras poseen el vértex hinchado por detrás de los ocelos y proyecciones notables en el clípeo en forma de espina, que pueden estar ubicadas en la parte media o lateral. Los hábitos de nidificación de *R. vernoniae* (bajo el nombre *R. inflaticeps*) han sido estudiados por Eickwort & Sakagami (1979). Gonçalves y Melo (2012) realizaron una revisión y un análisis filogenético del género, observando variabilidad en el tamaño y la forma de la cabeza de las hembras de algunas especies. *Rhinocorynura* presenta seis especies, de las cuales *R. brunnea y R. vernoniae* llegan a la Argentina. El género se distribuye en Brasil y en áreas tropicales de Perú, Bolivia y Paraguay.

Temnosoma es un género de abejas parásitas cuyas especies presentan coloración verde o azul metálica. Estas especies han perdido ciertas estructuras características de las abejas que construyen nidos. Las hembras no poseen escopas y en general han perdido la pilosidad, además de presentar mandíbulas simples y el labro sin quilla media, similar al de los machos. También es característica la marcada puntuación que presentan en todo el cuerpo. Friese (1925) revisó el género y proporciona clave para seis especies. En cuanto a los datos de biología, Michener (2007) sugiere que parasita nidos de otros augochlorinos, probablemente de los géneros *Augochloropsis* o *Augochlora*. El género se distribuye desde el sur de Estados Unidos, Centro América incluyendo Cuba y Jamaica hasta la Argentina; posee siete especies, de las cuales tres se encuentran en la Argentina y llegan hasta Buenos Aires.

Thectochlora posee especies parecidas a *Augochlorella*, de coloración verde metálica y tamaño moderado (7 mm aproximadamente). Son característicos los acarinarios en las hembras, formados por densos pelos plumosos en la región basal de T1 y la presencia de un gancho en la parte dorsal del trocanter medio en ambos sexos. El género ha sido revisado por Gonçalves & Melo (2006) quienes proporcionan claves de especies. Los datos de biología refieren a la relación con los ácaros portados en los acarinarios (Fain *et al.*, 1999). Este género se distribuye en Guyana, Bolivia, Brasil, Paraguay, Uruguay y Argentina. Posee cinco especies (Moure, 2007a; Gonçalves & Melo, 2006) de las cuales dos se encuentran en la Argentina.

Tribu Caenohalictini

Está compuesta por géneros de amplia distribución, presentes únicamente en el Nuevo Mundo. Cinco de sus 10 géneros se encuentran en la Argentina: *Agapostemon* y *Caenohalictus* se extienden desde Canadá y el área tropical de México respectivamente, hasta nuestro país. Los géneros *Ruizantheda* y *Pseudagapostemon* ocupan principalmente la región templada de Brasil y la Argentina, mientras que *Ruizanthedella* se distribuye en las zonas andino-patagónicas de la Argentina y Chile. En este trabajo se citan 33 especies de la tribu para la Argentina.

Estas abejas también han sido llamadas "agapostemoninas" por diversos autores (Eickwort, 1969a, b; Roberts & Brooks, 1987), haciendo referencia al género *Agapostemon* y las especies relacionadas a él. Filogenias moleculares (Danforth *et al.*, 2004) y morfológicas (Gonçalves & Melo, 2009) sustentan la monofilia de Caenohalictini, considerada subtribu por algunos autores (Pesenko, 2004; Michener, 2007; Moure, 2007b). Una característica del grupo es la fusión del basitarso y el segundo tarsómero (Fig. 19); este carácter puede ser considerado una sinapomorfía, si bien Michener (2007) menciona que algunos grupos como los *Dialictus* pueden presentar una pequeña porción fusionada, casi imperceptible. No se conoce ninguna autapomorfía consistente para Caenohalictini (Michener, 2007). Gonçalves & Melo (2009) mencionan varias sinapomorfías para la tribu en su revisión, como la presencia de una franja en el margen interno del ojo, placa basitibial en machos, carena de la placa pigidial con lados paralelos, octavo esterno tan largo como ancho y gonostilo de la cápsula genital expandido, cóncavo internamente. Según este estudio, *Caenohalictus* se encuentra entre los géneros más basales de la tribu. En la filogenia se diferencian dos clados, uno que contiene *Agapostemon* y los géneros relacionados con éste, y otro que incluye *Pseudagapostemon*, *Ruizantheda* y *Ruizanthedella*.

Los caenohalictinos son abejas solitarias o comunales que nidifican en la tierra, cuyos nidos varían en complejidad según las especies. Los nidos consisten en galerías más o menos profundas, que desembocan directamente en las celdillas. Si bien en algunos casos hay una celdilla a cada lado de la galería o se encuentran agrupadas en series de dos o tres, nunca están dispuestas en racimos bien definidos como ocurre en Augochlorini.

Agapostemon posee especies robustas, de 7-14,5 mm de largo, en su mayoría con la cabeza y el mesotórax verde o azul brillantes, presentando los machos conspicuas bandas amarillas o blancas en el metasoma. Posee 44 especies reunidas en dos subgéneros, *Agapostemonoides* y *Agapostemon* s. str., siendo este último el más diverso con 43 especies. Janjic & Packer (2003) proponen elevar a género *Agapostemonoides* y crean el subgénero *Notagapostemon* para un grupo de especies a partir de la filogenia obtenida basada en caracteres morfológicos y comportamentales. Michener (2007) no está de acuerdo con esta nueva clasificación al no haber ningún carácter que compartan todas las especies de cada grupo. Un importante estudio morfológico de las especies de *Agapostemon* es el de Roberts (1972). Los

nidos de este género son profundos con galerías más bien verticales, ubicados en suelo plano o con pendiente. La galería principal posee galerías laterales que se extienden hasta las celdas; por lo general hay una celda a cada lado de esta galería pero a veces aparecen series de dos o tres. En algunas especies los nidos están ocupados por grupos comunales de dos a más de 20 hembras y la galería principal puede ser ramificada. Datos de historia natural pueden consultarse en Eickwort & Eickwort (1969), Roberts (1969) y Eickwort (1981). El subgénero *Agapostemon* es común en América del Norte y Central. En América del Sur es menos común y se distribuye en los países andinos, especialmente en las laderas orientales, llegando hasta Brasil y Paraguay. En la Argentina existe hasta el momento una sola especie, *A. semimelleus,* que se distribuye en Salta, Chaco, Tucumán, Catamarca y La Rioja.

Las especies de *Caenohalictus* suelen ser de color verde brillante, de contextura más delgada y pequeña que las especies de *Agapostemon*, midiendo entre 5 y 12 mm. Una característica particular de estas abejas es el largo de los pelos de los ojos, llegando éstos a medir desde el largo del diámetro ocelar hasta tres veces esa medida; raramente los ojos no tienen pelos (Michener, 2007). El género no ha sido revisado a excepción de las especies de Chile (Alfken, 1932; Rojas & Toro, 2000) y de la Patagonia argentina (González-Vaquero & Roig-Alsina, 2013). Algunas especies presentan nidos simples, con galerías laterales que terminan en una sola celdilla horizontal. Sin embargo, otras especies como *C. scitulus,* que se distribuye en Chile, construyen celdillas agrupadas dentro de una cavidad asemejando las de Augochlorini (Claude-Joseph, 1926). Moure & Hurd (1987) listan 47 especies para América. Este género es especialmente abundante en los países andinos y gran parte de América del Sur, pero están ausentes en la Amazonía y llega con pocas especies a América Central. En la Argentina se han citado 12 especies, de las cuales ocho se distribuyen principalmente en la Patagonia (González-Vaquero & Roig-Alsina, 2013). Debido a la diversidad morfológica presente entre las especies de *Caenohalictus*, es posible que nuevas especies e incluso subgéneros sean reconocidos dentro de este grupo.

Pseudagapostemon comprende abejas pequeñas y delgadas, de entre 5 y 11 mm de largo, por lo general de color azul o verde metálico. Tres subgéneros se han reconocido para *Pseudagapostemon*, de los cuales dos están representados en Argentina: *Pseudagapostemon s. str.* y *Neagapostemon*. Las especies de ambos subgéneros han sido revisadas por Cure (1989). Los datos de nidificación de estas abejas son escasos: *P.* (*N.*) *cyanomelas* que se distribuye en Brasil, ha sido estudiada por Michener & Lange (1958c) bajo el nombre *P. perzonatus*. Sus nidos son comunales, varias hembras utilizan la misma entrada y las celdillas están al final de largos túneles laterales. Otra especie estudiada es *P.* (*P.*) *brasiliensis,* que llega a la Argentina y nidifica en suelo plano, donde las celdillas se encuentran muy cerca del túnel principal (Martins, 1993). Este género es uno de los más diversos en la Argentina, con 16 de las 25 especies reconocidas, de las cuales nueve sólo se conocen para nuestro país.

Ruizantheda comprende abejas de entre 5 y 8 mm de largo, se distingue por tres sinapomorfías del macho: margen apical del labro trunco, margen apical del S4 proyectado medialmente, y lóbulo retrorso del gonocoxito con proyección basal. En estudios moleculares aparece como grupo hermano de *Pseudagapostemon* (Danthfort *et al.*, 2004; Brady *et al.*, 2006), apoyando la opinión de varios autores sobre la relación entre estos dos géneros (Moure, 1964; Cure, 1989). El género fue revisado por González-Vaquero & Roig-Alsina (2009), quienes incluyen una clave de determinación para las especies. En cuanto a la biología, sólo se conocen los hábitos de nidificación de *R. divaricata*, la cual forma nidos comunales muy ramificados, de hasta 40 hembras, que han sido descriptos por Michener & Lange (1958c, como *Pseudagapostemon divaricatus*). Este género incluye actualmente tres especies con distintas distribuciones: una se encuentra en Chile y los bosques andino patagónicos de la Argentina, otra en el centro-norte de la Argentina y una tercera desde el estado de Paraná (Brasil) hasta la provincia de Buenos Aires (Argentina).

Ruizanthedella comprende abejas oscuras, con reflejos azulados en la cabeza y el tórax, y metasoma rojizo. Este género fue creado por Moure (1964), originalmente como un subgénero de *Ruizantheda*. Si bien Michener lo sigue considerando así, diversos autores indican notables diferencias con *Ruizantheda* (González-Vaquero & Roig-Alsina, 2009; Cure, 1989) y en filogenias moleculares aparece como grupo hermano del clado formado por *Ruizantheda* y *Pseudagapostemon* (Danthfort *et al.*, 2004; Brady *et al.*, 2006). A diferencia de *Ruizantheda*, las *Ruizanthedella* tienen ojos muy pilosos y la mandíbula del macho es bidentada. En cuanto a la biología, *R. mutabilis* suele ser comunal y sus nidos han sido descriptos por Claude-Joseph (1926, como *Halictus mutabilis*). Consisten en una galería vertical común, con ramificaciones donde cada abeja dispone sus celdillas en series lineales separadas por tabiques. El género solamente presenta una especie en Chile (Rojas, 2001), y una o dos más que se distribuyen en la Patagonia argentina y en Chile, dependiendo si se considera a *R. mutabilis* y a *R. nigrocaerulea* como especies válidas o variaciones de color de una misma especie.

Tribu Halictini

Está compuesta por un gran número de especies divididas en nueve géneros, (Danforth *et al.*, 2004). Los estudios de filogenia para la tribu coinciden en que el grupo es monofilético, su filogenia está bien soportada tanto por análisis morfológicos como de ADN (Pesenko, 1999, 2004; Danforth *et al.*, 2004; Michener, 2007). La tribu está ampliamente distribuida. No obstante, la diversidad que presenta en América del Sur es menor que en el hemisferio norte, probablemente debido a la gran diversidad que posee Augochlorini en el Neotrópico y América del Sur (Michener, 2007). Son abejas de tamaño y coloración variable, pueden tener brillo metálico. Se distinguen por presentar la órbita interna de los ojos, en general, levemente curva y el área pseudopigidial entera. *Dialictus* es el único representante de la tribu en la Argentina.

Dialictus es considerado un subgénero de *Lasioglossum* por algunos autores (Danforth *et al.*, 2004; Michener, 2007), pero aquí seguimos el criterio de Moure (2007b), quien lo considera como género. Las especies de este género son similares a *Halictillus* en Augochlorini, de pequeño tamaño (no más de 4 mm), presentan coloración verde opaco con algún brillo metálico y son muy parecidas entre sí. Se distinguen por la venación del ala anterior, con venas segunda y tercera transversas submarginales y segunda vena recurrente débiles. No existen revisiones sistemáticas para el género, que es muy grande y posee especies que casi no se diferencian. Por esta razón hay autores que señalan la necesidad de estudios filogenéticos en este grupo (Michener, 2007). En cuanto al comportamiento, se sabe que el género posee tanto especies solitarias como eusociales. *Dialictus zephyrus* es una especie sobre la cual se han realizado numerosos estudios sobre aspectos biológicos (Batra, 1964; Sakagami & Moure, 1967; Michener, 1974). Existen unas 340 especies descriptas para el hemisferio occidental aunque hay autores que estiman que muchas se tratan de sinónimos y aun quedan varias por descubrir (Michener, 2007). El género está ampliamente distribuido en todo el mundo y para la Argentina se han citado ocho especies (Moure, 2007b).

Tribu Sphecodini

Posee cinco géneros parásitos de los cuales sólo *Sphecodes* está presente en la Argentina (Michener, 2007). No existen revisiones filogenéticas dentro de la tribu, pero sus relaciones con otras tribus de Halictinae se pueden encontrar en Danforth *et al*. (2004) y también clave para géneros en Michener (2007), quien considera a Sphecodini como una subtribu dentro de Halictini. La tribu presenta una distribución mundial muy amplia y existen revisiones parciales para géneros que no están presentes en la Argentina (Pauly *et al.*, 2001). Las especies de esta tribu son cleptoparásitas y presentan una variabilidad de comportamiento parásito muy notable. En general parasitan especies relacionadas, las que pueden presentar comportamiento social o solitario (Eickwort & Eickwort, 1972b), pero existen aquellas que parasitan especies de otras tribus o subfamilias de Halictidae e incluso a otras familias de abejas.

Las especies de *Sphecodes* son de color negro o castaño oscuro sin brillo metálico con parte o todo el metasoma de color rojo y en algunos casos los machos pueden presentarlo todo negro. Son de tamaño variable, de pequeño a grande (4,5 a 15 mm). Presentan el cuerpo sin pelos ni escopa, el tórax fuertemente punteado y las órbitas internas de los ojos casi rectas. No existen revisiones para este género y la división en subgéneros no resulta clara sin un análisis filogenético del grupo (Michener, 2007). Todas las especies son cleptoparásitas, parasitan principalmente especies de halíctidos cercanos al grupo, aunque también se han registrado parasitando especies de otras familias como Andrenidae y Colletidae (Maeta *et al.*, 1996; Michener, 1978). El comportamiento de las hembras de algunas especies se encuentra detallado por Michener (2007). El género es de amplia distribución mundial y se han citado 46 especies para la región Neotropical y América del Sur de las cuales 14 están presentes en la Argentina (Moure, 2007b).

Literatura citada

ALEXANDER, B.A. & C.D. MICHENER. 1995. Phylogenetic studies of the families of short-tongued bees (Hymenoptera: Apoidea). *Univ. Kansas Sci. Bull*. 55: 377-424.

ALFKEN, J.D. 1926. Die mir bekannten chilenischen Arten der Bienengattung *Corynura* M. Spinola. *Deut. Entomol. Zeitschr.* 1926: 145–163.

ALFKEN, J.D. 1931. Ein weiterer Beitrag zur Kenntnis der chilenischen Arten der Bienengattung *Corynura* M. Spin. *Stet. Entomol. Ztg*. 92: 211–218.

ALFKEN, J.D. 1932. Die chilenischen Arten der Gattung *Caenohalictus* Cam. *Archiv. Naturg. (n. F.)* 1: 654-659.

ALMEIDA, E.A.B. 2008. Revision of the Brazilian species of *Pseudaugochlora* Michener 1954 (Hymenoptera: Halictidae: Augochlorini). *Zootaxa* 1679: 1-38.

BATRA, S.W.T. 1964. Behavior of the social bee, *Lasioglossum zephyrum*, within the nest (Hymenoptera: Halictidae). *Ins. Soc.* 11: 159-168.

BATRA, S.W.T. 1966. Nest and social behavior of halictine bees of India. *Indian J. Entomol.* 28: 377-393.

BRADY, S.G., S. SIPES, A. PEARSON & B.N. DANFORTH. 2006. Recent and simultaneous origins of eusociality in halictid bees. *Proc. Roy. Soc. B* 273: 1643-1649.

CLAUDE-JOSEPH, F. 1926. Recherches biologiques sur les Hyménoptères du Chile (Mellifères). *Ann. Sci. Nat., Zool.* 9: 114-268 [Traducido al español por M. Etcheverry & A. Valenzuela, 1960, Investigaciones biológicas sobre himenópteros de Chile (Melíferos) de Claude-Joseph, *Publ. Centro Est. Entomol. Univ. Chile* 1: 1-60].

COELHO, B.W.T. 2002. The biology of the primitively eusocial *Augochloropsis iris* (Schrottky, 1902). *Ins. Soc.* 49: 181-190.

COELHO, B.W.T. 2004. A review of the bee genus *Augochlorella* (Hymenoptera: Halictidae: Augochlorini). *Syst. Entomol.* 29: 282-323.

COELHO, B.W.T. & R.B. GONÇALVES. 2010. A taxonomic revisión of the augochlorine bee genus *Ceratalictus* Moure (Hymenoptera, Apoidea). *Zootaxa* 2675: 1-25.

CURE, J.R. 1989. Revisão de *Pseudagapostemon* Schrottky e descrição de *Oragapostemon*, gen n. (Hymenoptera, Halictidae). *Rev. Bras. Entomol.* 33: 229-335.

DALMAZZO, M. 2012. Estructura de nidificación en condiciones naturales y en insectario de *Augochlora phoemonoe* (Schrottky) (Hymenoptera: Halictidae). *En:* Resúmenes VIII Congreso Argentino de Entomología, San Carlos de Bariloche, Río Negro, pp. 203.

DALMAZZO, M. & A. ROIG-ALSINA. 2011. Revision of the species of the New World genus *Augochlora* (Hymenoptera, Halictidae) occurring in the southern temperate areas of its range. *Zootaxa* 2750: 15-32.

DALMAZZO, M & A. ROIG-ALSINA. 2012. Nest structure and notes on the social behavior of *Augochlora amphitrite* (Schrottky) (Hymenoptera, Halictidae). *J. Hym. Res.26:* 17-29.

DANFORTH, B.N., S.G. BRADY, S.D. SIPES & A. PEARSON. 2004. Single-copy nuclear genes recover Cretaceous-age divergences in bees. *Syst. Biol.* 53: 309-326.

DANFORTH, B.N. & G.C. EICKWORT. 1997. The evolution of social behavior in the augochlorine sweat bees (Hymenoptera: Halictidae) based on a phylogenetic analysis of the genera. *En*: Choe, J.C. & B.J. Crespi (eds.), *The evolution of social behavior in insects and arachnids*. Cambridge Univ. Press.

EICKWORT, G.C. 1969a. A comparative morphological study and generic revision of the augochlorine bees (Hymenoptera: Halictidae). *Univ. Kansas Sci. Bull.* 48: 325-524.

EICKWORT, G.C. 1969b. Tribal positions of Western Hemisphere green sweat bees, with comments on their nest architecture (Hymenoptera: Halictidae). *Ann. Entomol. Soc. Am.* 62: 652-660.

EICKWORT, G.C. 1981. Aspects of the nesting biology of five Nearctic species of *Agapostemon* (Hymenoptera: Halictidae). *J. Kansas Entomol. Soc.* 54: 337-351.

EICKWORT, G.C. & K.R. EICKWORT. 1969. Aspects of the biology of Costa Rican halictine bees, I. *Agapostemon nasutus* (Hymenoptera: Halictidae). *J. Kansas Entomol. Soc.* 42: 421-452.

EICKWORT, G.C. & K.R. EICKWORT. 1972a. Aspects of the biology of Costa Rican halictine bees, IV. *Augochlora* (*Oxystoglosella*). *J. Kansas Entomol. Soc.* 45: 18-45.

EICKWORT, G.C. & K.R. EICKWORT. 1972b. Aspect of the biology of Costa Rican halictine bees, III. *Sphecodes kathleenae*, a social cleptoparasite of *Dialictus umbripennis*. *J. Kansas Entomol. Soc.* 45: 529-541.

EICKWORT, G.C. & K.R. EICKWORT. 1973a. Aspects of the biology of Costa Rican halictine bees, V. *Augochlorella edentata* (Hymenoptera: Halictidae). *J. Kansas Entomol. Soc.* 46: 3-16.

EICKWORT, G.C. & K.R. EICKWORT. 1973b. Notes on the nests of three wood-dwelling species of *Augochlora* from Costa Rica. *J. Kansas Entomol. Soc.* 46: 17-22.

EICKWORT, G.C. & S.F. SAKAGAMI. 1979. A classification of nest architecture of bees in the tribe Augochlorini (Hymenoptera: Halictidae; Halictinae), with description of a Brazilian nest of *Rhinocorynura inflaticeps*. *Biotropica* 11: 28-37.

ENGEL, M.S. 1995. The bee genus *Rhectomia* (Hymenoptera: Halictidae): Discovery of the male and two new species. *J. New York Entomol. Soc.* 103: 302-310.

ENGEL, M.S. 2000. Classification of the bee tribe Augochlorini (Hymenoptera: Halictidae). *Bull. Amer. Mus. Nat. Hist.* 1-90.

FAIN, A., M.S. ENGEL, C.H.W. FLECTHTMANN & B.M. O'CONNOR. 1999. A new genus and species of Acaridae (Acari) phoretic on *Thectochlora alaris* (Hymenoptera: Halictidae: Augochlorini) from South America. *Int. J. Acarol.* 25: 163-172.

FRIESE, H. 1925. Über die Urbienengattung *Temnosoma* Sm. *Zool. Jahrb. Abt. Syst. Geogr. Biol. Tiere* 49: 534-536.

GIMENES, M., C.K. KAJIWARA, F.A. DO CARMO & L.R. BEGO. 1991. Seasonal cycle and nest architecture of *Augochloropsis notophos* Vachal (Hymenoptera, Halictidae, Halictinae). *Rev. Bras. Entomol.* 35: 767-772.

GONÇALVES, R.B. 2010. Phylogeny and revision of the Neotropical bee genus *Rhectomia s.l.* Moure (Hymenoptera, Apidae, Augochlorini). *Syst. Entomol.* 35: 90-117.

GONÇALVES, R.B. & G.A.R. MELO. 2006. Revision of the genus *Thectochlora* Moure (Hymenoptera, Apidae, Halictinae). *Zootaxa* 1331: 1-30.

GONÇALVES, R.B. & G.A.R. MELO. 2009. Phylogeny of the bee subtribe Caenohalictina Michener (Hymenoptera, Apidae *s.l.*, Halictinae *s.l.*). *Zool. Scripta* 39: 187-197.

GONÇALVES, R.B. & G.A.R. MELO. 2012. Phylogeny and revision of the bee genus *Rhinocorynura* Schrottky (Hymenoptera, Apidae, Augochlorini), with comments on its female cephalic polymorphism. *Rev. Bras. entomol.* 56(1): 29-46.

GONZÁLEZ-VAQUERO, R.A. 2008. Biología de nidificación del halíctido *Corynura* (*Callistochlora*) *prothysteres* (Hymenoptera: Halictidae: Augochlorini). *En:* Resúmenes VII Congreso Argentino de Entomología, Huerta Grande, Córdoba, pp. 276.

GONZÁLEZ-VAQUERO, R.A. 2010. Revisión sistemática del género *Halictillus* (Hymenoptera: Halictidae: Augochlorini) en la Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 69(1-2): 65-89.

GONZÁLEZ-VAQUERO, R.A. 2011. Revisión preliminar del género *Corynura* Spinola (Hymenoptera: Halictidae: Augochlorini). *En: Resúmenes* XXXIII Congreso Nacional y I Congreso Sudamericano de Entomología, La Serena, Coquimbo, Chile, pp. 73.

GONZÁLEZ-VAQUERO, R.A. 2012. Biología de nidificación de dos especies del género *Corynura* Spinola (Hymenoptera: Halictidae: Augochlorini). *En: Resúmenes* VIII Congreso Argentino de Entomología, San Carlos de Bariloche, Río Negro, pp. 210.

GONZÁLEZ-VAQUERO, R.A. & A. ROIG-ALSINA. 2009. The bee genus *Ruizantheda* (Hymenoptera: Halictidae), its scope and description of a new species. *Zootaxa* 2282: 62-68.

GONZALEZ-VAQUERO, R.A. & A. ROIG-ALSINA. 2013. Revision of the species of the bee genus *Caenohalictus* (Hymenoptera: Halictidae) occurring in Argentinean Patagonia. *Zootaxa* 3670: 493-515.

JANJIC, J. & L. PACKER. 2003. Phylogeny of the bee genus *Agapostemon* (Hymenoptera: Halictidae). *Syst. Entomol.* 28: 101–123.

JÖRGENSEN, P. 1912. Beitrag zur Biologie einiger südamerikanischer Bienen. *Z. Wiss. Insektenbiol.* 8: 268-271.

MAETA, Y., K. GOUKON, N. SUGIURA & R. MIYANAGA. 1996. Host records of cleptoparasitic bees in Japan. *Jap. J. Entomol.* 64: 830-842.

MARTINS, R.P. 1993. The nesting behavior of a quasisocial or semisocial bee *Pseudagapostemon* (*Neagapostemon*) *brasiliensis* Cure. *Cienc. Cult.* 45: 133-134.

MICHENER, C.D. 1969. Comparative social behavior of bees. *Annu. Rev. Entomol.* 14: 299-342.

MICHENER, C.D. 1974. *The Social Behavior of the Bees: A comparative study*. Harvard University Press, Cambridge.

MICHENER, C.D. 1978. The parasitic groups of Halictidae (Hymenoptera, Apoidea). *Univ. Kansas Sci. Bull.* 51: 291-339.

MICHENER, C.D. 1979. Biogeography of the bees. *Ann. Missouri Bot. Gard.* 66: 277-347.

MICHENER, C.D. 1990. Reproduction and castes in social halictine bees. *En:* Engels, W. (eds.), *Social Insects. An Evolutionary approach to Castes and Reproduction*, Springer-Verlag, Berlín, pp. 77-121.

MICHENER, C.D. 1995. Some genus-group names of bees. *J. Kansas Entomol. Soc.* 67: 373-377.

MICHENER, C.D. 2000. *The bees of the world*. 1st Ed. Johns Hopkins University Press, Baltimore y Londres.

MICHENER, C.D. 2007. *The bees of the world*. 2nd Ed. Johns Hopkins University Press, Baltimore y Londres.

MICHENER, C.D. & W.B. KERFOOT. 1967. Nests and social behavior of three species of *Pseudaugochloropsis*. *J. Kansas Entomol. Soc.* 40: 214-232.

MICHENER, C.D. & O.L. LANGE. 1958a. Observations on the behavior of Brazilian halictid bees, II: *Paroxystoglossa jocasta*. *J. Kansas Entomol. Soc.* 31: 129-138.

MICHENER, C.D. & R.B. LANGE. 1958b. Observations on the behavior of Brazilian halictid bees, III. *Univ. Kansas Sci. Bull.* 39: 473-505.

MICHENER, C.D. & R.B. LANGE. 1958c. Observations on the behavior of Brazilian halictid bees (Hymenoptera, Apoidea). I *Pseudagapostemon*. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 51: 155-164.

MICHENER, C.D. & R.B. LANGE. 1959. Observations on the behavior of Brazilian halictid bees (Hymenoptera: Apoidea), IV. *Augochloropsis*, with notes on extralimital forms. *Am. Mus. Novitates* 1924: 1-41.

MICHENER, C.D. & C.A.C. SEABRA. 1959. Observations on the behavior of Brazilian halictid bees, VI, tropical species. *J. Kansas Entomol. Soc.* 32: 19-28.

MOURE, J.S. 1960. A review of the genus *Paroxystoglossa* (Hymenoptera: Halictidae). *Univ. Kansas Sci. Bull.* 40: 121-133.

MOURE, J.S. 1964. Two new genera of Halictinae bees from the Araucanian subregion of South America (Hymenoptera: Apoidea). *J. Kansas Entomol. Soc.* 37: 265-275.

MOURE, J.S. 2007a. Augochlorini Beebe, 1925. *In*: Moure, J.S., D. Urban & G.A.R. Melo (Orgs.), *Catalogue of bees (Hymenoptera, Apoidea) in the Neotropical Region*. Sociedade Brasilera de Entomología. Curitiba.

MOURE, J.S. 2007b. Halictini Thomson, 1869. *In*: Moure, J.S., D. Urban & G.A.R. Melo (Orgs.), *Catalogue of bees (Hymenoptera, Apoidea) in the Neotropical Region*. Sociedade Brasilera de Entomología. Curitiba.

MOURE, J.S. 2007c. Nomiini Robertson, 1904. *In*: Moure, J.S., D. Urban & G.A.R. Melo (Orgs.), *Catalogue of bees (Hymenoptera, Apoidea) in the Neotropical Region*. Sociedade Brasilera de Entomología. Curitiba.

MOURE, J.S. 2007d. Rophitini Schenck, 1866. *In*: Moure, J.S., D. Urban & G.A.R. Melo (Orgs.), *Catalogue of bees (Hymenoptera, Apoidea) in the Neotropical Region*. Sociedade Brasilera de Entomología. Curitiba.

MOURE, J.S. & J. HURD, P.D. 1987. *An annotated catalog of the Halictid bees of the Western Hemisphere (Hymenoptera, Apoidea)*. Smithsonian Institution Press, Washington, D.C.

MUELLER, U.G. 1996. Life history and social evolution of the primitively eusocial bee *Augochlorella striata* (Hymenoptera: Halictidae). *J. Kansas Entomol. Soc.* 69 (suppl.): 116-138.

ORDWAY, E. 1965. Caste diferenciation in *Augochlorella* (Hymenoptera, Halictidae). *Ins. Soc.* 12: 291-308.

ORDWAY, E. 1966a. The bionomics of *Augochlorella striata* an *A. persimilis* in eastern Kansas. *J. Kansas Entomol. Soc.* 39: 270-313.

ORDWAY, E. 1966b. Systematics of the genus *Augochlorella* (Hymenoptera, Halictidae) north of Mexico. *Univ. Kansas Sci. Bull.* 46: 509-624.

PACKER, L.; V. JESSOME; C. LOCKERBIE & B. SAMPSON. 1989a. The phenology and social biology of four sweat bees in a marginal environment, Cape Breton Island Nova Scotia, Canada. *Can. J. Zool.* 67: 2871- 2877.

PACKER, L.; B. SAMPSON, C. LOCKERBIE & V. JESSOME. 1989b. Nest architecture and brood mortality in four species of sweat bees (Hymenoptera: Halictidae) from Cape Breton Island Nova Scotia Canada. *Can. J. Zool.* 67: 2864- 2877.

PACKER, L. & R.E. OWEN. 1990. Allozyme variation, linkage desequilibrium and diploid male production in a primitively social bee *Augochlorella striata* (Hymenoptera: halictidae). *Heredity* 65: 241-248.

PAULY, A., R.W. BROOKS, L.A. NILSSON, Y.A. PESENKO, C.D. EARDLEY, M. TERZO, T. GRISWOLD, M. SCHWARZ, S. PATINY, J. MUNZINGER & Y. BARBIER. 2001. Hymenoptera Apoidea de Madagascar et iles voisines. *Ann. Sci. Zool., Mus. Roy. Afrique Centr.* 286: 1-390.

PESENKO, Y.A. 1999. Phylogeny and classification of the family Halictidae revised (Hymenoptera: Apoidea). *J. Kansas Entomol. Soc.* 72: 104-123.

PESENKO, Y.A. 2004. The phylogeny and classification of the tribe Halictini, with special reference to the *Halictus* genus-group. *Zoosyst. Ross.* 13: 83-113.

ROBERTS, R.B. 1969. Biology of bees of the genus *Agapostemon* (Hymenoptera: Halictidae). *Univ. Kansas Sci. Bull.* 48: 698-719.

ROBERTS, R.B. 1972. Revision of the bee genus *Agapostemon*. *Univ. Kansas Sci. Bull.* 49: 437-590.

ROBERTS, R.B. & R.W. BROOKS. 1987. Agapostemonine bees of Mesoamerica (Hymenoptera: Halictidae). *Univ. Kansas Sci. Bull.* 53: 357–392.

ROIG ALSINA, A. 2008. Apiformes (abejas). *In*: Claps,L., Debandi, G. & S. Roig-Juñent (dirs.), *Biodiversidad de artrópodos argentinos II*. Sociedad Entomológica Argentina ediciones, Tucumán, pp. 373-390.

ROJAS, A.F. 2001. Nueva especie de *Ruizantheda* Moure (Apoidea: Halictidae: Halictini) de Chile. *Rev. Chil. Entomol.* 28: 33-38.

ROJAS, A.F. & H. TORO. 2000. Revisión de las especies de Caenohalictus (Halictidae-Apoidea) presentes en Chile. *Bol. Mus. Nac. Hist. Nat.* 49: 163-214.

ROZEN, J.G. 1997. South American rophitine bees. *Am. Mus. Novit.* 3206: 1-27.

ROZEN, J.G. 1993. Nesting biologies and immature stages of the rophitine bees (Halictidae) with notes on the cleptoparasite *Biastes* (Anthophoridae). *Am. Mus. Novit.* 3066: 1-28

SAKAGAMI, S.F. & C.D. MICHENER. 1962. *The nest architecture of the sweet bees (Halictinae), a comparative study*. University of Kansas Press, Lawrence.

SAKAGAMI, S.F. & J.S. MOURE. 1965. Cephalic polymorphism in some neotropical halictine bees (Hymenoptera, Apoidea) *An. Acad. Bras. Cienc.* 37(2): 302-313.

SAKAGAMI, S.F. & J.S. MOURE. 1967. Additional observations on the nesting habits of some Brazilian halictine bees. *Mushi* 40: 119-138.

SMITH-PARDO, A.H. 2005. The bees of the genus *Neocorynura* of México. *Folia Entomol. Mex.* 44: 165-193.

SMITH-PARDO, A.H. 2010. Taxonomic review of the species of *Neocorynura* (Hymenoptera: Halicitdae: Augochlorini) inhabiting Argentina and Paraguay. *Zootaxa* 2507: 44-68.

STOCKHAMMER, K.A. 1966. Nesting habit and life cycle of a sweet bee, *Augochlora pura*. *J. Kansas Entomol. Soc.* 39: 157-192.

TIERNEY, S.M., T. GONZALES-OJEDA & W.T. WCISLO. 2008a. Nesting biology and social behavior of *Xenochlora* bees (Hymenoptera: Halictidae: Augochlorini) from Perú. *J. Kansas Entomol. Soc.* 81(1): 61-72.

TIERNEY, S.M., T. GONZALES-OJEDA & W.T. WCISLO. 2008b. Biology of a nocturnal bee, *Megalopta aptra* (Hymenoptera: Halictidae: Augochlorini), from the Panamanian highlands. *J. Nat. Hist.* 42(27-28): 1841-1847.

WCISLO, W.T. & B.N. DANFORTH. 1997. Secondarily solitary: the evolutionary loss of social behavior. *Trends Ecol. Evol.* 12: 468-474.

WCISLO, W.T. & M.E. ENGEL. 1997. Social behavior and nest architecture of nomiine bees. *J. Kansas Entomol. Soc.* 69 (1996, suppl.): 158-167.

WCISLO, W.T. & H. GONZALEZ. 2006. Social and ecological contexts of trophallaxis in facultatively social sweet bees, *Megalopta genalis* and *M. ecuadoria*. *Ins. Soc.* 53: 220-225

WCISLO, W.T., V.H. GONZÁLEZ & M.S. ENGEL. 2003. Nesting and social behavior of a wood-dwelling Neotropical bee, *Augochlora isthmii* (Schwarz), and notes on a new species, *A. alexanderi* Engel (Hymenoptera: Halictidae). *J. Kansas Entomol. Soc.* 76(4): 588-602.

ZILLIKENS, A., J. STEINER & Z. MIHALKÓ. 2001. Nest of *Augochlora (A.) esox* in bromeliads, a previously unknown site for sweat bees (Hymenoptera: Halictidae). *Stud. Neotrop. Fauna Envir.* 36(2): 137-142.

Apéndice 1. Lista de especies de Halictidae de la Argentina.

Halictinae
Augochlorini

Ariphanartra palpalis Moure, 1951. Mnes.

Augochlora (Augochlora) amphitrite Schrottky, 1909. Bs.As., Cba., Cs., E.R., Fo., Ju., Mnes., S.Fe., S.L., Brasil, Paraguay, Uruguay.

Augochlora (Augochlora) caerulior Cockerell 1900. Cm., Mnes., Ju., Sal., Tuc., Bolivia, Brasil, Paraguay.

Augochlora (Augochlora) cydippe (Schrottky, 1910). Mnes., Brasil, Paraguay.

Augochlora (Augochlora) foxiana Cockerell, 1900. Fo., Mnes., Sal., Bolivia, Brasil, Colombia, México, Panamá, Uruguay.

Augochlora (Augochlora) francisca Schrottky 1902. Mnes., Brasil, Paraguay.
Augochlora (Augochlora) jugalis (Vachal, 1911). Ju., Sal., Tuc., Perú.
Augochlora (Augochlora) mulleri Cockerell, 1900. Mnes., Fo., Tuc., Bolivia, Brasil, Paraguay.
Augochlora (Augochlora) nausicaa (Schrottky, 1909). Bs.As., Cm., Mnes., Tuc., Brasil.
Augochlora (Augochlora) phoemonoe (Schrottky, 1909). Bs.As., Cba., Cm., Cs., E.R., Fo., L.P., L.R., Mnes., Sal., S.Fe, Tuc., Bolivia, Brasil, Paraguay, Uruguay.
Augochlora (Augochlora) pyrgo (Schrottky, 1910). Mnes., Brasil, Perú, Paraguay.
Augochlora (Augochlora) thusnelda (Schrottky, 1909). Mnes., Bolivia, Brasil, Paraguay.
Augochlora (Oxystoglossella) iphigenia (Holmberg 1886). Bs.As., E.R., Mnes., Cba., Cha., S.L., S.Fe, Brasil, Uruguay.
Augochlora (Oxystoglossella) morrae Strand 1910. Mnes., Sal., Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, México, Paraguay, Perú.
Augochlora (Oxystoglossella) thalia Smith 1879. Cha., Mnes., Bolivia, Brasil, Costa Rica.
Augochlora (Oxystoglossella) posadensis (Schrottky, 1914). Mnes.
Augochlorella acarinata Coelho, 2004. Cha., Fo., Mnes., S.Fe., Tuc., Brasil, Paraguay.
Augochlorella ephyra (Schrottky, 1910). Bs. As., Cba., Cha., Cs., Mnes., Sal., S.Fe., Tuc., Bolivia, Brasil, Paraguay, Uruguay.
Augochlorella meridionalis Coelho, 2004. Cba., Cm., L.R., S.E., Tuc., Bolivia.
Augochlorella urania (Smith, 1853). Mnes., Brasil, Paraguay, Uruguay.
Augochloropsis acidalia (Smith, 1879). Argentina, Brasil, Uruguay.
Augochloropsis acis (Smith, 1879). Argentina, Uruguay.
Augochloropsis aglaia (Holmberg, 1903). Mnes.
Augochloropsis anesidora (Doering, 1875). Cba., Mnes., Bolivia, Brasil, Paraguay.
Augochloropsis argentina (Friese, 1908). Mza., Brasil.
Augochloropsis berenice (Smith, 1879). Argentina, Brasil, Uruguay.
Augochloropsis brethesi (Vachal, 1903). Bs.As.
Augochloropsis bertonii (Schrottky, 1909). Mnes., Brasil, Paraguay.
Augochloropsis catamarcensis (Schrottky, 1909). Cm.
Augochloropsis cupreola (Cockerell, 1900). Cm., Mnes., Tuc., Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Guyana Francesa, Paraguay, Perú.
Augochloropsis cyaneitarsis Strand, 1910. Mnes., Ju., S.Fe., Bolivia, Paraguay.
Augochloropsis cytherea (Smith, 1853). Argentina, Brasil.
Augochloropsis electra (Smith, 1853). Cs., Ju., Mnes., Sal., S.Fe., Brasil, Paraguay, Uruguay.
Augochloropsis epipyrgitis (Holmberg, 1903). Bs.As., Paraguay, Uruguay.
Augochloropsis euterpe (Holmberg, 1886). Bs.As., S.Fe., Brasil.
Augochloropsis evibrissata Moure, 1943. Mza.
Augochloropsis imperialis (Vachal, 1903). Bs.As., Brasil.
Augochloropsis iris (Schrottky, 1902). Bs.As., Brasil.
Augochloropsis multiplex (Vachal, 1903). Bs.As., S.Fe., Tuc., Brasil, Paraguay.
Augochloropsis pomona (Holmberg, 1903). Bs.As.
Augochloropsis semiramis (Jörgensen, 1912). Mza.
Augochloropsis sparsilis (Vachal, 1903). Argentina, Brasil, Paraguay.
Augochloropsis sthena Schrottky, 1906. Bs.As., Paraguay.
Augochloropsis terrestris (Vachal, 1903). Bs.As., Brasil.
Augochloropsis tupacamaru (Holmberg, 1884). Bs.As., Cs., E.R., Ju., L.P., Mnes., S.Fe., Tuc., Bolivia, Brasil, Paraguay, Uruguay.
Ceratalictus allostictus Moure, 1950. Sal., Bolivia, Brasil, Paraguay.
Ceratalictus argentinus Coelho & Gonçalvez, 2010. Cm., L.R., Sal., Tuc.,
Ceratalictus ischnotes (Vachal, 1911). Mnes., Bolivia, Perú.
Ceratalictus psorapsis (Vachal, 1911). Mnes., Brasil, Paraguay, Uruguay.
Corynura (Callistochlora) aureoviridis (Friese, 1910). Chu., Nq., R.N.
Corynura (Callistochlora) chloris (Spinola, 1851). Nq., Chile.
Corynura (Corynura) analis (Herbst, 1924). Chu., Nq., R.N., Chile.
Corynura (Corynura) apicata (Sichel, 1867). Nq., Chile.
*Corynura (Corynura) bruchiana (*Schrottky, 1908). Nq., R.N.
Corynura (Corynura) chilensis (Spinola, 1851). Chu., Nq., R.N., Chile.
Corynura (Corynura) corinogaster (Spinola, 1851). Chu., Nq., R.N., Chile.
*Corynura (Corynura) patagonica (*Cockerell, 1919). Chu., Nq., R.N., Chile.
Corynura (Corynura) rubella (Haliday, 1836). Chu., Nq., R.N., Chile.
Corynurella harrisoni Engel, 1995. Mnes., Brasil, Paraguay.
Halictillus amplilobus González-Vaquero, 2010. Bs.As., Cba., R.N.
Halictillus badiclypeus González-Vaquero, 2010. L.R., Cm., Mza.
Halictillus peninsularis González-Vaquero, 2010. Chu.
Halictillus reticulatus González-Vaquero, 2010. Chu., Nq., R.N., Chile.
Megommation (Megommation) insigne (Smith, 1853). Mnes., Brasil, Paraguay.
Neocorynura aenigma (Gribodo, 1894). Mnes., L.R., Brasil, Paraguay.
Neocorynura codion (Vachal, 1904). Mnes., Bolivia, Brasil, Ecuador, Paraguay, Perú.
Neocorynura gaucha Smith Pardo, 2010. Ju., Sal., Tuc.
Neocorynura pseudobaccha (Cockerell, 1901). Ju., Mnes., Sal., Brasil, Bolivia, Paraguay, Perú.
Neocorynura sophia Smith Pardo, 2010. Sal., Tuc.
Neocorynura tangophila Smith Pardo, 2010. Sal.
Paroxystoglossa barbata Moure, 1960. Bs.As.
Paroxystoglossa brachycera Moure, 1960. Bs.As.
Paroxystoglossa transversa Moure, 1943. Cba., Mnes., Brasil, Paraguay.
Pseudaugochlora graminea (Fabricius, 1804). Bs.As., Cha., Cm., Cs., E.R., Fo., Mnes., Sal., S.Fe, Tuc., Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Ecuador, Guyana, Guyana Francesa, México, Panamá, Paraguay, Perú, Venezuela, Estados Unidos.
Pseudaugochlora indistincta Ameida, 2008. Mnes., Brasil.
Rhinocorynura brunnea Gonçalves & Melo, 2012. Cs., Bolivia, Brasil.
Rhinocorynura vernoniae (Schrottky, 1914). Mnes., Brasil, Paraguay.
Temnosoma metallicum Smith, 1853. Cm., Mza., Brasil, Jamaica, Paraguay.
Temnosoma smaragdinum Smith, 1879. Bs.As., Mza., Bolivia, Brasil, Costa Rica, México, Estados Unidos.
Temnosoma sphaerocephalum (Schrottky, 1909). Bs.As., S.Fe, S.E., Brasil, Paraguay.
Thectochlora alaris (Vachal, 1904). Sal., Tuc., Bolivia, Brasil, Paraguay.
Thectochlora basiatra (Strand, 1910). Cba., E.R., Brasil, Paraguay.

Caenohalictini

Agapostemon (Notagapostemon) semimelleus Cockerell, 1900. Cm., Cha., L.R., Mnes., Sal., Tuc., Bolivia, Brasil, Colombia, Paraguay, Perú.
Caenohalictus alticola (Vachal, 1904). Tuc.
Caenohalictus autumnalis (Jörgensen, 1912). L.R., Bs.As., Cm., L.P., Mza., R.N.

Caenohalictus baeri (Vachal, 1904). Tuc.
Caenohalictus cyanopygus Rojas & Toro, 2000. Chu., Nq., R.N., Chile.
Caenohalictus flammeus González-Vaquero & Roig-Alsina, 2013. Chu., Nq., R.N., Chile.
Caenohalictus galletue Rojas & Toro, 2000. Nq., Chile.
Caenohalictus gaullei (Vachal, 1903). Tuc.
Caenohalictus iodurus (Vachal, 1903). Chu., Mza., R.N., S.C., Chile.
Caenohalictus opaciceps (Friese, 1916). Chu., Nq., R.N., Chile.
Caenohalictus opacifrons (Friese, 1916). Mza.
Caenohalictus thamyris (Jörgensen, 1912). Mnes. Ju., Sal., Cm., L.R., S.J., S.E., S.Fe, S.L., Bs.As., Cba., L.P., R.N., Chu. Mza.
Caenohalictus turquesa Rojas & Toro, 2000. Chu., Mza., R.N., S.C., Chile.
Pseudagapostemon (Neagapostemon) jenseni (Friese, 1908). Cba., Mza., S.L., Tuc.
Pseudagapostemon (Neagapostemon) jujuyensis Cure, 1989. Ju.
Pseudagapostemon (Neagapostemon) mendocinus (Jörgensen, 1909). Cba., Mza.
Pseudagapostemon (Neagapostemon) puelchanus (Holmberg, 1886). Bs.As., S.E., Tuc., Brasil, Paraguay, Uruguay.
Pseudagapostemon (Neagapostemon) santiaguensis Cure, 1989. S.E.
Pseudagapostemon (Neagapostemon) singularis Jörgensen, 1912. Bs.As., L.R., Mza., R.N. S.L.
Pseudagapostemon (Pseudagapostemon) amabilis Moure, 1989. L.R., Sal., S.E.
Pseudagapostemon (Pseudagapostemon) arenarius (Schrottky, 1902). Cm., Mnes., Tuc., Bolivia, Brasil, Paraguay.
Pseudagapostemon (Pseudagapostemon) catamarcensis Cure, 1989. Cm.
Pseudagapostemon (Pseudagapostemon) citricornis (Vachal, 1904). Cm., Nq., Chile.
Pseudagapostemon (Pseudagapostemon) huinca (Holmberg, 1886). Bs.As., Cba., Ju., Mza., Sal., S.E., Tuc.
Pseudagapostemon (Pseudagapostemon) hurdi Cure, 1989. Bs.As., Brasil.
Pseudagapostemon (Pseudagapostemon) joergenseni (Friese, 1908). Cm., Mza., Nq.
Pseudagapostemon (Pseudagapostemon) olivaceosplendens (Strand, 1910). Fo., S.Fe, Brasil, Paraguay
Pseudagapostemon (Pseudagapostemon) pampeanus (Holmberg, 1886). Bs.As., L.R., Nq., R.N., Sal., S.Fe, Brasil, Uruguay.
Pseudagapostemon (Pseudagapostemon) pissisi (Vachal, 1903). Bs.As., E.R., Brasil.
Ruizantheda proxima (Spinola, 1851). Nq., Chile, Perú.
Ruizantheda centralis González-Vaquero & Roig-Alsina, 2009. S.E., S.Fe, Cha.
Ruizantheda divaricata (Vachal, 1903). Bs.As., Brasil.
Ruizanthedella mutabilis (Spinola, 1851). Chu., Nq., R.N., Chile.

Halictini

Dialictus autranellus (Vachal, 1904). Bs.As., Paraguay.
Dialictus bruneriellus (Cockerell, 1918). S.Fe.
Dialictus danicorum (Cockerell, 1909). Mza.
Dialictus hiemalis (Cockerell, 1926). Ju.
Dialictus hualitchu (Holmberg, 1886). Bs.As.
Dialictus paramorio (Friese, 1908). Mza., Nq., Chile.
Dialictus tinguirica (Holmberg, 1886). Bs.As., Chu.
Dialictus ultimus (Cockerell, 1929). Mza.

Sphecodini

Sphecodes andinus Schrottky, 1906. Cm.
Sphecodes argentinus Schrottky, 1906. Cm.
Sphecodes bonaerensis Holmberg, 1886. Bs.As.
Sphecodes bruchi Schrottky, 1906. Cm.
Sphecodes convergens Michener, 1978. Bs.As., Nq.
Sphecodes cordillerensis Jörgensen, 1912. Bs.As., Nq.
Sphecodes coriae Moure & Hurd, 1987. Mza.
Sphecodes joergenseni Meyer, 1920. Mza., Brasil.
Sphecodes laetus Meyer, 1922. Tuc.
Sphecodes lunaris Vachal, 1904. Tuc.
Sphecodes melanopus Schrottky, 1906. Nq., R.N.
Sphecodes mendocinus Jörgensen, 1912. Mza.
Sphecodes mutillaeformis Schrottky, 1906. Cm., Mza.
Sphecodes patagonicus Schrottky, 1906. Nq., R.N.

COLLETIDAE

Luis COMPAGNUCCI

Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia", Av. Angel Gallardo 470, C1405DJR Buenos Aires, Argentina.
lcompagnucci@macn.gov.ar

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Se presenta una caracterización general de las abejas Colletidae a nivel genérico y subgenérico, mostrando aspectos sistemáticos, biológicos, de diversidad de especies y distribucionales. Se entrega una clave ilustrada de identificación a nivel de género y subgénero de las Colletidae presentes en la Argentina. Se destacan los principales trabajos de revisión a nivel de género así como filogenéticos y biológicos. Se entrega un listado de abejas Colletinae citadas para la Argentina hasta el momento y se incorporan nuevas citas.

Abstract

I present a general characterization of the bees of the family Colletidae at generic and subgeneric level showing systematic aspects, biological, species diversity and distributional. An illustrated key to the identification of genera and subgenera of Colletidae present in Argentina is provided. We highlight the main work of revision at the genus level, phylogenetic and biological. A list of Colletinae bees cited from Argentina, incorporating new records, is provided.

Introducción

Las Colletidae (Fig. 1) son un grupo de abejas morfológicamente muy diverso que se caracteriza principalmente por tener una lengua corta, normalmente más ancha que larga, bilobada o bífida, a veces desarrollada en dos procesos largos y puntiagudos (Michener, 2007). La variabilidad del biotipo de sus especies es muy marcada. Las Diphaglossinae son medianas a grandes, robustas y de pilosidad muy densa. Las Colletinae son abejas generalmente medianas y algo menos pilosas. Las Xeromelissinae e Hylaeinae, en cambio, son abejas más bien pequeñas y delgadas y con escasa pilosidad. El órgano recolector de polen (la escopa) puede estar ausente como en Hylaeinae, ser escasa e incluir los esternos metasomales como en Xeromelissinae, o ser muy densa y bien desarrollada, abarcando el trocánter, el fémur y la tibia, como en Colletinae y Dipahaglossinae. Todas las especies tienen hábitos solitarios. Todas las Diphaglossinae y la mayoría de las especies de Colletinae construyen sus nidos en el suelo en cambio las Hylaeinae y Xeromelissinae utilizan como sustrato para sus nidos tallos, madera blanda o cavidades preexistentes (Almeida, 2008; Almeida & Danforth, 2009). El nido suele ser una única galería más o menos vertical de donde nacen ramas laterales, al término de las cuales se aloja una única celda o varias sucesivas (Michener, 2007). Una característica peculiar presente en la mayoría de los grupos de la familia es una sustancia de aspecto similar al celofán que estas abejas secretan y utilizan para tapizar las celdas de sus nidos (Michener, 2007). Este revestimiento de la celda de cría está intimamente ligado a la morfología particular de la lengua ya que la hembra utiliza su lengua para aplicar el revestimiento a la celda de cría (Michener, 2007).

Una obra de consulta imprescindible para un estudio de sistemática de abejas fue publicada por Charles D.

Michener en 2000 y actualizada en 2007. Esta obra es una recopilación completa de los trabajos realizados hasta ese momento sobre sistemática, filogenia, comportamiento y biología general de abejas. Otra obra importante es el catálogo de abejas de la región Neotropical publicado por Moure *et al*. (1999), en ella se encuentra una completa lista de las especies de abejas descriptas para la región y una lista bibliográfica detallada donde cada una de ellas fue tratada. Una descripción e ilustración completa de los estados larvales de los distintos grupos de Colletidae puede verse en McGinley (1981). Un análisis filogenético teniendo en cuenta la evolución del comportamiento de nidificación y una mención de los trabajos publicados sobre el tema puede verse en Almeida (2008).

Distribución geográfica

Las Colletidae es un grupo muy abundante y presenta mayor diversidad en las zonas templadas de Australia y América del Sur. En la región Holártica sólo están presentes dos grandes géneros prácticamente cosmopolitas, *Colletes* e *Hylaeus*. Cuenta con aproximadamente 168 especies descriptas para la Argentina, en tanto que en toda la región Neotropical el número de especies llega a 545 aproximadamente. Existen 74 géneros y subgéneros descriptos para la región Neotropical de los cuales más o menos la mitad están presentes en la Argentina.

Filogenia

A las Colletidae se las ha considerado históricamente como el grupo basal de las abejas, teniendo en cuenta básicamente la estructura de la lengua, que es semejante a la de las avispas esfecoideas. Sin embargo, los análisis filogenéticos sobre las abejas de lengua corta realizados por Alexander & Michener (1995), sintetizados en Michener (2007), muestran alternativamente a distintos grupos de abejas formando parte del linaje basal. Estudios filogenéticos recientes, basados en secuencias moleculares, muestran a las Colletidae como grupo terminal dentro del clado de las abejas (Danforth *et al.*, 2006).

Los estudios de Alexander & Michener (1995) tampoco son consistentes con respecto a la monofilia de la familia Colletidae, debido principalmente a la posición ambigua

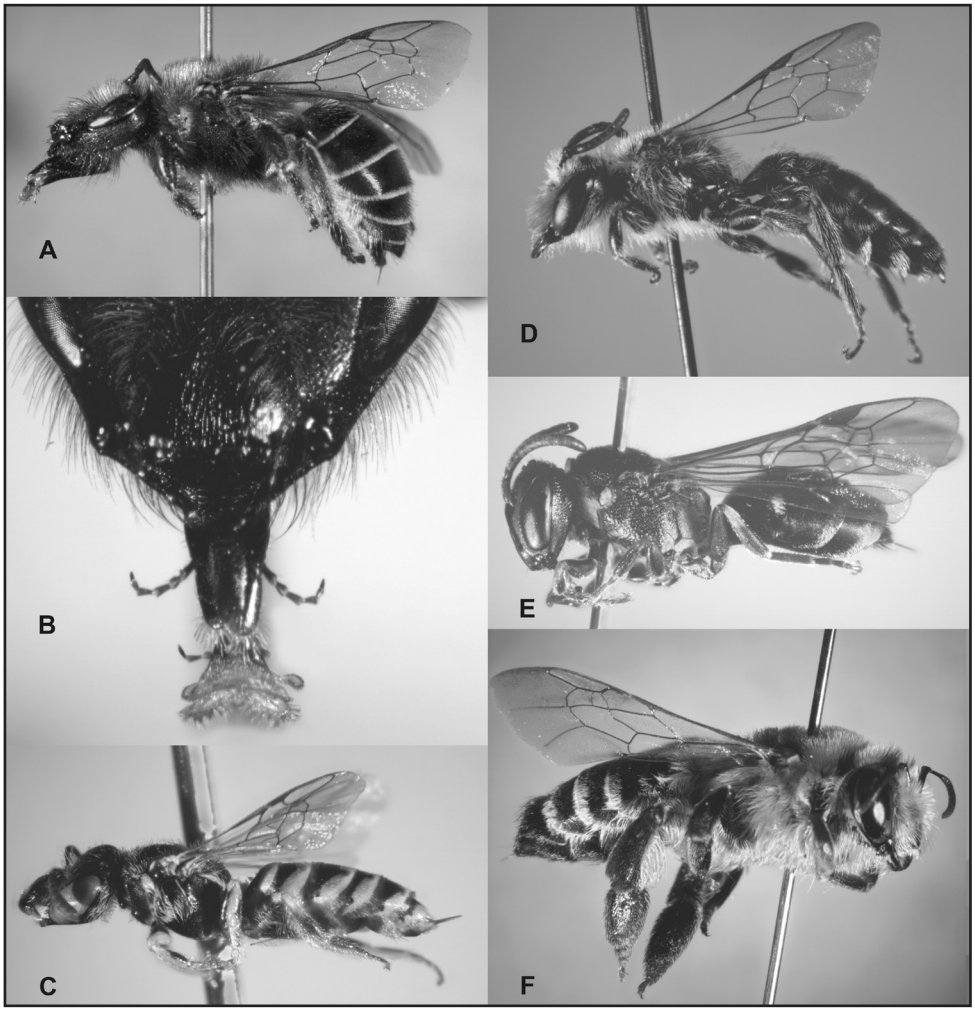


Fig. 1. A, *Colletes cyanescens* (12 mm). B, *C. cyanescens*, detalle de la lengua. C, *Chilimelissa australis* (5,5 mm). D, *Leioproctus (Perditomorpha) leucostomus* (8 mm). E, *Hylaeus punctatus* (5,5 mm). F, *Caupolicana ruficollis* (17 mm).

de Euryglossinae, grupo endémico de Australia, que aparece como un grupo independiente al menos en uno de los análisis. Sin embargo, una serie de características particulares de la glosa, detalladas por Michener (2007) y estudios moleculares recientes (Brady & Danforth, 2004; Danforth *et al.*, 2006; Almeida, 2008, Almeida & Danforth, 2009), sustentan la hipótesis de monofilia de la familia. Las relaciones filogenéticas de los grupos dentro de la familia tampoco están totalmente claras. Los análisis de Alexander & Michener (1995) muestran a Hylaeinae y Xeromelissinae como grupos hermanos fuertemente relacionados, a veces asociados con Euryglossinae y a veces con el género *Scrapter* de Colletinae (endémico de Sudáfrica). Actualmente, como indica Michener (2007), las evidencias apoyarían la hipótesis de Euryglossinae próximo a Xeromelissinae e Hylaeinae y como grupo basal del resto de las Colletidae. Los análisis de Danforth *et al.* (2006) y Almeida & Danforth (2009), por el contrario, muestran a las Diphaglossinae como grupo basal y a las Xeromelissinae, Hylaeinae y el género *Scrapter* como grupos terminales dentro de la familia.

Clasificación

Las Colletidae están divididas en cinco subfamilias (Colletinae, Diphaglossinae, Xeromelissinae, Hylaeinae y Euryglossinae). Excepto Euryglosinae, endémica de Australia, todas están presentes en la Argentina. Una de las subfamilias más conflictivas es Colletinae, debido principalmente a la posición ambigua del género *Scrapter* y la relación aun incierta entre las "Colletinas" (*Colletes* y formas relacionadas) y las "Paracolletinas" (el resto de los géneros). Michener (2000) no establece divisiones dentro de esta subfamilia; plantea que, si bien es un grupo diverso, las diferencias no son lo suficientemente consistentes como para justificar un trato distinto. Por su parte Moure *et al*. (1999) y Moure & Urban (2002a) siguen la clasificación utilizada por Michener (1944, 1989), dándole a estos dos grupos la condición de tribu, éste último estatus es nuevamente considerado por Michener (2007). Por otra parte Silveira *et al*. (2002), Almeida (2008) y Almeida & Danforth (2009) consideran que hay evidencias suficientes para tratarlos como subfamilias. En el presente trabajo se sigue el criterio de clasificación de Michener (2007).

Claves

Modificadas de Michener (2007), excepto la de subfamilias que fue modificada de Silveira *et al*. (2002) - abreviaturas: T y E, tergos y esternos metasomales respectivamente; f, flagelómeros antenales.

Clave para las subfamilias de Colletidae

1- Abejas pequeñas, raramente llegan a 8 mm de largo, y delgadas; pilosidad poco desarrollada, a veces inconspicua; alas anteriores con dos celdas submarginales, segunda mucho menor que primera; hembra con escopa ausente en tibia y ausente o muy reducida en fémur y esternos metasomales.....2

- Abejas pequeñas a grandes, raramente menores de 8 mm, moderadamente a muy robustas; pilosidad densa; alas con tres celdas submarginales o con dos de tamaño semejante; hembras con escopa bien desarrollada en fémur y tibia posteriores.....3

2- Porción basal de gálea (anterior al palpo) aproximadamente tan larga como porción apical; manchas blancas o amarillas presentes por lo menos en la cara; hembras con escopa enteramente ausente.....Hylaeinae

- Porción basal de galea mucho más larga que porción apical; manchas blancas o amarillas ausentes, excepto a veces, en cara y metasoma de machos; hembra con escopa reducida presente en fémur posterior, más desarrollada en E1-E3 (Fig. 2).....Xeromelissinae

3- Abejas grandes (más de 10 mm de largo) y robustas; pterostigma pequeño, a veces muy reducido, igual o más corto que prestigma y tan ancho como éste, medidos desde margen costal (Fig. 3); f1 siempre más largo que f2, normalmente varias veces más largo (Figs. 4 y 5); glosa siempre profundamente bífida.....Diphaglossinae

- Abejas pequeñas a grandes (en general menores de 15 mm); pterostigma bien desarrollado, más largo y más ancho que prestigma (Fig. 6); f1 generalmente de tamaño semejante a f2; glosa en general bilobada pero, a veces, profundamente bífida.....Colletinae

Clave para los géneros de Colletinae

1- Placas basitibial y pigidial ausentes; fimbria prepigidial y pigidial ausentes, en ambos sexos la pilosidad de T5-6 es similar a la de los tergos precedentes (Fig. 7); E7 del macho con lóbulos apicolaterales muy desarrollados, disco del esterno y apodemas reducidos, finos y delicados, de manera que lóbulos constituyen la mayor parte del E7.....Colletini.....2

- Placas basitibial y pigidial presentes, al menos en las hembras (placa pigidial ausente en la mayoría de los machos); fimbria prepigidial y pigidial presentes en las hembras (Fig. 8); E7 del macho con lóbulos apicolaterales de tamaño moderado (a veces fuertemente reducidos o ausentes), de manera que disco del esterno y apodemas constituyen la mayor parte del E7.....Paracolletini.....3

2- Superficie anterior del T1 plana o levemente cóncava, frecuentemente con concavidad media longitudinal; superficie dorsal del T1 tan larga como superficie expuesta del T2 y al menos tan larga como dos tercios de superficie anterior de T1, visto de perfil (Fig. 9); segunda vena recurrente usualmente sigmoidea con mitad posterior arqueada distalmente (Fig. 6); área basal del metaposnoto estriada y definida por fuerte carena.....*Colletes*

- Superficie anterior del T1 ampliamente cóncava; superficie dorsal del T1 mucho más chica que la superficie expuesta del T2 y menos de dos tercios del largo de superficie anterior del T1, visto de perfil (Fig. 10); segunda vena recurrente con mitad posterior recta o levemente arqueada, no sigmoidea (Fig. 11); área basal del propodeo más bien lisa, no delimitada

por fuerte carena (surco basal apenas marcado en el subgénero *Hemicotelles*).....*Mourecotelles*

3- Carena preoccipital fuerte, a menudo en forma de lamela; pronoto dorsolateralmente con una fuerte carena transversal o lamela extendiéndose sobre lóbulos pronotales; pelos de la tibia posterior de hembra más cortos que diámetro tibial.....*Eulonchopria*

- Carena (o lamela) preoccipital y pronotal ausentes; muchos de los pelos de tibia posterior tan o más largos que diámetro tibial.....4

4- Ala anterior con tres celdas submarginales, segunda normalmente tan larga como tercera -medidas en el margen posterior; proceso apical del S8 del macho sin región apical plana semejante a placa pigidial; espolón interno de tibia posterior de hembra fuertemente palmado-pectinado (Fig. 12); escopa tibial (excepto en *Lonchoprella*) extremadamente densa, ocultando superficie tibial; basitarso posterior de la hembra levemente cóncavo en superficie externa próxima al margen superior, esta superficie es distinta a la de la tibia en apariencia y fácilmente distinguible entre los pelos, normalmente más cortos que los de la superficie interna del basitarso posterior.....*Lonchopria*

- Ala anterior con dos o tres celdas submarginales, si son tres, segunda mucho más chica que tercera en margen posterior (excepto en *Leioproctus* subgénero *Cephalocolletes*); proceso apical del E8 del macho con región apical plana y glabra dorsalmente, semejante superficialmente a placa pigidial y usualmente expuesto en ápice del metasoma (Fig. 13); espolón interno de tibia posterior de hembra variable, finamente aserrado o fuertemente pectinado, pero nunca palmado; escopa tibial no ocultando superficie tibial; superficie externa del basitarso posterior de hembra plana o convexa, superficialmente similar a la de la tibia, con pelos más largos que los de la superficie interna del basitarso (ignorando los pelos del margen superior).....5

5- Estigma pequeño, vena r naciendo claramente más allá de la mitad de aquél; margen costal de la celda marginal (a) 2,5-3,0 veces tan largo como estigma (b) (Fig. 14); metaposnoto y propodeo casi totalmente inclinados, vistos de perfil; volsella del macho grande, extendida verticalmente, alcanzando dorso de la cápsula genital, bífida; mandíbula del macho tridentada.....*Brachyglossula*

- Estigma alargado, vena r naciendo en o levemente más allá de mitad de aquél; margen costal de celda marginal 1,5-2,0 veces tan largo como estigma (Fig. 15); base de metaposnoto usualmente subhorizontal con respecto al resto del metaposnoto y propodeo, que está casi totalmente inclinado, visto de perfil; volsella del macho más o menos horizontal, ventral, no alcanzando dorso de la cápsula genital; mandíbula del macho simple o bidentada.....*Leioproctus*

Clave para los subgéneros de *Leioproctus*

1- T1-T2 en hembra y T1-T5 en machos con borde apical de aspecto esmaltado, de color amarillento o blanquecino, por lo general con reflejos verde o azul, esta zona usualmente sin puntos ni pelos (Fig. 8).....*L.* (*Nomiocolletes)*

- Tergos metasomales sin borde apical con aspecto esmaltado, con pelos y puntos cerca del margen apical que es de color similar al resto del tergo, o apenas castaño traslúcido, o raramente (como en *L. (Perditomorpha) eulonchopriodes*) con bandas apicales amarillas, pero banda de T2 ausente (Fig. 13).....2

2- Tres celdas submarginales (Fig. 15).....3

- Dos celdas submarginales.....5

3- Margen posterior de la segunda celda submarginal (a) usualmente al menos tan largo como tres cuartos del margen posterior de la tercera (b); segunda vena transversa submarginal (1) usualmente curvada de manera paralela a la tercera (2), margen anterior de tercera celda submarginal (c) usualmente al menos dos tercios del largo del margen posterior (b) (Fig. 15).....*L. (Cephalocolletes)*

- Margen posterior de segunda celda submarginal mucho más chico que margen posterior de la tercera; segunda vena transversa submarginal (a) usualmente recta, al menos no curvada de manera paralela a tercera (b), margen anterior de tercera celda submarginal usualmente menos de dos tercios del largo del margen posterior (Fig. 16).....4

4- Macho con sutura subantenal apenas poco más larga que mitad del diámetro del alvéolo antenal; áreas supraclipeal y subantenal sin puntos, brillante, glabra, en notable contraste con áreas adyacentes; hembra desconocida.....*L. (Holmbergeria)*

- Macho con sutura subantenal tan larga como diámetro del alvéolo antenal; áreas supraclipeal y subantenal puntuadas, con pelos; hembra con pelos de escopa esternal y tibial con numerosas barbas finas y cortas proyectadas lateralmente en.....*L. (Sarocolletes)* (en parte)

5- Mandíbula del macho simple; labro cerca de seis veces tan ancho como largo; en hembras con lóbulo ápico-lateral.....6

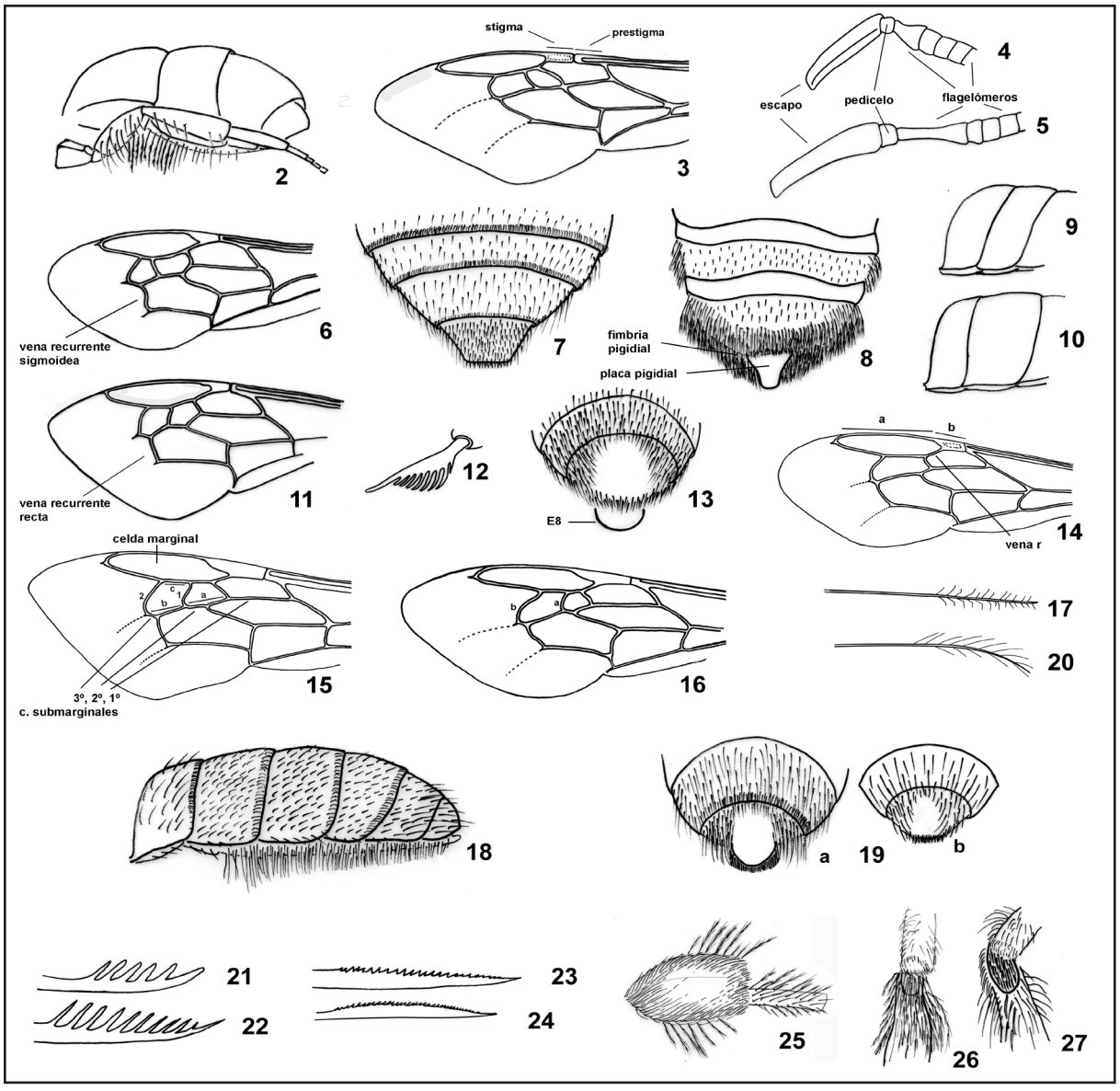
- Mandíbula del macho con diente preapical, como en hembra; labro de dos a cinco veces tan ancho como largo; en las hembras sin lóbulo ápico-lateral.....7

6- Lóbulos de la glosa no mucho más largos que ancho basal; pelos de escopa tibial y esternal con numerosas ramas cortas y finas; margen del clípeo de machos sin modificaciones, truncado.....*L. (Protodiscelis)*

- Glosa profundamente bífida, lóbulos largos, siete a diez veces tan largos como ancho basal; pelos de escopa tibial y esternal simples, o los de la tibia con algunas ramas mayores; margen del clípeo de los machos con pequeño lóbulo medio sobresaliendo sobre la base del labro.....*L. (Tetraglossula)*

7- Palpos labiales de seis, siete o nueve segmentos, largos como palpo maxilar; tibia posterior del macho con fuerte carena desde ápice de placa basitibial a ápice de la tibia.....*L. (Hexantheda)*

- Palpos labiales de cuatro segmentos, usualmente más cortos que palpos maxilares; tibia posterior del macho sin carena longitudinal o, raramente, con carena débil naciendo detrás del ápice de placa basitibial.....8



Figs. 2-27. 2, Pata posterior y metasoma de Xeromelissinae (*Chilicola*). 3, Ala anterior de Diphaglossinae (*Caupolicana*). 4, Escapo y primeros flagelómeros de Diphaglossinae (*Mydrosomella*). 5, Escapo y primeros flagelómeros de Diphaglossinae (*Caupolicana*). 6, Ala anterior Colletinae (*Colletes*). 7, Tergos 3-6 de Colletini (*Colletes*). 8, Tergos 3-6 de Paracolletini (*Nomiocolletes*). 9, Perfil T1-2 *Colletes*. 10, Perfil T1-2 *Mourecotelles*. 11, Ala anterior de *Mourecotelles*. 12, Espolón interno de la tibia posterios de *Lonchopria*. 13, Ápice del metasoma del macho de *Leioproctus*. 14, Ala anterior de *Brachyglossula*. 15, Ala anterior de *L. (Cephalocolletes)*. 16, Ala anterior de *L. (Holmbergeria)*. 17, Pelos de la escopa de *L. (Sarocolletes)*. 18, Abdomen de H de *L. (Pygopasiphae)*. 19a, Ápice del abdomen del M de *L. (Pygopasiphae)*. 19b, Ápice del abdomen del M de *L. (Perditomorpha)*. 20, Pelos de la escopa de *L. (Perditomorpha) leucostomus*. 21, Espolón tibial interno de *L. (Sarocolletes)*. 22, Espolón tibial interno de *L. (Kylopasiphae)*. 23, Espolón tibial interno de *L. (Perditomorpha) bruneri*. 24, Espolón tibial interno de *L. (Spinolapis)*. 25, Escopa tibial y basitarso de *L. (Kylopasiphae)*. 26, Placa basitibial de *L. (Kylopasiphae)*. 27, Placa basitibial de *L. (Perditomorpha)*.

8- E2-E5 de hembra cubierto con pelos erectos simples, cortos, curvados apicalmente en forma de gancho y de largo uniforme, excepto en S2 más largos (Fig. 18); placa pigidial del macho definida, al menos apicalmente delimitada por carena (Fig. 19a); tarso posterior del macho alargado, segundo tarsito claramente más de tres veces tan largo como ancho.....*L. (Pygopasiphae)*

- E2-E5 de hembra con anchas bandas apicales de pelos relativamente largos, simples o plumosos; T7 del macho con área pigidial definida sólo por la falta de pelos (Fig. 19b) (pero amplia y algo definida en *Kylopasiphae*); tarso posterior de macho no especialmente alargado, segundo tarsito menos de tres veces tan largo como ancho máximo.....9

9- Hembras.....10

- Machos.....14
10- Pelos de la escopa tibial y esternal con numerosas barbas cortas y finas proyectándose en ángulo recto desde el raquis o curvadas en la base (Fig. 17).....*L. (Sarocolletes)* (en parte)
- Pelos de la escopa tibial con barbas largas direccionadas distalmente; esternos con pelos simples o sus ramas direccionadas distalmente (Fig. 20).....11
11- Espolón tibial interno fuertemente pectinado con diez dientes o menos (Figs. 21, 22)....12
- Espolón tibial interno ciliado o finamente pectinado con más de una docena de dientes (Figs. 23, 24).....13
12- Escopa de la tibia posterior con algunos pelos largos esparcidos, más largos que mitad del largo de tibia, en márgenes dorsal y ventral (Fig. 25); placa basitibial cubierta por pelos excepto, a veces, en la base (Fig. 26).....*L. (Kylopasiphae)*
- Escopa formada alrededor de tibia sin pelos largos esparcidos en márgenes dorsal y ventral; placa basitibial con margen carenado no cubierta por pelos (Fig. 27) o puede tener pelos pero éstos no ocultan el margen.....*L. (Perditomorpha)* (en parte)
13- Uñas simples o con la rama interna reducida a un pequeño diente, más corto que diámetro basal de la rama externa; cuerpo con brillo metálico azul o verde.....*L. (Spinolapis)*
- Uñas bífidas, rama interna grande, más largo que el diámetro basal de rama externa; cuerpo sin brillo metálico.....*L. (Perditomorpha)* (en parte)
14- T7 con un área pigidial brillante, sin pelos, irregularmente áspera, sin estrecharse posteriormente, borde posterior definido por una débil carena, esta área ocupa amplia superficie del dorso del tergo (Fig. 13); S7 con lóbulos apicales muy reducidos, todos en un único plano.....*L. (Kylopasiphae)*
- T7 con un área pigidial opaca o brillante, usualmente mal definida, a veces con franja longitudinal, o con área más ancha estrechándose posteriormente; S7 con lóbulos apicales bien definidos, de dos a cuatro en cada lado, usualmente en dos niveles.....15
15- Cuerpo con brillo metálico azul o verde; E6 proyectado medioapicalmente, en forma de lóbulo redondeado, piloso, cerca de un tercio tan ancho como esterno, escotado medialmente.....*L. (Spinolapis)*
- Cuerpo por lo general sin brillo metálico; margen del E6 ampliamente redondeado, no proyectado medialmente, con muesca media, a menudo ancha y poco profunda.....16
16- Metasoma más bien ancho y chato, de aspecto semejante al de la hembra.....*L. (Sarocolletes)*
- Metasoma comúnmente más bien angosto, no achatado, usualmente de aspecto diferente al de la hembra.....*L. (Perditomorpha)*

Clave para los subgéneros de *Mourecotelles*

1- Zona basal del propodeo marginado posteriormente por débil carena; flagelómeros intermedios del macho cerca del doble de largos como anchos (uñas de hembra simples).....*M. (Hemicotelles)*
- Zona basal del propodeo no marginado posteriormente por carena; flagelómeros intermedios del macho menos del doble de largos como anchos.....2
2- Uñas de la hembra simples; tibias y tarsos rojizo amarillentos.....*M. (Xanthocotelles)*
- Uñas de la hembra hendidas; tibias y tarsos mayormente negruzcos.....*M. (Mourecotelles s. str.)*

Clave para los subgéneros de *Lonchopria*

1- Escopa tibial extremadamente densa, ocultando la superficie de tibia, contrastando fuertemente con pilosidad del basitarso que es rala; tamaño del cuerpo variable, pero en la mayoría de las especies por encima de los 9 mm; lóbulo jugal del ala posterior usualmente sin alcanzar la vena cu-v y usualmente menos que dos tercios del largo del lóbulo vanal medidos desde la base del ala.....*L. (Biglossa)*
- Escopa tibial rala, sin ocultar superficie tibial, sin contraste notorio con pilosidad del basitarso; tamaño del cuerpo 7,5-9,0 mm; lóbulo jugal del ala posterior llegando o sobrepasando vena cu-v, más de dos tercios del largo del lóbulo vanal.....*L. (Lonchoprella)*

Clave para las tribus de Diphaglossinae

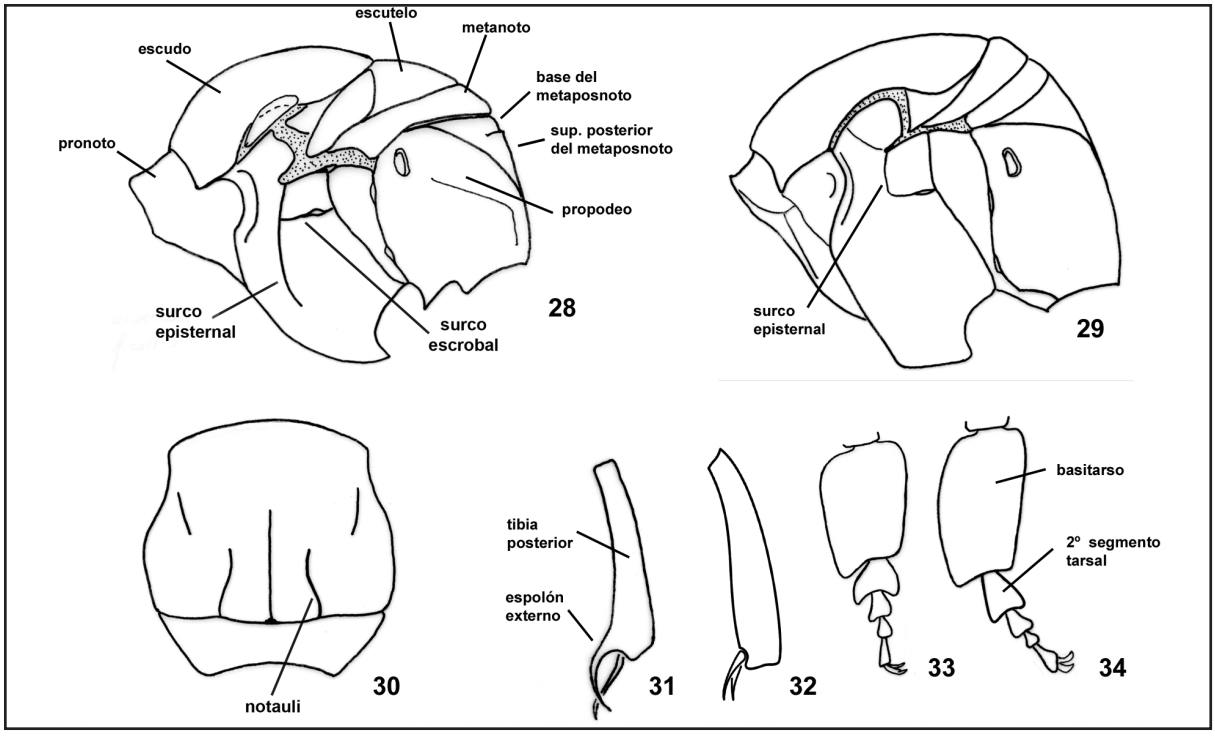
1- Surco episternal completo (Fig. 28); primer flagelómero, tan o más largo que escapo, claramente más largo que flagelómeros subsiguientes, peciolado (Fig. 5).....Caupolicanini
- Surco episternal ausende debajo del surco escrobal (Fig. 29); primer flagelómero mucho más corto que escapo, menos del doble del largo de flagelómeros intermedios, no o moderadamente peciolado (Fig. 4).....2
2- Notauli representados por profundo surco en zona anterior del escudo (Fig. 30); espacio malar cerca de un tercio tan largo como el largo del ojo, o más.....Diphaglossini (sólo *Cadeguala*)
- Notauli débiles o ausentes; espacio malar pequeño o ausente.....Dissoglotini

Clave para los géneros de Caupolicanini

1- Espolón externo de la tibia posterior del macho inmóvil, fusionado a tibia (Fig. 31); basitarso posterior de hembra menos del doble de largo que ancho, segundo segmento tarsal posterior más ancho que largo (Fig. 33); tergos metasomales usualmente con leve brillo metálico azul o verde.....*Ptiloglossa*
- Espolón externo de la tibia posterior del macho móvil, articulado en la base (Fig. 32); basitarso posterior de hembra más del doble de largo que ancho, segundo segmento tarsal posterior más largo que ancho (Fig. 34); tergos metasomales usualmente sin brillo metálico.....*Caupolicana*

Clave para los subgéneros de *Caupolicana*

1- Tergos metasomales claramente con brillo azul metálico; lóbulo ventral apical del S7 del macho filiforme (de forma acicular), fuertemente esclerotizado y sin pelos.....*C.* (*Willinkapis)*



Figs. 28-34. 28, Mesosoma de Caupolicanini (*Caupolicana*) vista lateral. 29, Mesosoma de Diphaglossini (*Cadeguala*) vista lateral. 30, Escudo de Diphaglossini (*Cadeguala*). 31, Tibia posterior del macho de *Ptiloglossa*. 32, Tibia posterior del macho de *Caupolicana*. 33, Tarsos posteriores de la hembra de *Ptiloglossa*. 34, Tarsos posteriores de la hembra de *Caupolicana*.

- Tergos metasomales sin brillo metálico; lóbulo ventral apical del S7 del macho no filiforme, ensanchado apicalmente, débilmente esclerotizado y con pelos.....2
2- Machos con los ojos muy grandes y fuertemente convergentes arriba, distancia ocelo-ocular menor que mitad del diámetro del ocelo.....*C.* (*Zikanapis)*
- Machos con los ojos más o menos subparalelos, distancia ocelo-ocular generalmente mayor que ocelo.....*C.* (*Caupolicana s. str.)*

Clave para los géneros de Dissoglotini

1- Arolio ausente; glosa moderadamente bífida, lóbulos apicolaterales más largos que anchos pero no angostados o puntiagudos.....*Ptiloglossidia*
- Arolio presente; glosa fuertemente bífida, lóbulos apicolaterales angostos y puntiagudos.....*Mydrosomella*

Clave para los géneros de Xeromelissinae

1- Márgenes del estigma, desde la base hasta la vena r, divergentes apicalmente; margen del estigma, más allá de la vena r, frecuentemente convexo, a veces recto (Fig. 35); mesosoma alargado; áreas paraoculares no invadiendo clípeo como un fuerte lóbulo; sutura epistomal continuando directamente, recto o curvándose finamente, desde foseta tentorial anterior hasta base de mandíbula (Figs. 36, 39) (excepto en *Geodiscelis*, que tiene un fuerte lóbulo paraocular).....2
- Base del estigma hasta la vena r con los márgenes más o menos paralelos; margen del estigma, más allá de la vena r, recto (Fig. 37); mesosoma no alargado; área paraocular inferior formando lóbulo alargado que invade ampliamente el clípeo, impresión tentorial anterior bordea borde mesal del lóbulo paraocular ingresando dentro del clípeo (Fig. 38); sutura epistomal (frecuentemente débil, a veces invisible) curvándose hacia atrás, desde final de la impresión hasta la base de la mandíbula.....*Chilimelissa*
2- Área paraocular inferior no formando un lóbulo alargado que invade el clípeo; glosa usual, corta, tipo Hylaeinae o Xeromelisinae; metasoma por lo común sin bandas en tegumento de color marfil.....3
- Área paraocular inferior invadiendo el clípeo; glosa con finos lóbulos apicolaterales; metasoma con bandas en tegumento de color marfil.....*Geodiscelis*
3- Superficie basal, subhorizontal, del metaposnoto casi tan larga como metanoto, menos de la mitad del largo de superficie vertical (vista de perfil); órbitas internas casi rectas, no emarginadas.....*Xenochilicola*
- Superficie basal, subhorizontal, del metaposnoto más larga que metanoto, muchas veces tan larga como escutelo, una mitad tan larga como superficie vertical (vista de perfil) o usualmente más larga; órbitas internas emarginadas en el tercio o cuarto superior.....*Chilicola*

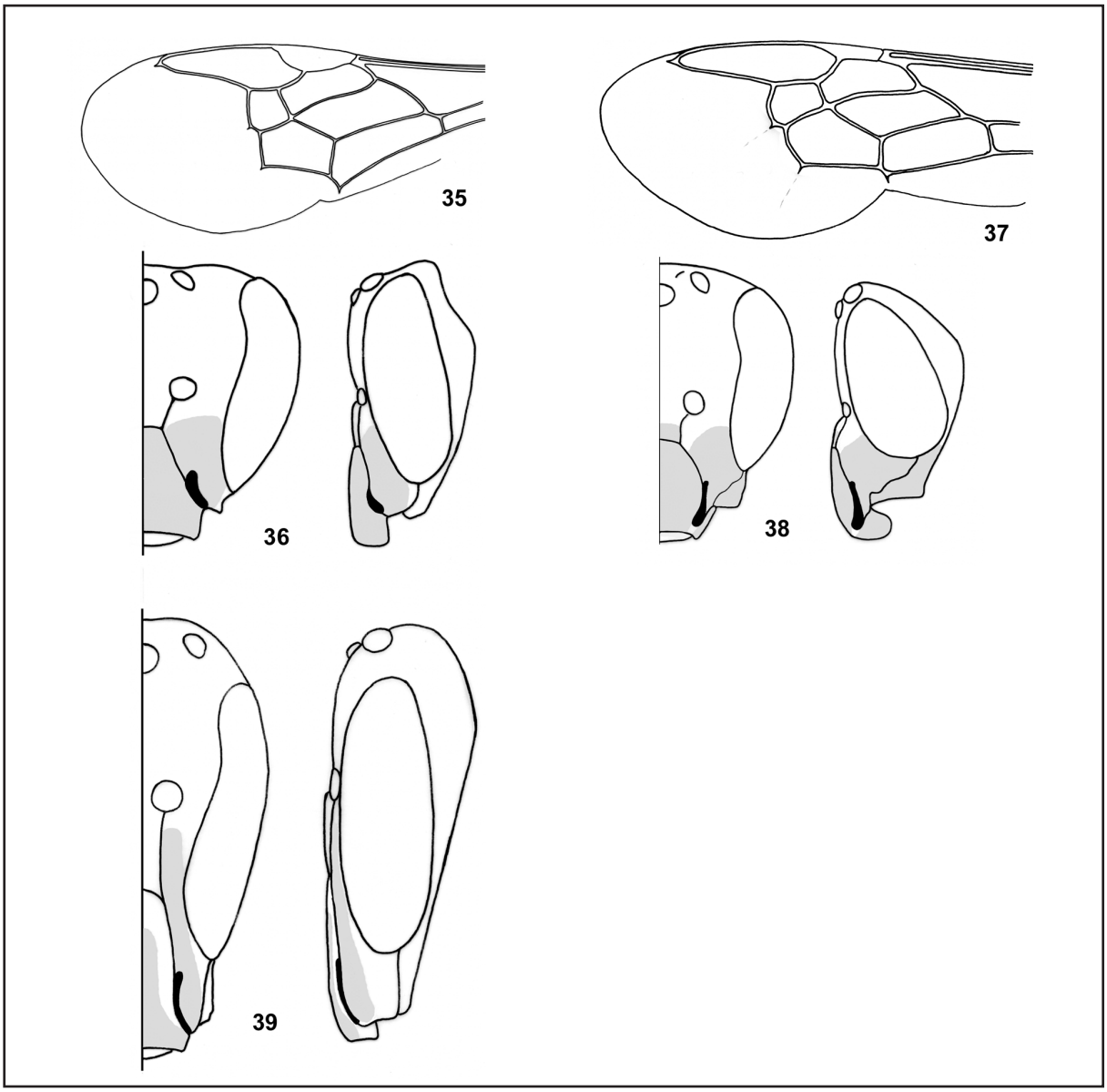
Clave para los subgéneros de *Chilicola*

1- Espolón tibial posterior robusto y curvado; clípeo y área supraclipeal más bien chata y deprimida, de manera que la cara tiene apariencia levemente cóncava.....2

- Espolón tibial posterior delgado y más o menos recto; clípeo y área supraclipeal convexos.....3
2- Surco episternal extendiéndose hasta parte inferior del tórax, uñas hendidas; tibia posterior del macho usualmente mostrando hendidura preapical transversa u oblicua o depresión en el margen interno.....*C. (Chilicola s)*
- Surco episternal no extendiéndose debajo del nivel de escroba; uñas de hembra simples; tibia posterior del macho algo engrosada pero de forma común.....*C. (Chilioediscelis)*
3- Foseta tentorial anterior extendiéndose apicalmente como surco profundo y brillante a lo largo de la sutura epistomal hasta área cercana al ápice del clípeo, donde la sutura se curva lateralmente hacia base de mandíbulas (Fig. 39).....*C. (Pseudiscelis)*
- Foseta tentorial anterior no extendiéndose demasiado a lo largo de sutura epistomal; cabeza tan ancha como larga a cerca de 1,2 veces tan larga como ancha.....4
4- Tibia posterior del macho más larga que el fémur, de manera que cuando se pliega alcanza base del trocánter; tibia y fémur posteriores del macho usualmente no hinchadas o modificadas.....*C. (Anoediscelis)*
- Tibia posterior del macho más corta o tan larga como el fémur; fémur posterior del macho muy hinchado y la tibia engrosada apicalmente y bastante modificada.....*C. (Oediscelis)*

Subfamilia Colletinae

Este es un grupo muy grande y abundante, se distribuye en todo el mundo, pero muestra su mayor diversidad



Figs. 35-39. 35, Ala anterior de *Chilicola*. 36, Cara, frente y lateral de *Chilicola (Chilioediscelis) araucana*. 37, Ala anterior *Chilimelissa australis*. 38, Cara, frente y lateral de *Chilimelissa australis*. 39, frente y lateral de *Chilicola (Pseudiscelis) rostrata*.

y abundancia en las zonas templadas de Australia y América del Sur. Como se comentó más arriba, la clasificación por debajo del nivel de subfamilia está aun en discusión. En este trabajo se sigue el criterio utilizado por Michener (2007), quien divide al grupo en tres tribus: Colletini, Paracolletini y Scraptrini (endémico de Sudáfrica). Michener (2007) reconoce 56 géneros y subgéneros para el grupo de los cuales 39 están presentes en la región Neotropical y 22 en la Argentina. Una revisión completa, detallada e ilustrada de cada género y subgénero de las Colletinae americanas fue realizada por Michener (1989). Las especies neotropicales fueron catalogadas por por Moure *et al*. (1999) y Moure & Urban (2002a).

Son abejas pilosas de tamaño variado, desde pequeñas (6 mm de longitud) como algunas especies del género *Perditomorpha,* a grandes y robustas (18 mm) como *Brachyglossula communis*. El primer flagelómero es más corto que el escapo y no es marcadamente peciolado. La glosa tiene usualmente dos lóbulos cortos, aunque puede ser fuertemente bífida como en *Lonchopria*. El surco episternal se extiende bien por debajo de la sutura escrobal. La escopa está bien desarrollada en la pata posterior de la hembra, es en general densa y de pelos largos, llegando a formar una corbícula en la cara interna del fémur, está también bien desarrollada en la tibia posterior y en algunos casos puede estar presente en los esternos metasomales y a los lados del propodeo.

Tribu Colletini

Colletes es uno de los géneros más numerosos de la familia. Tiene amplia distribución principalmente en regiones templadas y tropicales de todos los continentes excepto la región Indo-Australiana, y es particularmente rico y abundante en las zonas templadas de América del Sur (Michener, 2000). Entre los trabajos taxonómicos más importantes sobre este género para la región se pueden mencionar los siguientes: Schrottky (1907) presenta una clave para las especies del Paraguay, Vachal (1909) da una clave para las especies de Chile, Friese (1910, 1912) describe una gran cantidad de especies y presenta una clave para las *Colletes* de Argentina y Chile, Jörgensen (1912) presenta una clave de las especies de Mendoza, y Toro (1999) da una clave de las especies chilenas, algunas de las cuales están presentes en la Argentina. Moure & Urban (2002a) catalogaron 94 especies para la región Neotropical, de las cuales 32 están presentes en el país. Una característica distintiva de este grupo, ausente en el resto de las Colletidae, es la forma arqueada de la vena recurrente segunda del ala anterior. Otra característica inusual, aunque compartida con *Mourecotelles,* es la falta de fimbrilla pigidial y prepigidial en las hembras. Abejas de 8-14 mm de longitud, generalmente con pilosidad larga y erecta de color amarillo pálido a rojo intenso en el mesosoma y corta y decumbente (aunque es frecuente los pelos largos y erectos), de color amarillento en el metasoma. Existen también muchas especies con coloración oscura o grisácea y son comunes las especies con brillo verde o azul metálico en el metasoma.

Mourecotelles se distribuye solamente en el sur de América del Sur. Encuentra su mayor diversidad en Chile y en el oeste de la Argentina. Existen dos especies citadas para Bolivia. Michener (2000) divide este grupo en tres subgéneros, *Mourecotelles, Hemicotelles* y *Xantocotelles*. Estos fueron descriptos originalmente como géneros por Toro & Cabezas (1977; 1978) y tratados como tales por Moure & Urban (2002a). Este grupo tiene un aspecto similar a *Colletes*, del que se diferencia claramente por los caracteres dados en la clave.

Mourecotelles (Hemicotelles) se distribuye en el centro y sur de Chile y en la provincia de Santa Cruz en la Argentina. Fue revisado por Toro & Cabezas (1977), quienes reconocen dos especies para el grupo, una de las cuales está presente en la Argentina. *Mourecotelles (Mourecotelles)* se distribuye en el centro y sur de Chile, Bolivia y la Argentina. Toro & Cabezas (1977) listan ocho especies para el grupo (tres presentes en la Argentina), una más es incorporada por Moure & Urban (2002a). *Mourecotelles (Xanthocotelles)* se distribuye en el centro y sur de Chile y la Argentina. Fue descripto por Toro & Cabezas (1978), quienes reconocen 11 especies de las cuales tres están presentes en la Argentina.

Tribu Paracolletini

Brachyglossula se distribuye en Perú, Bolivia y noroeste de la Argentina. Fue revisado recientemente por Trucco Aleman (1999b), quien reconoce siete especies para el género, cinco de las cuales fueron descriptas como nuevas en un trabajo anterior (Trucco Aleman, 1999a). Abejas grandes (12-18 mm de longitud), de colores vistosos con brillo metálico rojizo, verde o azulado o completamente negras, sin bandas metasomales. Fueron encontradas entre los 1000 y 3000 m de altitud (Trucco Aleman, 1999b) y asociadas a flores de cactáceas (Michener, 2000).

Eulonchopria se distribuye desde el norte de Venezuela hasta el sur de EEUU y en el centro y sur de Brasil, Bolivia, Paraguay y norte de Argentina. Cuenta con seis especies descriptas, de las cuales sólo una está presente en la Argentina. Abejas de tamaño moderado (10 mm de largo), fuertemente esculturadas, con la carena preoccipital y los bordes laterales del pronoto expandidos formando una lamela. La tibia posterior del macho tiene el borde dorsal dentado y el metasoma presenta bandas tegumentales amarillas.

Leioproctus es un género muy amplio que se distribuye en la región Australiana y en las zonas templadas de América del Sur. Cuenta con 33 subgéneros, de los cuales 17 están presentes en América del Sur. Solamente *Leiproctus s. str.* se encuentra en ambas regiones. En la Argentina existen 10 subgéneros de los cuales sólo *Perditomorpha,* que cuenta con casi cuarenta especies descriptas para América del Sur, es numeroso, mientras que los restantes son monotípicos o cuentan con pocas especies descriptas. Ilustraciones de los genitales de las especies representativas de cada uno de los subgéneros fueron presentadas por Michener (1989). *Leioproctus (Cephalocolletes)* se distribuye desde Tucumán hasta Mendoza y en Entre Ríos y sur de Brasil. Fue propuesto

por Michener (1989) para *L. (C.) laticeps*. Ésta es una especie robusta (11-15 mm de largo) con la cabeza muy grande (la distancia interocular es mucho mayor que el largo del ojo), la cutícula negra y la pilosidad oscura. Posteriormente Urban (1995) describe tres especies más, que son más pequeñas (8,75 mm) y con la cabeza menos desarrollada. Michener (2000) plantea que quizás estas últimas especies son las más representativas del género y que *L. (C.) laticeps* es una especie derivada de éstas. De las cuatro especies descriptas, tres están presentes en la Argentina. *Leioproctus (Hexantheda)* se distribuye en el sur de Brasil y en las provincias de Misiones, Formosa y Entre Ríos. Este subgénero fue creado por Ogloblin (1948), quien describe una única especie, *H. missionica*. Posteriormente, Urban & Graf (2000) describen una nueva especie, *H. enneomera,* del sur de Brasil. Roig Alsina (2006) describe una tercera especie, presenta una lista con las mayores diferencias entre las especies conocidas y discute la sistemática del grupo. Las abejas de este subgénero tienen la particularidad de poseer largos palpos labiales con seis, siete o nueve segmentos. Estas abejas serían especialistas en solanáceas del género *Petunia* (Stehmann & Semir, 2001). *Leioproctus (Holmbergeria)* es un subgénero sudamericano que cuenta con sólo dos especies descriptas. Se encuentra distribuido desde Mendoza a Santiago del Estero y en el Paraguay. Abejas medianas de 9-11 mm de longitud con el metasoma a veces parcialmente rojo (Tergos 1-2 o 1-3). Pubescencia pálida en general, oscura en el vértex y los segmentos distales del metasoma, con fuertes bandas apicales de pelos claros en los tergos. Cara con las áreas subantenales y supraclipeal lisas, brillantes y sin pelos, contrastando fuertemente con el resto. *Leioproctus (Kylopasiphae)* es un subgénero monotípico presente sólo en la Argentina. Se distribuye en las zonas áridas del Oeste, desde Tucumán hasta Neuquén y Córdoba. Abejas pequeñas de 7,0-8,5 mm de longitud, de pubescencia pálida en su totalidad; el clípeo es brillante y sin puntos en su mayor parte. *Leioproctus (Nomiocolletes)* es un subgénero sudamericano, presente en el noreste y sur de Brasil, Bolivia y el oeste de Argentina, desde Tucumán hasta Río Negro. Cuenta con cinco especies descriptas, de las cuales por lo menos tres están presentes en nuestro país. Abejas de 9-12 mm de longitud con una característica distintiva: presentan bandas metasomales de aspecto esmaltado, de color claro con reflejos verdes o azules. La pilosidad es pálida y el resto de la cutícula es negra, excepto las patas que pueden ser total o parcialmente de color amarillo rojizo. Los machos tienen las patas posteriores modificadas, los fémures hinchados y las tibias ensanchadas apicalmente.

Leioproctus (Perditomorpha) es el subgénero sudamericano más numeroso del grupo. Es muy abundante en la zona templada del continente y encuentra su mayor diversidad en Argentina, Chile y centro y sur de Brasil; también está presente en Paraguay, norte de Perú y noreste de Brasil. Cuenta con aproximadamente 45 especies (Michener, 1989) de las cuales 27 están citadas para la Argentina. Se incluye en este grupo al género *Bicolletes*, siguiendo la propuesta de Michener (1989, 2000). Son abejas de tamaño pequeño a mediano (6-11mm); el tegumento por lo general es negro, pero son comunes las especies con el metasoma, o parte de él, de color rojo; la pilosidad es generalmente de color claro y pueden presentar bandas metasomales de pelos claros. Ilustraciones de las genitalia de los machos fueron presentadas por Moure (1954, 1956) y Toro & Rojas (1970). Michener & Lange (1957) describieron los nidos de *L. zonatus*, especie de Paraná, Brasil. *Leioproctus (Protodiscelis)* se distribuye desde el noreste hasta el sur de Brasil y en Paraguay. Está presente también en la Argentina, aunque no ha sido citado en la literatura aun. Cuenta con cinco especies descriptas y varias sin describir (Michener, 2000). Abejas de 6-9 mm de longitud. Los machos tienen la mandíbula simple y las hembras presentan lóbulos apicolaterales en el labro. *Leioproctus (Pygopasiphae)* está presente sólo en la Argentina. Michener (1989) incluye dos especies en este grupo y menciona que existen varias más aun sin describir. El carácter más distintivo de este grupo son los pelos de los esternos metasomales de la hembra, que son cortos, erectos, sin barbas y capitados, y están distribuidos más o menos uniformemente en la mitad apical de los esternos. Especies de tamaño moderado, de 7-12 mm de longitud. La pubescencia es en general pálida, rojiza en el dorso del tórax en *P. wagneri*, formando bandas apicales de pelos claros en los tergos 1 ó 2 al 4. *Leioproctus (Sarocolletes)* está presente en la Argentina y sur y norte de Brasil (Moure & Urban, 1995; Urban, 1995). Moure *et al*. (1999) listan seis especies para este género de las cuales cuatro están presentes en la Argentina. Abejas medianas o pequeñas de 7-11 mm de longitud con bandas apicales de pelos claros en los tergos; los pelos de la escopa son una característica distintiva de este grupo, tienen numeras barbas cortas y finas proyectadas perpendicularmente al raquis. *Leioproctus (Spinolapis)* se distribuye en Chile y sur de Argentina. Abejas de mediano porte, de 9-10 mm de longitud. El tegumento tiene brillo azul metálico en su mayor parte, aunque pueden ser negro en la cabeza y el tórax. Sin bandas metasomales de pelos. Michener (1989) y Moure *et al*. (1999) listan tres especies para este grupo dos de la cuales están presentes en la Argentina. Compagnucci & Roig Alsina (2008) describen una especie nueva para la Argentina y aportan registros geográficos nuevos.

Leioproctus (Tetraglossula), descripto por Ogloblin (1948), se distribuye en Brasil, Paraguay y la Argentina. Cuatro especies están citadas para este subgénero en Moure *et al*. (1999), dos de las cuales están presentes en nuestro país. Especies de 6-12 mm de longitud, con la pilosidad del metasoma generalmente de color pálido o amarillento. Las bandas metasomales de pelos están ausentes o son débiles. Es característico de este grupo la glosa fuertemente bífida y la mandíbula simple en los machos. Estas abejas son aparentemente oligolécticas en *Ludwigia* (Onagraceae) (Michener, 2000).

Lonchopria está restringido a la zona templada de América del Sur. Michener (1989) reconoce cinco subgéneros para este grupo, dos de los cuales están presentes en la Argentina, *Lonchoprella* y *Biglossa*. Moure *et al*. (1999) tratan a estos cinco grupos como géneros, en *Biglossa* incluyen solamente a *B. thoracica* Friese, e incluyen el resto de las especies de *Biglossa sensu* Michener (1989)

en *Biglossidia*. Son abejas de tamaño pequeño a mediano (7-14 mm de largo) cuya característica distintiva es poseer una escopa tibial muy densa que contrasta fuertemente con la escasa pilosidad del basitarso, excepto en *Lonchoprella*. *Lonchopria (Biglossa)* está presente en las zonas templadas de América del Sur. Michener (1989) lista nueve especies para el subgénero, siete de las cuales están presentes en la Argentina, restringidas a la zona centro y noroeste. Abejas de tamaño mediano (9-14 mm), el metasoma es de color negro o con tinte metálico azul o verde, desnudo, con bandas o cubierto completamente con pelos claros. *Lonchopria (Lonchoprella)* es un subgénero monotípico presente sólo en la Argentina. Son abejas pequeñas (7-9 mm de largo) con el cuerpo sin brillo metálico ni bandas de pelos en el metasoma. Una característica llamativa de este subgénero es que no posee la escopa tibial densa y plumosa típica del género. Michener (1995) plantea que éste y otros caracteres considerados plesiomórficos dentro del grupo, lleva a suponer que se trata del grupo hermano del resto de *Lonchopria*.

Subfamilia Diphaglossinae

Está presente sólo en el continente americano. Michener (1966), describe y provee una clave para las tribus aceptadas en ese momento y revisa en detalle una de ellas, Caupolicanini. Michener (1986), realiza una revisión de los Diphaglossini y Dissoglottini, presenta una clave para las tribus y géneros de la subfamilia, propone modificaciones taxonómicas y discute las relaciones cladísticas entre los géneros. Urban & Moure (2001), catalogan las especies neotropicales. Son abejas grandes, robustas y con pilosidad larga y densa. Son comunes las especies con brillo metálico en el metasoma. La glosa es bífida, ambos lóbulos son a menudo puntiagudos y extendidos apicolateralmente. La escopa es amplia y densa en la pata posterior, llegando a formar una corbícula en la cara interna del fémur. El carácter más distintivo en los adultos es la reducción del estigma. Es el único grupo dentro de la familia en que las larvas tejen un capullo antes de pasar al estado de pupa. La larva fue caracterizada por McGinley (1981) y los caracteres pupales fueron descriptos por Torchio & Burwell (1987). Rozen (1984) realizó un detallado estudio sobre biología y arquitectura de nidificación de distintas especies de la familia, así como una recopilación de los trabajos anteriores sobre el tema.

Tribu Caupolicanini

Está presente en las zonas templadas y subtropicales del continente americano. Fue establecida por Michener (1944) para los géneros *Caupolicana* y *Ptiloglossa*. Posteriormente Moure (1945, 1953, 1964) describió los géneros *Zikanapis*, *Willinkapis* y *Crawfordapis* (de América Central), este último como subgénero del primero. Michener (1966) propone el subgénero *Alayoapis* (de América Central), subordina a *Zikanapis* y *Willinkapis* como subgéneros de *Caupolicana* y da rango genérico a *Crawfordapis*. Urban & Moure (2001) tratan a todos los grupos antes mencionados con rango genérico. Abejas robustas, con el área malar poco desarrollada o nula, en general con ojos y ocelos relativamente grandes. La mayoría de las especies son activas en la mañana temprano o durante el atardecer. Algunas tienen los ocelos muy grandes, presumiblemente relacionados con la escasa luz durante las horas de actividad (Michener, 1966).

Caupolicana se distribuye principalmente en las zonas templadas de América del Sur y es especialmente diverso en Chile, está también presente en el sur de EEUU y norte de México. Friese (1899), presenta una clave para las especies conocidas hasta ese momento. Las especies norteamericanas fueron revisadas por Michener (1966) quien reconoce tres especies para esa región. Urban & Moure (2001) listan 28 especies para la región Neotropical, de las cuales 13 están presentes en la Argentina. Abejas robustas (18-20 mm de longitud) en general con pilosidad densa de color negro y blanco grisáceo o rojizo en el escudo y negro con bandas blancas en el metasoma. No presentan brillo metálico en el metasoma.

Ptiloglossa se distribuye a lo largo de América, desde el sur de Estados Unidos hasta el centro de la Argentina, no está presente en Chile. Moure (1945) redescribe el género, describe nuevas especies y relaciona las especies incluidas. Michener (1966) redescribe el género y lo relaciona con los demás géneros de la tribu. Urban & Moure (2001) catalogaron 52 especies para la región Neotropical de las cuales sólo nueve están citadas para la Argentina. Son abejas robustas, con el clípeo protuberante. En los machos el espolón posterior externo es inmóvil y está fusionado a la tibia; en las hembras el basitarso posterior es menos del doble de largo que ancho y el segundo segmento tarsal posterior es tan ancho como largo. Los tergos metasomales, por lo común, con brillo metálico azulado o verdoso. Roberts (1971) y Rozen (1984) aportan datos de biología y nidificación.

Willinkapis es un género monoespecífico creado por Moure (1953) para *Ptiloglossa chalybaea* Friese. Está presente en la zona oeste de la Argentina, desde Mendoza hasta Jujuy. Abejas muy conspicuas, con el tórax cubierto por una pilosidad muy densa de color rojizo pálido en las hembras y amarillento en los machos y el metasoma con brillo metálico azul oscuro muy intenso.

Zikanapis está presente en la Argentina, Paraguay, sur de Brasil, Colombia, América Central y sur de Estados Unidos. Una revisión de las especies conocidas hasta ese momento y una clave para su identificación es presentada por Moure (1964). Michener (1966) caracteriza el género y discute el estado taxonómico. Compagnucci (2006) describe dos especies nuevas para la Argentina, ambas con una estructura clipeal característica. Actualmente cuenta con 13 especies descriptas de las cuales cinco están presentes en la Argentina. Abejas robustas (15-20 mm de longitud), con el mesosoma cubierto por una pilosidad densa, por lo general de color leonado, aunque hay especies con coloración oscura y clara contrastante. Los machos tienen los ojos muy grandes y convergentes dorsalmente, con el vértice muy estrecho de donde sobresalen grandes ocelos.

Tribu Diphaglossini

Está presente en Venezuela, Perú, Bolivia, centro y sur de Chile y sur de la Argentina. Una diagnosis de la tribu y una clave para los géneros fueron presentadas por Moure (1945). Una revisión de la tribu junto con un análisis de la relación entre sus géneros fue realizada por Michener (1986). Incluye pocas especies, separadas en tres géneros (*Diphaglossa, Cadegualina* y *Cadeguala*), cuyas características principales son el gran desarrollo del área malar y el poseer un profundo notaulus, este último es un rasgo único entre las abejas. *Diphaglossa* contiene una única especie endémica de Chile, *D. gayi*. *Cadegualina* también contiene una única especie, *C. andina* que se distribuye desde Bolivia hasta Venezuela.

Cadeguala es el único género de la tribu que está presente en la Argentina. Cuenta con dos especies descriptas, ambas comunes en los bosques andino-patagónicos. *Cadeguala occidentalis* es una especie grande (16-18 mm) con el tórax cubierto por una densa pilosidad de color pardo rojizo o negro en las hembras y pardo amarillento en los machos; *C. albopilosa* es una especie algo más pequeña (12-13 mm) con el tórax cubierto por una pilosidad más rala y de color grisáceo en ambos sexos. La biología de nidificación de *C. occidentalis* fue tratada por Claude-Joseph (1926) y Torchio & Burwell (1987).

Tribu Dissoglottini

Se encuentra en las zonas tropicales y templadas de América del Sur, desde México hasta la Argentina. Las especies de este grupo son raras, conocidas en general por uno o algunos pocos ejemplares. Una revisión de la tribu, junto con un análisis de la relación entre sus géneros, fue realizada por Michener (1986). Cuenta con dos géneros presentes en la Argentina (*Ptiloglossidia* y *Mydrosomella*) y un tercero (*Mydrosoma*) de México, Panamá, Bolivia y Brasil.

Ptiloglossidia posee una única especie conocida de Salta (*P. fallax*). Moure (1953) da una descripción detallada del género y la especie. Es característica la ausencia de arolia y la presencia de una glosa moderadamente bífida comparada con el resto de las Diphaglossinae. Abejas medianas de aproximadamente 12 mm de longitud con la pilosidad de la cabeza y tórax oscura en la hembra y parda amarillenta en el macho. No se conocen datos de biología.

Mydrosomella contiene una única especie presente en la Argentina (*M. gaullei*), descripta originalmente de Tucumán y con registros posteriores de Buenos Aires (Tigre, San Fernando y Punta Lara). Recientemente fue citada también para el sur de Brasil (Silveira *et al.*, 2002). Gref & Urban (2001) describen una nueva especie de Brasil. Abejas medianas (11-12 mm de longitud) de color negro con la pilosidad del tórax rala de color grisáceo y con finas bandas metasomales de pelos blancos. No se conocen datos de biología ni de los estados larvales.

Subfamilia Xeromelissinae

Exclusivamente neotropical, muy diversa y abundante, especialmente en Chile. Las especies chilenas fueron revisadas por Toro & Moldenke (1979). La clasificación fue revisada por Michener (1995) y Michener & Rozen (1999). Packer (2008) realiza una clasificacicón y un análisis filogenético de la subfamilia en base a datos morfológicos. Packer (2004) presenta una nota sobre taxonomía y comportamiento de las especies patagónicas. Las especies neotropicales fueron catalogadas por Moure & Urban (2002b). En la Argentina no es especialmente abundante, fueron citadas 24 especies, incluidas en tres géneros, de las aproximadamente 76 especies descriptas para la región (Moure & Urban, 2002b). Abejas pequeñas a diminutas (3-8 mm de largo), delgadas y con pilosidad escasa. Por lo general con la cara chata, delgada y alargada dorsoventralmente. Es muy característica la escopa, que está constituida por pelos cortos y esparcidos en el fémur posterior y por pelos algo más largos y más densos en los esternos 1-3. Estas abejas construyen sus nidos en huecos de tallos o aprovechan galerías construidas por otros insectos en la madera. El nido consiste en una serie de celdas construidas con una membrana de tipo celofán (Herbst, 1922; Claude-Joseph, 1926).

Chilicola es un género muy amplio y bastante diverso morfológicamente. Se distribuye en toda América pero encuentra su mayor diversidad en las zonas templadas. La clasificación subgenérica fue revisada por Michener (1995). Parcker & Genaro (2007) describen 15 especies nuevas de las cuales 13 están presentes en la Argentina. Son abejas de cuerpo alargado y con un rango de 3-8 mm de largo. *Chilicola* (*Chilicola*) se distribuye a lo largo del territorio chileno. Las cuatro especies descriptas fueron revisadas por Toro & Moldenke (1979). Recientemente fue descripta una especie nueva para la Argentina, de la provincia de Santa Cruz (Packer, 2004). Gibbs & Packer (2006) realizaron una revisión y análisis filogenético de este subgénero. *Chilicola* (*Anoediscelis*) se distribuye desde la provincia de Malleco (Chile), Mendoza (Argentina) y países andinos hasta Colombia; una especie, *C. ashmeadi,* se encuentra desde Costa Rica a Mexico (Michener, 2007). Las especies chilenas fueron revisadas por Toro & Moldenke (1979). Michener (1995) incorpora a este subgénero tres especies incluidas originalmente en *Heteroediscelis* por Toro & Moldenke (1979). Ocho especies fueron listadas por Moure & Urban (2002b), seis de ellas de Chile, una de las cuales también está presente en la Argentina. *Chilicola (Chilioediscelis)* cuenta con tres especies, una de Coquimbo (Chile) y las dos restantes de la Argentina. Fue revisado por Toro & Moldenke (1979). Abejas de 5-7 mm de longitud fácilmente distinguibles por los caracteres dados en la clave. *Chilicola (Oediscelis)* es uno de los subgéneros más numerosos del grupo, se distribuye en Chile, Argentina y sur de Brasil. Las especies chilenas fueron revisadas por Toro & Moldenke (1979), estas fueron descriptas originariamente en *Heterodiscelis* y reasignadas posteriormente por Michener (1995). Moure & Urban (2002b) listan 21 especies para la región Neotropical, 17 de ellas en Chile y sólo una está presente también en la Argentina. *Chilicola (Pseudiscelis)* es un subgénero monotípico conocido sólo de la Argentina. Abejas pequeñas (4,5-5,5 mm de longitud) e inusualmente delgadas. La cabeza es extremadamente alargada, su largo es el doble o más que su ancho. El macho tiene una larga franja amarilla

en el área paraocular que se prolonga por margen del clípeo hasta el borde inferior de la cara.

Chilimelissa es un género muy abundante en Chile, con una sola especie presente en la Argentina. Toro & Moldenke (1979) describen el género junto con 12 especies nuevas. Posteriormente Toro (1981, 1997) describe seis especies más. Especies de 3-7 mm de longitud. Se diferencian del resto de las Xeromelissinae por tener un labro relativamente largo, casi tan largo como ancho (Michener, 2000).

Geodiscelis es un género con dos especies descriptas de la Argentina y una de Chile. Michener & Rozen (1999) describen el nuevo género y una especie de la provincia de San Juan, y aportan datos sobre biología, comportamiento y hábitos de nidificación. Especies delgadas y pequeñas, de 3-4 mm de longitud, con áreas amarillas en clípeo, antenas, patas y metasona.

Subfamilia Hylaeinae

Se encuentra distribuida en todo el mundo, y presenta una mayor diversidad en Australia. Son más de 830 especies agrupadas en 15 géneros, de los cuales uno, el género cosmopolita *Hylaeus,* contiene casi el 80% de las especies. Éste es un grupo de abejas pequeñas a medianas, generalmente delgadas y con pelos cortos y generalmente escasos. Por lo general nidifican en ramas secas y, ocasionalmente, en orificios en barrancos. Pueden también reutilizar celdas vacías de nidos de avispas o construir sus celdas en agallas abandonadas de Lepidoptera y Diptera. Las hembras transportan el polen para sus crías en el buche Las especies neotropicales fueron catalogadas por Urban & Moure (2002).

Hylaeus junto con el género africano *Calliprosopis,* son los únicos dentro de la subfamilia que se distribuyen fuera de la región Australiana. En este género, el único presente en América, se reconocen actualmente 46 subgéneros (Michener, 2000). En la región Neotropical están presentes ocho subgéneros con algo más de cien especies descriptas, de las cuales sólo dos están citadas para la Argentina (Urban & Moure, 2002). No existe una revisión completa de las especies presentes en América del Sur, por lo que la gran mayoría de las aproximadamente 80 especies descriptas para el continente no fueron atribuidas a ningún subgénero de los actualmente constituidos. Importantes aportes para el conocimiento de este grupo fueron hechos por Vachal (1901, 1909, 1910) y Schrottky (1906, 1907, 1910) quienes describen numerosas especies de la fauna sudamericana, principalmente de Bolivia, Perú y Paraguay. Estas especies fueron originalmente publicadas en el género *Prosopis*. Moure (1960) examinó y redescribió las especies de Vachal y presentó una clave para su identificación.

Literatura citada

ALEXANDER, B.A. & C.D. MICHENER. 1995. Phylogenetic studies of the families of short-tongued bees. *Univ. Kansas Sci. Bull.* 55: 175-424.

ALAMEIDA, E.A.B. 2008. Colletidae nesting biology (Hymenoptera: Apoidea). *Apidologie* 39: 16-29.

ALMEIDA, E.A.B. & B.N. DANFORTH. 2009. Phylogeny of colletid bees (Hymenoptera: Colletidae) inferred from four nuclear genes. *Mol. Phyl. Evol.* 50: 290-309.

BRADY, S.G. & B.N. DANFORTH. 2004. Recent intron gain in elongation factor-1α of colletid bees (Hymenoptera: Colletidae). *Mol. Biol. Evol.* 21(4): 691–696.

CLAUDE-JOSEPH, F. 1926. Recherches Biologiques sur les Hyménoptères du Chili (Melliferes). *Ann. Sci. Nat., Zool.* 9: 114-268.

COMPAGNUCCI, L.A. 2006. Dos especies nuevas de *Zikanapis* Moure de la Argentina, con setas modificadas en el clípeo (Hymenoptera: Apoidea: Colletidae). *Rev. Mus. Argent. Cienc. Nat.*, n.s. 8: 87-94.

COMPAGNUCCI, L.A. & A. ROIG ALSINA. 2008. Nuevos *Leioproctus* Smith de la Argentina correspondientes a los subgéneros *Spinolapis* Moure y *Perditomorpha* Ashmead (Hymenoptera, Colletidae). *Rev. Mus. Argent. Cienc. Nat., n.s.* 10: 319-327.

DANFORTH, B.N., S. SIPES, J. FANG & S.G. BRADY. 2006. The history of early bee diversification based on five genes plus morphology. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 103: 15118–15123.

FRIESE, H. 1899. Monographie der Bienengattungen *Megacilissa*, *Caupolicana* und *Oxaea*. *Annalen des K.K. Naturhistorischen Hofmuseums* (Wien) 14: 239-246.

FRIESE, H. 1910. Zur Bienenfauna des südlichen Argentinien (Hym.). *Zool. Jahrb. Abt. Syst. Geogr. Biol. Tiere* 29: 641-660.

FRIESE, H. 1912. Zur Bienenfauna des südlichen Argentinien (Hym.). *Deutsch. Ent. Zeitschr.* 1912: 362-367.

GIBBS, J. & L. PACKER. 2006. Revision and phylogenetic analysis of *Chilicola sensu stricto* (Hymenoptera: Colletidae) with the description of a new species. *Zootaxa* 1355: 1-37.

GREF, V. & D. URBAN. 2001. *Mydrosomella cleia,* uma espécie nova de Diphaglossinae do sul do Brasil (Hymenoptera, Colletidae). *Acta Biol. Par., Curitiba* 30: 175-179.

HERBST, P. 1922. Zur Biologie der Gattung *Chilicola* Spinola. *Ent. Mitt.* 11: 63-68.

JÖRGENSEN, P. 1912. Revision der Apiden der Provinz Mendoza, Republica Argentina. *Zool. Jahrb. Abt. Syst. Geogr. Biol. Tiere* 32: 89-162.

MCGINGLEY, R.J. 1981. Systematics of the Colletidae based on mature larvae with phenetic analysis of apoid larvae (Hymenoptera: Apoidea). *Univ. California Publ. Entomol.* 91: 1-307.

MICHENER, C.D. 1944. Comparatice external morphology, phylogeny, and a classification of the bees. *Bull. Amer. Mus. Nat. Hist.* 82: 151-326.

MICHENER, C.D. 1966. The classification of the Diphaglossinae and North American species of the genus *Caupolicana*. *Univ. Kansas Sci. Bull.* 46: 717-751.

MICHENER, C.D. 1986. A review of the tribes Diphaglossini and Dissoglottini (Hymenoptera, Colletidae). *Univ. Kansas Sci. Bull.* 53: 183-214.

MICHENER, C.D. 1989. Classification of the American Colletinae. *Univ. Kansas Sci. Bull.* 53: 622-703.

MICHENER, C.D. 1995. A classification of the bees of the subfamily Xeromelissinae. *J. Kansas Entomol. Soc.* 68(3): 332-345.

MICHENER, C.D. 2000. *The bees of the world*. The John Hopkins University Press, Baltimore y Londres. 1-913 pp.

MICHENER, C.D. 2007. *The bees of the world, 2nd ed.* The John Hopkins University Press, Baltimore. 1-953 pp.

MICHENER, C.D. & R.B. LANGE. 1957. Observations on the ethology of some Brazilian colletid bees. *J. Kansas Entomol. Soc.* 30: 71-80.

MICHENER, C.D. & J. G. ROZEN. 1999. A new ground-nesting genus of xeromelissine bees from Argentina, and the tribal classification of the subfamily (Hymenoptera, Colletidae). *Am. Mus. Novit.* 3281: 1-10.

MOURE, J.S. 1945. Contribução para o conhecimento dos Diphaglossinae, particularmente *Ptiloglossa*. *Arq. Mus. Paran.* 4: 137-178.

MOURE, J.S. 1953. Notas sôbre Colletidae sul-americanos. *Dusenia* 4: 61-78.
MOURE, J.S. 1954. Novas notas sôbre abelhas do antigo gênero *Pasiphae*. *Dusenia* 5: 165-190.
MOURE, J.S. 1956. Tres espécies novas de Paracolletini do sul do Brasil. *Dusenia* 7: 305-315.
MOURE, J.S. 1960. Os tipos das espécies neotropicais de *Hylaeus* da coleção Vachal no Museu de História Natural de Paris. *Bol. Mus. Para. Emílio Goeldi* (N. S.), Biol. 27: 1-104.
MOURE, J.S. 1964. Os espécies de *Zikanapis*, com a descrição de dois novos subgêneros e duas espécies novas. *Studia Entomol*. 7: 417-458.
MOURE, J.S., V. GRAF & D. UURBAN. 1999. Catálogo de Apoidea da região Neotropical (Hymenoptera, Colletidae). I. Paracolletini. *Rev. Bras. Zool*. 16: 1-46.
MOURE, J. S. & D. URBAN. 1995. *Sarocolletes* Michener, 1989, Status nov. e espécies novas. *Acta Biol. Para*. 19: 89-99.
MOURE, J.S. & D. URBAN. 2002a. Catálogo de Apoidea da Região Neotropical (Hymenoptera, Colletidae). III. Colletini. *Rev. Bras. Zool*. 19: 1-30.
MOURE, J.S. & D. URBAN. 2002b. Catálogo de Apoidea da Região Neotropical (Hymenoptera, Colletidae). V. Xeromelissinae. *Rev. Bras. Zool*. 19(1): 1-25.
OGLOBIN, A.A. 1948. Descripción de dos géneros nuevos de Paracolletini argentinos. *Notas Mus. La Plata* 13: 165-177.
PACKER, L. 2004. Taxonomic and behavioural notes on Patagonian Xeromelissinae with the description of a new species (Hymenoptera: Colletidae). *J. Kansas Entomol. Soc*. 77: 805-820.
PACKER, L. 2008. Phylogeny and classification of the Xeromelissinae (Hymenoptera: Apoidea, Colletidae) with special emphasis on the genus Chilicola. *Syst. Entomol*. 33: 72-96.
PACKER, L. & J.A. GENARO. 2007. Fifteen new species of Chilicola (Hymenoptera: Apoidea; Colletidae). *Zootaxa* 1468: 1-55
ROBERTS, R.B. 1971. Biology of the crepuscular bee *Ptiloglossa guinnae* n.sp. with notes on associated bees, mites and yeasts. *J. Kansas Entomol. Soc*. 44(3): 283-294.
ROIG-ALASINA, A. 2006. A new species of *Hexantheda* Ogloblin (Hymenoptera, Colletidae), a genus of bees with labial palpi of variable number of segments. *Zootaxa* 1229: 33-40.
ROZEN, J.G. Jr. 1984. Nesting biology of diphaglossine bees (Hymenoptera, Colletidae). *Am. Mus. Novit*. 2786: 1-33.
SILVEIRA, F.A., G.A.R. MELO & E.A.B. ALMEIDA. 2002. *Abelhas braseleiras: Sistemática e clasificação*, Belo Horizonte, 253 pp.
SCHROTTKY, C. 1906. Contribución al conocimiento de los himenópteros del Paraguay. *An. Ci. Parag*. 6: 1-32.
SCHROTTKY, C. 1907. Contribución al conocimiento de los himenópteros del Paraguay. III. *An. Ci. Parag*. 7: 1-78.
SCHROTTKY, C. 1910. Neue südamerikanische Arten der Bienengattung *Prosopis* F. *Wien. Ent. Zeitung* 39: 133-138.
STEHMAN, J.R. & J. SEMIR. 2001. Biologia reprodutiva de *Calibrachoa elegans* (Miers) Stehmann & Semir (Solanaceae). *Rev. Bras. Bot*. 24: 43-49.
TORCHIO, P.F. & B. BURWELL. 1987. Notes on the biology of *Cadeguala occidentlis* (Hymenoptera: Colltidae), and a review of colletid pupae. *Ann. Entomol. Soc. Am*. 80(6): 781-789.
TORO, H. 1981. Contribucion al conocimiento de los Xeromelissinae chilenos (Hymenoptera, Apoidea). *An. Mus. Hist. Nat. Valparaiso* 14: 217-224.
TORO, H. 1997. Nuevas especies chilenas de Xeromelissinae. *Acta Entomol. Chil*. 21: 7-12.
TORO, A. 1999. Las especies chilenas del género *Colletes* (Hymenoptera: Colletidae); clave de especies. *Acta Entomol. Chil*. 23: 23-32.
TORO, H. & V. CABEZAS. 1977. Nuevo géneros y especies de Colletini sudamericanos, primera parte. *An. Mus. Hist. Nat. Valparaíso* 10: 45-64.
TORO, H. & V. CABEZAS. 1978. Nuevos géneros y especies de Colletini sudamericanos, Segunda parte. *An. Mus. Hist. Nat. Valparaíso* 11: 131-148.
TORO, H. & F. ROJAS. 1970. Contribucion al estudio de las especies del genero *Leioproctus (Biocolletes)* en Chile. *An. Mus. Hist. Nat. Valparaíso* 3: 85-109.
TORO, H. & A. MOLDENKE. 1979. Revisión de los Xeromelissinae chilenos. *An. Mus. Hist. Nat. Valparaíso* 12: 95-182.
TRUCCO ALEMAN, M.F. 1999a. Cinco nuevas especies del género de abejas *Brachyglossula* Hedicke (Hymenoptera, Colletidae). *Rev. Mus. Arg. Cienc. Nat. (n.s.)* 1: 53-65.
TRUCCO ALEMAN, M.F. 1999b. Revisión del género de abejas *Brachyglossula* Hedicke (Hymenoptera, Colletidae). *Rev. Mus. Arg. Cienc. Nat. (n.s.)* 1: 181-189.
URBAN, D. 1995. Espécies novas de Paracolletini e Panurgini do sul do Brasil e Argentina. *Rev. Bras. Zool*. 12: 397-405.
URBAN, D. & V. GRAF. 2000. *Albinapis gracilis* gen. n. e sp. n. e *Hexantheda enneomera* sp. n. do Sul do Brasil (Hymenoptera, Colletidae, Paracolletini). *Rev. Bras. Zool*. 17: 595–601.
URBAN, D. & J.S. MOURE. 2001. Catálogo de Apoidea da Região Neotropical (Hymenoptera, Colletidae). II. Diphaglossinae. *Rev. Bras. Zool*. 18: 1-34.
URBAN, D. & J.S. MOURE. 2002. Catálogo de Apoidea da Região Neotropical (Hymenoptera, Colletidae). IV. Hylaeinae. *Rev. Bras. Zool*. 19: 31-56.
VACHAL, 1901. Contributions Hyménoptériques, II. *Ann. Soc. Ent. France* 70: 77-82.
VACHAL, J. 1909. Espèce nouvelle ou litigieuses d'Apidae du haut bassin du Parana et des régions contiguës et délimitation d'une nouvelle sous-famille Diphaglossinae. *Rev. Ent*. 28: 5-64.
VACHAL, 1910. Espèce nouvelle ou litigieuses d'Apidae du haut bassin du Parana et des régions contiguës et délimitation d'une nouvelle sous-famille Diphaglossinae. *Rev. Ent*. 28: 65-72.

Apéndice 1. Lista de las especies de Colletidae de la Argentina. Las citas nuevas tanto para la Argentina como para sus provincias se destacan en con *.

Colletinae

Brachyglossula communis Trucco Aleman, 1999. Cat., Mza., Sal., Tuc.
Brachyglossula leucothorax Trucco Aleman, 1999. Mza.
Brachyglossula martinezi Trucco Aleman, 1999. Ju.
Colletes araucariae Friese, 1910. Arg.
Colletes azureus Friese, 1912. Nq.
Colletes bicolor Smith, 1879. Mza., Sal., Nq., Chu., Bs.As.*, L.P.*, L.R.*, R.N.*, Cat.*
Colletes brethesi Joergensen, 1912. Mza.
Colletes chalybaeus Friese, 1910. Bs.As., Nq.
Colletes chubutensis Cockerell, 1918. Chu.
Colletes clarus Joergensen, 1912. Mza.
Colletes clematidis Joergensen, 1912. Mza., Nq., Bs.As.*, Tuc.*, Cat.*
Colletes cognatus Spinola, 1851. Arg.
***Colletes cyanescens* (Haliday, 1837). Nq.
Colletes cyaneus Holmberg, 1903. Bs.As.
Colletes desantisi Moure, 1949. Mza.
Colletes eupogonites Moure, 1949. Tuc.
***Colletes flaminii* Moure 1956. S.C., R.N.
Colletes fulvipes Spinola 1851. Chu., Nq., Mza.
Colletes furfuraceus Holmberg, 1886. Bs.As., Mza.
Colletes glycyrrhizae Joergensen, 1912. Mza.
Colletes joergenseni Friese, 1910. Mza., Tuc.
Colletes longiceps Friese, 1910. Nq.
Colletes lycii Joergensen, 1912. Mza.
Colletes meridionalis Schrottky, 1902. Mnes.
Colletes mourei kuhlmann, 1999. Mza.

Colletes musculus Friese, 1910. Bs.As., Nq.
Colletes neuqueenensis Friese, 1910. Nq., Mza.
Colletes ornatus Schrottky, 1902. Mnes.
Colletes patagonicus Schrottky, 1907. Nq. Chu.*
Colletes petropolitanus Dalla Torre 1896. Bs.As., Mza., Mnes., Tuc.
Colletes pinnatus Vachal, 1909. Mza.
Colletes quadrigenis Vachal, 1909. Tuc.
Colletes rhodaspis Cockerell, 1909. Chu.
Colletes rufosignatus Cockerell, 1918. Chu.
Colletes rugicollis Friese, 1900. Tuc., Bs.As., Mza., Cba.*, L.R.*, Mnes.*, S.E.*, Cm.*, Cha.*
Colletes schrottkyi Joergensen, 1912. Mza.
***Colletes seminitidus* Spinola, 1851. Nq., Mza., Chu., R.N.
Colletes steinbachi Friese, 1910. Sal.
***Colletes vachali* Joergensen, 1912. Mza.
**Colletes vicugnensis* Rojas & Toro, 1993. Mza.
Colletes virgatus Vachal, 1904. Bs.AS., S.Fe., Nq.
Colletes weiskei Friese, 1912. Nq.
Eulonchopria (Eulonchopria) psaenythioides Brèthes, 1909. Sal., Tuc.
Leioproctus (Cephalocolletes) crassipunctatus (Urban, 1995). Cm.
Leioproctus (Cephalocolletes) laticeps (Friese, 1906). Cm., L.R., Mza., Tuc.
Leioproctus (Cephalocolletes) rugatus (Urban, 1995). E.R.
Leioproctus (Hexantheda) entrerriana Roig Alsina. E.R.
Leioproctus (Hexantheda) missionica (Ogloblin, 1948). Mnes., Fo.
Leioproctus (Holmbergeria) cristariae (Jorgensen, 1912). Mza.
Leioproctus (Holmbergeria) rubriventris (Friese, 1909). Mza. Paraguay
Leioproctus (Kylopasiphae) pruinosus Michener, 1989. Cm., L.R., Nq., Tuc., Cba.*, Mza.*
Leioproctus (Nomiocolletes) arnaui (Moure, 1949). Tuc., Sal.*, L.R.*, Cba.*, Cm.*
Leioproctus (Nomiocolletes) jenseni (Friese, 1906). Cba., Mza., Nq., Tuc., R.N.*, Cm.*
Leioproctus (Nomiocolletes) joergenseni (Friese, 1908). Cm., Mza., S.J.*, L.P.*
Leioproctus (Perditomorpha) abdominalis (Joergensen, 1912). Mza., Cat.
Leioproctus (Perditomorpha) arnaui (Moure, 1954). Tuc.
Leioproctus (Perditomorpha) basirufus (Schrottky, 1920). S.Fe.
Leioproctus (Perditomorpha) brunerii (Ashmead, 1899). S.Fe.
Leioproctus (Perditomorpha) chrysostomus (Cockerell, 1917). S.Fe., Bs.As.*
Leioproctus (Perditomorpha) coloratipes (Cockerell, 1933). Mnes.
Leioproctus (Perditomorpha) eulonchoprioides Michener, 1989. Sal.
Leioproctus (Perditomorpha) fasciatus (Schrottky, 1920). S.Fe.
Leioproctus (Perditomorpha) ferrugineus (Moure, 1954). L.R.
Leioproctus (Perditomorpha) franki (Friese, 1908). Bs.As.
Leioproctus (Perditomorpha) friesei (Joergensen, 1912). Mza.
Leioproctus (Perditomorpha) indigoticus Compagnucci & Roig Alsina, 2008. Bs.As.
Leioproctus (Perditomorpha) insconspicus Michener, 1989. Sal.
Leioproctus (Perditomorpha) larejae Compagnucci & Roig Alsina, 2008. Bs.As.
Leioproctus (Perditomorpha) leucostomus (Cockerell, 1917). Bs.As., S.Fe, Tuc.
Leioproctus (Perditomorpha) longipes (Joergensen, 1912). Mza.
Leioproctus (Perditomorpha) lucidula (Cockerell, 1933). Mnes.
Leioproctus (Perditomorpha) moerens (Vachal, 1909). Mza.
Leioproctus (Perditomorpha) neotropicus (Friese, 1908). Bs.As.*, L.R.*, Mza. S.E.*, Tuc.*
Leioproctus (Perditomorpha) orientalis (Vachal, 1904). Tuc.
Leioproctus (Perditomorpha) pseudozonatus (Moure, 1954). Tuc.
Leioproctus (Perditomorpha) rufiventris (Spinola, 1851). Mza.
Leioproctus (Perditomorpha) saltensis Friese, 1908. Sal.
Leioproctus (Perditomorpha) spegazzini (Joergensen, 1912). Mza.
Leioproctus (Perditomorpha) stictus (Moure, 1954). Tuc.
Leioproctus (Perditomorpha) stilborhinus (Moure, 1954). Cm., Sal.*, Cba.*
Leioproctus (Pygopasiphae) mourellus Michener, 1989. Bs. As., Cm.
Leioproctus (Pygopasiphae) wagneri (Vachal, 1909). Mza., S.E., Bs.As.*, S.J.*, S.E.*, Tuc.* L.P.*
Leioproctus (Sarocolletes) duplex Michener, 1989. S.F.
Leioproctus (Sarocolletes) minor (Moure & Urban, 1995). Fo., Mnes.
Leioproctus (Sarocolletes) pallidus (Moure & Urban, 1995). Tuc.
Leioproctus (Sarocolletes) rufipennis (Cockerell, 1917). Cba., Cm.
Leioproctus (Spinolapis) cyaneus (Cockerell, 1915). S.C., T.F.
Leioproctus (Spinolapis) kalen Toro, 2000. Nq.
Leioproctus (Spinolapis) melanurus (Cockerell, 1917). Chu.
Leioproctus (Spinolapis) nitidiventris Compagnucci & Roig Alsina, 2008. Nq.
Leioproctus (Tetraglossula) bigamicus (Strand, 1910). Mnes.
Leioproctus (Tetraglossula) deltivagus (Ogloblin, 1948). Bs.As., Cs.
Lonchopria (Biglossa) aenea (Friese, 1906). Sal., L.R.
Lonchopria (Biglossa)chalybaea (Friese, 1906). Cm., Mza., Sal., Tuc., Cba.*, S.Fe*, L.R.*
Lonchopria (Biglossa)deceptrix (Moure, 1948). Tuc.
Lonchopria (Biglossa)longicornis Michener, 1989. Cm.
Lonchopria (Biglossa)nivosa Vachal, 1909. Tuc., Sal.
Lonchopria (Biglossa)robertsi Michener, 1989. Cm., Chu., Tuc., Mza.*
Lonchopria (Biglossa)thoracica (Friese, 1906). Mza., Tuc., Sal., S.J.*, S.L.*
Lonchopria (Lonchoprella) annectens Michener, 1989. S.E. Cm., L.R.*
Lonchopria magdalenae Roig Alsina, 2002. Bs.As.
Mourecotelles (Hemicotelles) magallanes (Toro & Cabezas, 1977). S.C., Chu*.
***Mourecotelles (Hemicotelles) ruizii* (Toro & Cabezas, 1977). Nq., R.N.
Mourecotelles (Mourecotelles) boliviensis Toro & Cabezas, 1977. Ju.
Mourecotelles (Mourecotelles) enodis (Vachal, 1909). Mza.
***Mourecotelles (Mourecotelles) puelche* Toro & Cabezas, 1977. Nq.
Mourecotelles (Mourecotelles) triciliatus Toro & Cabezas, 1977. Cat.
Mourecotelles (Xanthocotelles) basitarsalis (Toro & Cabezas, 1978). Cat.
Mourecotelles (Xanthocotelles) plantaris (Vachal, 1909). Mza.
***Mourecotelles (Xanthocotelles) sicheli* (Vachal, 1909). Nq.
***Mourecotelles (Xanthocotelles) subandina* (Toro & Cabezas, 1978). Nq.
Mourecotelles (Xanthocotelles) tarsalis (Toro & Cabezas, 1978). Ju.

Diphaglossinae

Caupolicanini

Caupolicana bicolor Friese, 1899. Mza., S.L.
**Caupolicana dimidiata* Herbst, 1917. Mza., Ju.
Caupolicana egregia Friese, 1906. Mza., Sal., Tuc., Ju.*
Caupolicana friesei Joergensen, 1909. Mza.
Caupolicana fulvicollis Spinola, 1851. E.R., Mza., S.Fe., S.E.
Caupolicana gaullei Vachal, 1901. Cs., Mnes.
Caupolicana lugubris Smith, 1879. Cat., Cba., L.R., Mza., Sal., S.L., Tuc., Nq.*, L.P.*, Bs.As.*, S.E.*, R.N.*, S.J.*
Caupolicana mendocina Joergensen, 1909. Mza., Cba.*, S.E.*, L.R.*, Cha.*
Caupolicana mystica Schrottky, 1902. Bs.As., Cat., Cba., E.R., Mza., Sal., S.Fe., Tuc., Patagonia. L.R.*, S.L.*, Sal.*
Caupolicana nigriventris Friese, 1904. Bs.As.

Caupolicana ochracea (Friese, 1906). Sal., Tuc.*, Ju.*
Caupolicana ruficollis Friese, 1906. Mza., Tuc., Mis.*, L.R.*, E.R.*, Cba.*, S.E.*, Bs.As.*, S.J.*, S.Fe*, Fo.*, S.L.*
Caupolicana smithiana Friese, 1908. S.Fe.
Caupolicana steinbachi Friese, 1906. Sal.
Ptiloglossa aculeata Friese, 1904. Mnes.
Ptiloglossa ducalis Smith, 1853. L.R., Mza.
Ptiloglossa eximia (Smith, 1861). Tuc.
Ptiloglossa giacomellii Schrottky, 1914. L.R.
Ptiloglossa matutina (Schrottky, 1906). Mnes.
Ptiloglossa pallida Friese, 1925. S.E.
Ptiloglossa psednozona Moure, 1947. Cba., Ju., Sal., Tuc.
Ptiloglossa tarsata (Friese, 1900). Sal., S.E., Tuc., Cha.*, E.R.*, S.Fe*, Ju.*, Fo.*
Ptiloglossa willinki Moure, 1953. Cba., Sal., Tuc., Cat.*, Ju.*, Cat.*
Willinkapis chalybaea (Friese, 1906). L.R., Mza., Sal., S.J.*, Cat.*, Tuc.*, Ju.*
Zikanapis brethesi Compagnucci, 2006. Bs.As.
Zikanapis copo Compagnucci, 2006. S.E., S.Fe.
Zikanapis foersteri (Moure & Seabra, 1962). Ju., Sal., S.E.
Zikanapis megalopta Moure, 1948. Tuc.
Zikanapis tucumana (Moure, 1945). Mza., S.E., Tuc.

Diphaglossini

Cadeguala albopilosa (Spinola, 1851). Nq., R.N.*
Cadeguala occidentalis (Haliday, 1837). Nq., R.N.*, S.C.

Dissoglottini

Mydrosomella gaullei (Vachal, 1904). Bs.As., Tuc.
Ptiloglossidia fallax Moure, 1953. Sal.

Hylaeinae

Hylaeus rufulus (Friese, 1908). Tuc.
Hylaeus paraguayensis (Schrottky, 1906). Cat.
Hylaeus punctatus (Brullé, 1832). Bs.As., Mza. R.N.
Hylaeus saltensis saltensis (Friese, 1908). Sal.
Hylaeus saltensis rufifrons (Friese, 1908). Sal.

Xeromelissinae

Chilicola obesifrons Packer, 2007. Cat.
Chilicola catamarcense Packer, 2007. Cat.
Chilicola unicarinata Packer, 2007. Cat.
Chilicola chubutense Packer, 2007. Chu.
Chilicola biguttata Packer, 2007. Cat., LR., SE., SJ.
Chilicola tricarinata Packer, 2007. Cat.
Chilicola tricarinatoides Packer, 2007. Chu.
Chilicola clavillo Packer, 2007. Cat., Sal., Tuc., Bolivia.
Chilicola liliana Packer, 2007. SC., Chu.
Chilicola tregualemu Packer, 2007. Chile.
Chilicola setosicornis Packer, 2007. Sal.
Chilicola (Anoediscelis) inermis (Friese, 1906). Mza.
Chilicola (Chilicola) venticola Packer, 2004. S.C.
Chilicola (Chilioediscelis) aenigma Packer, 2007. SC.
Chilicola (Chilioediscelis) araucana Toro & Moldenke, 1979. R.N.
Chilicola (Chilioediscelis) patagonica Toro & Moldenke, 1979. S.C.
Chilicola (Oediscelis) chalcidiformis (Meade-Waldo, 1914). Chu.
Chilicola (Pseudiscelis) nanula Packer, 2007. LR., Cat.
Chilicola (Pseudiscelis) rostrata (Friese, 1906). L.R., Sal.
Chilicola (Stenoediscelis) denisii Packer, 2007. SC.
Chilimelissa australis Toro & Moldenke, 1979. S.C.
Chilimelissa irwini Toro & Moldenke, 1979. S.C.
Geodiscelis megacephala Michener & Rozen, 1999. S.J.
Geodiscelis thaumaskelos Packer, 2009. Mza.

BRADYNOBAENIDAE

Javier TORRÉNS

Centro Regional de Investigaciones Científicas y Transferencia Tecnológica (CRILAR-CONICET), Entre Ríos y Mendoza, 5301 Anillaco, La Rioja,Argentina.
jtorrens@crilar-conicet.gob.ar

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

La familia Bradynobaenidae está representada en la Argentina sólo por la subfamilia Bradynobaeninae, formada por el género *Bradynobaenus*, el que se encuentra presente en las regiones áridas de Argentina y Chile, y está compuesta por ocho especies; cinco presentes en nuestro país. En este trabajo se reseña lo que se conoce de esta familia, su clasificación y distribución en la Argentina.

Abstract

The family Bradynobaenidae is represented in Argentina only by the subfamily Bradynobaeninae, which includes the single genus *Bradynobaenus*. This genus is located in arid regions of Argentina and Chile, and is composed for eight species; five present in our country. We review the family, its classification and the distribution in Argentina.

Introducción

Las Bradynobaenidae son una familia que fue ubicada en diferentes posiciones sistemáticas de acuerdo con distintos autores, y en donde sus integrantes fueron también cambiando a lo largo de los estudios realizados. Actualmente está compuesta por las subfamilias Bradynobaeninae y Apterogyninae. La familia se encuentra distribuida en las regiones Neotropical, Andina, Etiópica y Paleártica (Reid, 1941; Fernández, 2001; Lelej & Osten, 2004). En lo que respecta a las regiones Andina y Neotropical, está representada por el género *Bradynobaenus* (Bradynobaeninae).

Filogenia

El género *Bradynobaenus* fue relacionado en un principio con mutílidos, escolídidos o tífidos. Esta ubicación incierta fue estudiada en un principio por Brothers (1975), quien relacionó la subfamilia Bradynobaeninae (con *Bradynobaenus* como único género), junto con Thyphoctinae, Chyphotinae y Apterogynae en un grupo monofilético, denominado Bradynobaenidae.

Genise (1986) incluye a esta familia dentro de Bradynobaenoidea, pero la clasificación más seguida fue la de Brothers (1975), que incluye la familia dentro de Vespoidea, más relacionada con Formicidae, Scoliidae y Vespidae (Gauld & Bolton, 1988; Carpenter, 1981; Brothers & Carpenter, 1993; Brothers, 1999; Fernández, 2001; Fernández & Sharkey, 2006). Los últimos estudios moleculares de Vespoidea (Pilgrim *et al.*, 2007) sugieren que esta superfamilia, con los grupos que incluía hasta el momento, sería parafilética, y dividen a la misma en varias superfamilias. Las Bradynobaenidae, que también mostraron ser parafiléticas, quedaron conformadas por las Bradynobaeninae y Apterogyninae, y junto con Scoliidae conforman la superfamilia Scolioidea.

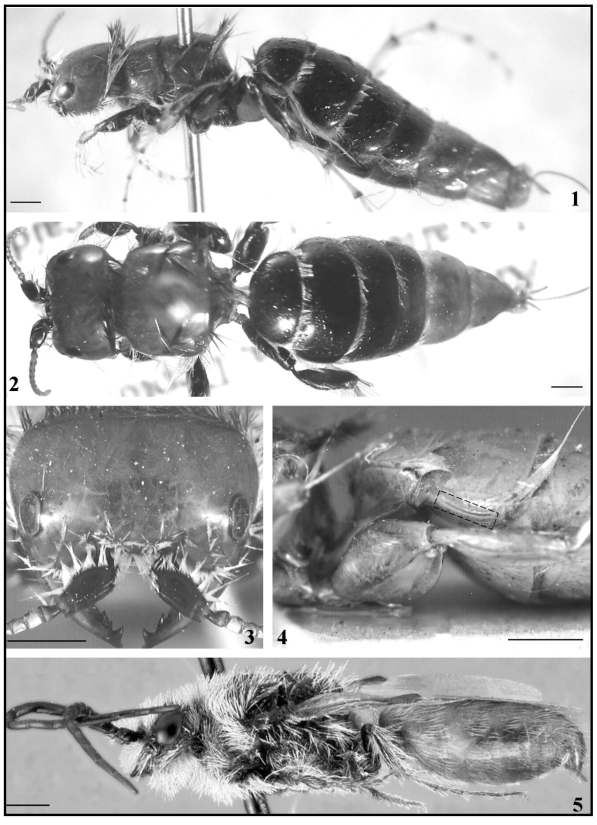
Biología y distribución

No se sabe nada de la biología de Bradynobaeninae. Según Genise (1986), la forma general de la cabeza y las mandíbulas sugieren una adaptación a la sujeción de larvas, probablemente de coleópteros o himenópteros, sobre los que oviponen.

Aparentemente son diurnos; los machos fueron recolectados con red entomológica de día (Porter, com. pers.) y las hembras de *Bradynobaenus* han sido observadas enterrándose en suelo arenoso (Brothers, 2006).

La fauna de los bradinobénidos en la Argentina está compuesta por el género *Bradynobaenus*, presente en la región Neotropical en la provincia biogeográfica del Monte y sólo una especie, *B. chubutinus,* en su distribución austral ocupa algunas localidades que pertenecen a la región Andina (Morrone, 2001), de la provincia biogeográfica de la Patagonia Central.

Dentro del país fueron recolectados en Chubut, Córdoba, La Rioja, Mendoza, Neuquén y Río Negro (Apéndice 1). La especie más septentrional es *B. riojanus*, que se distribuye en La Rioja; mientras que la más austral es *B. chubutinus,* de Chubut, en el límite entre las regiones Neotropical y Andina.



Figs. 1-5. 1-3, *Bradynobaenus chubutinus* (hembra): 1, hábito (vista lateral); 2, hábito (vista dorsal); 3, cabeza (vista frontal); 4, *B. riojanus*, línea de felpa (hembra; vista lateral, cuadro entrelineado); 5, *B. gayi* (macho, vista lateral). (Escala= 1mm.).

Diagnosis

Dimorfismo sexual notable; los machos son alados (Fig. 5), mientras que las hembras son ápteras (Figs. 1 y 2), sin embargo, el tamaño y forma del cuerpo no difiere mucho entre ambos; la pubescencia del cuerpo es abundante y simple.

Cabeza moderada a grande (Figs. 3 y 6); antenas de 13 segmentos en el macho y 12 en la hembra. Órgano genal presente. Pronoto articulado libremente con el resto del mesosoma, medianamente reducido y con el margen posterodorsal ligeramente cóncavo en los machos; hembras con resto de las partes del mesosoma fusionadas. Pro y metacoxas contiguas entre sí; mesocoxas bien separadas por metasterno prominente. Venación alar reducida; ala posterior con lóbulo anal no indicado. Metasoma con primer esterno separado del segundo por profunda constricción; segundo tergito metasomal con línea de felpa con o sin pubescencia (Figs. 4 y 7).

Clave para las subfamilias de Bradynobaenidae

1- Ala anterior con cinco celdas cerradas; uñas dentadas; línea de felpa en 2° segmento metasomal con pubescencia densa en machos (Fig. 7) (como una línea cuticular invaginada en las hembras); inserción antenal con margen producido, formando tubérculo bien desarrollado (Fig. 6); sin representantes en América.....Apterogyninae

\- Ala anterior con tres celdas cerradas; uñas simples; línea de felpa en 2° segmento metasomal sin pubescencia densa en ambos sexos (Fig. 4); inserción antenal muy poco producida, sin formar verdadero tubérculo (Fig. 3).....Bradynobaeninae

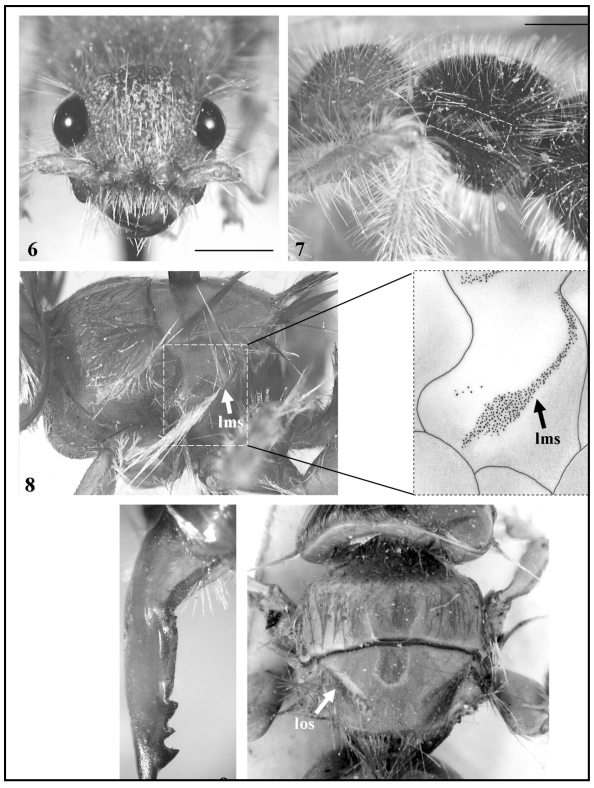
Bradynobaeninae

Esta subfamilia está compuesta solo por el género *Bradynobaenus*, con tres especies de Chile y cinco de Argentina.

La descripción de las especies se basa mayormente en las hembras, con excepción de *B. australis* que sólo se conoce el macho. De las especies presentes en Argentina, sólo se conoce el macho en *B. chubutinus*.

El tamaño varía de acuerdo con la especie, entre 4,7 mm a 16 mm. La coloración en la mayoría de los casos es testáceo rojiza con manchas oscuras; solamente en *B. chubutinus* se distingue claramente del resto por su gáster predominantemente negro (Figs. 1 y 2). Escultura, pilosidad y puntuación similares en todas las especies, siguiendo un patrón en común; la distribución y cantidad de los pelos puede variar en ciertas partes del cuerpo, es una característica que permite diferenciarlas a nivel específico.

Las hembras poseen cabeza de tamaño grande y deprimida con mandíbulas y antenas dirigidas hacia delante, con escapo acodado (Fig. 3); mandíbulas bien desarrolladas, casi o tan largas como la cabeza, con dientes distales que varían en número, tamaño y posición según la especie (Fig. 9). Ocelos ausentes. Pronoto con lóbulos



Figs. 6-10. 6 y 7, *Apterogyna* sp.: 6, cabeza (hembra; vista frontal); 7, línea de felpa (macho; vista lateral, cuadro entrelineado); 8-10, *Bradynobaenus riojanus* (hembra): 8, mesopleura (vista lateral); 9, mandíbula (vista dorsal); 10, mesosoma (vista dorsal) (lms= línea mesopleural de setas, los= línea oblícua de setas y punturas). (Escala= 1mm).

pronotales hacia los costados que varían en forma (Fig. 8). Lateralmente el mesosoma posee depresiones que separan los diferentes escleritos, estas depresiones son más visibles en algunas especies que en otras; mesopleura con línea mesopleural de setas que varía en distribución y cantidad de setas de acuerdo con la especie (Fig. 8, lms). Fémures y tibias ensanchados y comprimidos lateralmente, con setas espiniformes cortas, largas y gruesas; característica que presume un comportamiento cavador. Gáster algo deprimido; con pecíolo corto; segundo tergito con línea de felpa en forma de depresiones sin pubescencia densa (Fig. 4).

Machos con cabeza de tamaño y forma normales; antenas más largas que cabeza y mesosoma juntos; escapo recto (Fig. 5). Tres ocelos. Patas poco modificadas, fémures y tibias algo ensanchados; poseen varias espinas gruesas y largas en los extremos de las tibias medias y posteriores. Ala anterior con tres celdas cerradas; pterostigma grande, ensanchado hacia el ápice, engrosado y bien esclerotizado; ala posterior con dos celdas cerradas. Hipopigio tridentado; cercos ausentes.

Clave para las especies de *Bradynobaenus*

1- Machos: ocelos presentes; alas completamente desarrolladas; mesoescudo, mesoescutelo, metanoto y propodeo articulados.....2
- Hembras: ocelos ausentes; alas ausentes; mesoescudo, mesoescutelo, metanoto y propodeo muy poco diferenciados y fusionados.....5
2- Gáster pardo-rojizo claro; 10 a 15 mm de largo; ala tenuemente ahumada; sin representantes en Argentina (Fig. 5).....*B. gayi*
- Gáster negro a pardo oscuro; 6 a 10 mm de largo; alas no ahumadas.....3
3- Flagelo antenal naranja; sin representantes en Argentina.....*B. wagenknechii*
- Flagelo antenal pardo oscuro a negro.....4
4- Borde interno de la mandíbula con un solo diente; anteúltimo flagelómero más largo que el primero; sin representantes en Argentina.....*B. australis*
- Borde interno de la mandíbula con elevación anterior al diente, separada por escotadura profunda; todos los flagelómeros de longitud similar.....*B. chubutinus*
5- Mesonoto con línea de setas y punturas oblicuas desde el ángulo antero-lateral hacia la línea media (Fig. 10, los); sin ninguna puntura a lo largo del margen anterior del escudo. Línea mesopleural de setas arqueada en forma cóncava hacia el margen del lóbulo pronotal; formando un banda puntuada densa en la parte media del mesopleurón, que se encuentra conectada por unas pocas punturas o sin ellas con la línea de setas ubicadas anteriormente a la coxa media (Fig. 8, lms).....6
- Mesonoto sin línea oblicua corriendo hacia el centro del escudo; con pocas punturas y setas a lo largo del margen anterior del escudo, en una fila o dispersas; línea mesopleural de setas interrumpidas o más bien recta frente al lóbulo pronotal; parte media del mesopleurón variable.....7
6- Diente proximal de la mandíbula con engrosado basal (Fig. 3); escapo, patas excepto tarsos, y primeros cuatro tergitos del metasoma negros.....*B. chubutinus*
- Diente proximal sin engrosamiento basal (Fig. 9); escapo, patas excepto tarsos, y tergitos del metasoma castaños.....*B. riojanus*
7- Mandíbula con tres dientes, diente medio cerca del diente proximal y desplazado internamente; línea mesopleural de setas formando banda densa con punturas coalescentes dirigida desde final superior de sutura meso-metapleural al área en frente de la coxa media; sin representantes en Argentina.....*B. gayi*
- Mandíbula con dos o tres dientes uniformemente espaciados y en una misma fila; línea mesopleural de setas en frente del lóbulo pronotal formando una banda, pero con punturas más o menos en una hilera o ausente.....8
8- Mandíbula con tres dientes; diente proximal romo, de similar tamaño o poco más pequeño que el diente medio; línea mesopleural de setas en frente del lóbulo pronotal con unas punturas formando hilera contínua; metasoma con manchas oscuras desde el segundo tergito al quinto, o uniformemente castaño.....9
- Mandíbula con dos dientes, o sin son tres, el diente proximal en punta, más largo que el reducido diente medio; línea mesopleural de setas en frente del lóbulo pronotal indicado por unas pocas punturas espaciadas o ausente; metasoma con manchas oscuras sólo en segundo tergito.....10

9- Tamaño 4,7-5,0 mm; metasoma uniformemente castaño amarillento pálido; setas en escapo, cabeza y dorso del mesosoma blanquecinas.....*B. cordobensis*
- Tamaño 6,0-9,0 mm; metasoma castaño rojizo, del segundo al quinto tergito con manchas oscuras laterales; setas en escapo, cabeza y dorso del mesosoma castañas a negras; sin representantes en Argentina.....*B. wagenknechii*

10- Mandíbula con dos dientes; área mesopleural detrás de la línea de setas finamente esculturado...*B. bidentatus*
- Mandíbula con tres dientes; área mesopleural detrás de línea de setas lisa, pulida.....*B. subandinus*

Métodos de recolección

Los ejemplares no son muy comunes y por consiguiente difíciles de recolectar; las hembras se pueden capturar con trampas de caída y los machos con red o trampa Malaise. Otra metodología muy útil para recolectar, en casos como esta familia, en la que los machos son alados y las hembras ápteras, es mediante platos amarillos enterrados hasta la altura del suelo, funcionando como una trampa híbrida entre trampa de caída y platos amarillos (Fernández & Sharkey, 2006).

Colecciones en la Argentina

Genise (1986) hizo un trabajo muy completo sobre la familia, más específicamente en lo que se refiere a *Bradynobaenus*; realizó la revisión del género e identificó especies nuevas. La colección más importante se encuentra en el Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia", Buenos Aires (MACN), en donde se encuentran la mayoría de los ejemplares tipos; otra de las colecciones que preserva ejemplares es el Instituto Fundación Miguel Lillo, Tucumán (IFML).

Dentro de las colecciones en las que se depositó material tipo está la colección de Manfredo Fritz (MAF); actualmente en el American Museum of Natural History de Nueva York, EE.UU. (AMNH).

Agradecimientos

A Patricio Fidalgo y Arturo Roig-Alsina por la lectura crítica del trabajo. A Jorge Genise por sus contribuciones al mismo. Las investigaciones realizadas en este capítulo fueron apoyadas económicamente por CONICET y el proyecto PICT-01238 (SECyT).

Literatura citada

BROTHERS, D.J. 1975. Phylogeny and classification of the Aculeate Hymenoptera, with special reference to Mutillidae. *Univ. Kansas Sci. Bull.* 50(11): 483–658.

BROTHERS, D.J. 1999. Phylogeny and evolution of wasps, ants and bees (Hymenoptera, Chrysisoidea, Vespoidea, and Apoidea). *Zool. Scripta* 28: 233-249.

BROTHERS, D.J. 2006. Familia Bradynobaenidae. *In*: Fernández, F. & M. J. Sharkey (eds.), *Introducción a los Hymenoptera de la región Neotropical*. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, 894 pp.

BROTHERS, D.J. & J.M. CARPENTER. 1993. Phylogeny of Aculeata: Chrysidoidea and Vespoidea (Hymenoptera). *J. Hymen. Res.* 2: 227-304.

CARPENTER, J.M. 1981. The phylogenetic relationships and natural classification of the Vespoidea (Hymenoptera). *Syst. Entomol.* 7: 11–38.

FERNÁNDEZ, F. 2001. Checklist of genera and subgenera of Aculeate Hymenoptera of the Neotropical region (Hymenoptera: Vespomorpha). *Biota Colomb.* 2(2): 87-130.

FERNÁNDEZ, F. & M.J. SHARKEY. 2006. *Introducción a los Hymenoptera de la región Neotropical*. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, 894 pp.

GAULD, I.D. & B. BOLTON 1988. *The Hymenoptera*. British Museum (Natural History) Oxford University Press, Oxford, 332 pp.

GENISE, J.F. 1986. Las Bradynobaenidae y algunas modificaciones a la clasificación general de Hymenoptera Aculeata. *Physis* 44(106): 39–53.

LELEJ, A.S. & T. OSTEN. 2004. To the knowledge of the mutillid and bradynobaenid wasps of Iran (Hymenoptera: Mutillidae, Bradynobaenidae). *Proc. Russian Entomol. Soc.* St. Petersburg 75(1): 253-262.

MORRONE, J.J. 2001. Biogeografía de América Latina y el Caribe. M&T–Manuales & Tesis SEA, vol. 4. Zaragoza, 148 pp.

PILGRIM, E.M., C.D. von DOHLEN & J.P. PITTS. 2007. Molecular phylogenetics of Vespoidea indicate paraphyly of the superfamily and novel relationships of its component families and subfamilies. *Zool. Scripta* 37: 539–560.

REID, J.A. 1941. The thorax of the wingless and short-winged Hymenoptera. *Trans. R. Entomol. Soc. London* 91: 367–446.

Apéndice 1. Distribución geográfica y provincias biogeográficas donde se han encontrado las especies de Bradynobaenidae presentes en la Argentina (H= hembra; M= macho) (Mon: Monte; PC: Patagonia Central).

Bradynobaenus bidentatus. Cba. (H) (Mon).
Bradynobaenus chubutinus. Chu., Mza., R.N. (H, M) (PC).
Bradynobaenus cordobensis. Cba. (H) (Mon).
Bradynobaenus riojanus. L.R. (H) (Mon).
Bradynobaenus subandinus. L.R., SL. (H) (Mon).

CHYPHOTIDAE

Javier TORRÉNS
Patricio FIDALGO

Centro Regional de Investigaciones Científicas y Transferencia Tecnológica (CRILAR-CONICET), Entre Ríos y Mendoza, 5301 Anillaco, La Rioja, Argentina.
jtorrens@crilar-conicet.gob.ar
pfidalgo@crilar-conicet.gob.ar

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

La familia Chyphotidae está representada en el Neotrópico por la subfamilia Typhoctinae, que incluye los géneros *Eotilla*, *Prototilla*, *Typhoctoides* y *Typhoctes*. En la Argentina esta representada por los tres primeros, los que se pueden encontrar en regiones áridas y zonas de altura. Se reseña lo que se conoce de esta familia, su clasificación y distribución en la Argentina. Se provee de una clave para géneros.

Abstract

The family Chyphotidae is represented in the Neotropics by the subfamily Thyphoctinae, that includes the genera *Eotilla*, *Prototilla*, *Thypoctoides* and *Thyphoctes*. In Argentina the former three are represented, which are found in arid and high regions. A review of the family, its classification and distribution in the country is provided. A key to the genera is provided.

Introducción

La familia Chyphotidae fue tratada como tal por primera vez por Genise (1986), originándose la misma a partir de la clasificación de Brothers (1975), quien la había tratado como subfamilia monotípica. En los últimos estudios moleculares realizados por Pilgrim *et al*. (2007), las Chyphotidae incluyen dos subfamilias, Chyphotinae y Typhoctinae.

La familia se encuentra distribuida en las regiones Andina, Neotropical y Neártica (Poole & Gentili, 1996; Fernández, 2001). En lo que respecta a las regiones Andina y Neotropical, están representados los géneros *Eotilla*, *Prototilla* y *Thyphoctoides*.

Filogenia

La clasificación de Brothers (1975) y Brothers & Carpenter (1993) de los Hymenoptera Aculeata, incluyendo los taxones que forman esta familia, fue la seguida por quienes trataron a Typhoctinae, Chyphotinae, Bradynobaeninae y Apterogyninae dentro de las Bradynobaenidae en Vespoidea, y dividieron las Typhoctinae en las tribus Eotillini y Typhoctini. Genise (1986) trata a las cuatro subfamilias mencionadas como familias independientes dentro de la superfamilia, Bradynobaenoidea. Recientes estudios filogenéticos y moleculares (Pilgrim *et al*. 2007) indican que las Bradynobenidae, según los conceptos considerados anteriormente, es parafilética, y ubican a Chyphotinae y Typhoctinae dentro de Chyphotidae, que junto con Thynnidae conforman la superfamilia Thynnoidea.

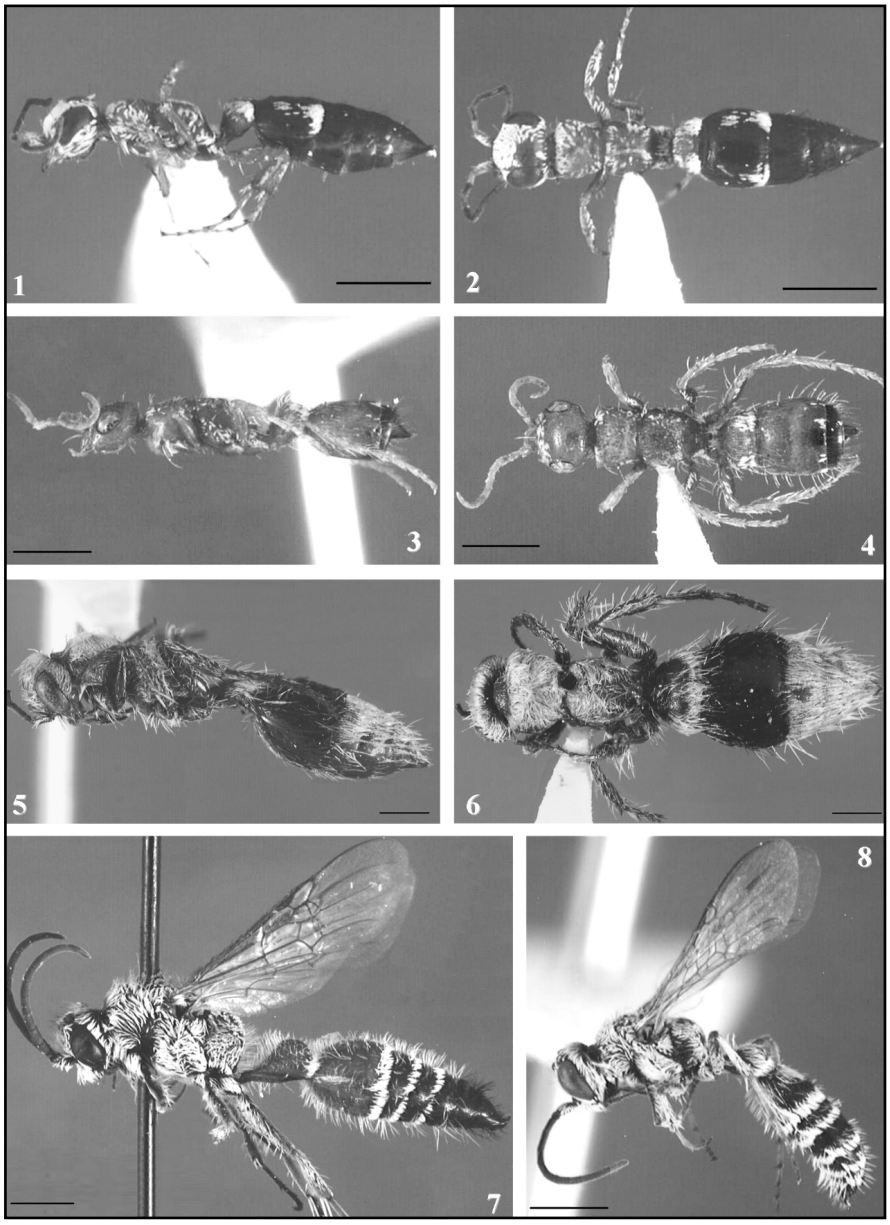
Biología y distribución

Respecto a la biología no se conoce nada, excepto un registro de *Typhoctes* en donde las larvas serían ectoparasitoides de solífugos (Brothers, 2006). En cuanto a sus hábitos, se sabe que las Typhoctinae son diurnas y las Chyphotinae nocturnas.

La fauna argentina esta representada por los géneros *Eotilla*, *Prototilla* y *Thyphoctoides*, presentes en las regiones Neotropical y Andina (Morrone, 2001). Las provincias en donde fueron recolectados son Córdoba, Jujuy, La Rioja, Catamarca, Mendoza, Neuquén y Salta. *Eotilla* posee la mayor distribución, encontrándose desde Salta (Tacuil) hasta Neuquén (Covunco), en altitudes que van entre los 1000-2900 m, mientras que *Prototilla* se restringe a zonas de menor altitud, entre los 200-700 m. *Thyphoctoides* se encuentra entre los 3000-4200 m, desde Jujuy (La Quiaca) hasta Mendoza (Cuchilla Guarguaraz; citado erróneamente por Brothers como Jaguaraz) (Apéndice 1).

Diagnosis

Dimorfismo sexual marcado; machos alados y hembras ápteras (Figs. 1-8); pubescencia del cuerpo abundante, simple, subplumosa y/o plumosa. Tres ocelos en machos (ausentes en las hembras). Órgano genal ausente. Antenas con 13 segmentos en el macho y 12 en la hembra. Pronoto grande, articulado libremente con el resto del mesosoma, en la hembra con fusión de escleritos. Pro y metacoxas contiguas entre sí; mesocoxas separadas por metasterno producido anteriormente. Mesepímeron reducido. Meso y metapleura no móviles entre sí; sin glándulas metapleurales. Sutura pleural metatorácica-propodeal visible dorsalmente



Figs. 1-8. 1 y 2, *Eotilla* sp. (hembra): 1, hábito (vista lateral); 2, hábito (vista dorsal). 3 y 4, *Prototilla typhoctoides* (hembra): 2, hábito (vista lateral); 4, hábito (vista dorsal). 5 y 6, *Typhoctoides aphelonyx* (hembra): 1, hábito (vista lateral); 2, hábito (vista dorsal). 7, P. anomala (macho, vista lateral). 8, E. superba, hábito (macho, vista lateral) (escala= 1mm).

al hoyuelo del endofragma. Ala anterior y posterior con venación reducida apicalmente; ala posterior con venas anal y yugal ausentes (Fig. 10). Patas delgadas, generalmente no modificadas. Tibias anteriores con calcar simple; tibias posteriores con espinas débiles y dispersas; dos espuelas simples. Líneas de felpa desarrolladas en el segundo segmento del metasoma como línea de pubescencia densa. Órganos estridulatorios en cuarto tergo. Primer segmento algo constreñido; primer esternito deprimido, separado del segundo por una profunda constricción. Hembra con séptimo tergito oculto. Macho con séptimo esternito algo reducido, aunque no oculto; cercos presentes.

Clave para las subfamilias de Chyphotidae

1- Parte de la pubescencia subplumosa (Figs. 1-8); 1° tergito cubriendo completamente el 1° esternito y llegando al propodeo; hembras: escapo antenal apenas curvo; mesonoto corto y transversal, bien diferenciado del resto del mesosoma (Figs. 18 y 19); macho: hipopigio simple (Fig. 16).....Typhoctinae
- Toda la pubescencia simple; 1° tergito cubriendo mitad o tercio del 1° esternito posteriormente o aparentemente ausente (en hembras), no llegando al propodeo; hembras: escapo antenal fuertemente acodado; mesonoto fusionado al resto del mesosoma; macho: hipopigio tridentado; sin representantes en América del Sur.....Chyphotinae

Thyphoctinae

Incluyen dos tribus: Eotillini y Typhoctini. Entre las características más notables de la subfamilia tenemos la presencia de setas subplumosas y/o plumosas distribuidas en todo el cuerpo. Inserción antenal simple, con pequeña elevación pero sin formar verdadero tubérculo; axis de radícula no muy desviado del escapo, no se encuentra inserta en la invaginación basal del escapo. Ojos no protuberantes. Pronoto grande, algo reducido en parte media. En machos prepectus no fusionado al mesepisterno; meso y metapleura no fusionadas; metaposnoto no visible medianamente, invaginado. En hembras mesosoma modificado; prepectus fusionado al mesepisterno; mesonoto extremadamente corto y transverso (Figs. 18 y 19); sutura escuto-escutelar ausente; mesepímeron no diferenciado del mesepisterno; meso y metapleuras fusionadas, pero con las suturas distinguibles. Pecíolo corto, formado por el 1° tergito y el 1° esternito fusionados. Machos con hipopigio simple, no modificado; gonapófisis IX con fusión notal bien desarrollada.

Clave para las tribus de Thyphoctinae

1- Presencia de setas plumosas (Figs. 1-4, 7 y 8); ala anterior con 2° celda discoidal mas alta que larga (Fig. 9, 2D); ala posterior con lóbulo anal bien marcado y yugal presente (Fig. 10, Y y A).....Eotillini
- Ausencia de setas plumosas (Figs. 5 y 6); ala anterior con 2° celda discoidal más larga que alta (Fig. 9, 2D); ala posterior sin lóbulo anal marcado y yugal ausente (Fig. 9).....Typhoctini

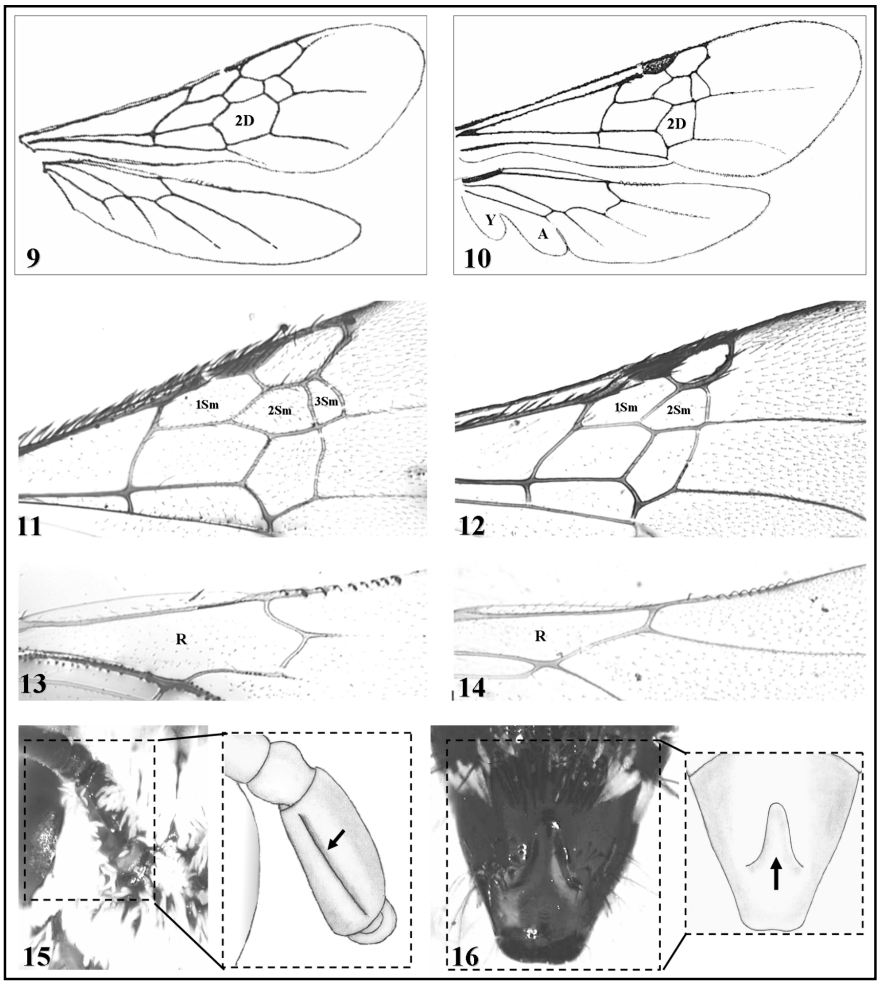
Tribu Eotillini

Los géneros que incluye esta tribu son *Eotilla* y *Prototilla*, ambos presentes en la Argentina, con dos especies descriptas para ambos. Su tamaño va entre 3 a 7 mm; en general las hembras son un poco más pequeñas que los machos. La coloración varía de acuerdo con las especies, algunas son negras completamente y otras castaño claro; en ciertas especies, como *Prototilla anomala*, el cuerpo es negro con excepción del 1° y 2° segmento metasomal que son rojizos.

Las dos especies de *Eotilla* fueron descriptas en principio sobre la base de ejemplares machos (Schuster, 1949; Brothers, 1974). Mickel (1967) describe la hembra de *E. mickeli*, cuyo macho fue descripto por Brothers proveniente de Chile, pero suponemos que esta hembra podría tratarse de una nueva especie. En cuanto a *Prototilla*, Schuster (1949) describe a *P. anomala* basado en un macho. Martínez & Fritz (1974) describen a *Eotilla typhoctoides*; especie que en realidad corresponde a este género (Torréns *et al.*, 2012).

Clave para los géneros de Eotillini

1- Machos; ocelos presentes; alas completamente desarrolladas (Figs. 7 y 8); mesosoma no modificado.....2
- Hembras; ocelos ausentes; alas ausentes (Figs. 1-4); mesosoma modificado, con fusión de escleritos.....3
2- Ala anterior con tres celdas submarginales (Fig. 11); ala posterior con celda medial terminada en ángulo apicalmente, terminando después del comienzo del grupo de hamuli (Fig. 13, R); séptimo tergito del metasoma con superficie convexa, sin depresión central definida; superficie horizontal y visible del prosterno con margen anterior bien pronunciado medialmente, margen posterior con protuberancia cilíndrica en el medio; escapo sin carena longitudinal ventralmente; garras tarsales dentadas por debajo; gonapófisis con foramen genital proyectado ventralmente en forma estrecha (Fig. 21, A).....*Prototilla*
- Ala anterior con dos celdas submarginales (Fig. 12); ala posterior con celda medial truncada apicalmente, terminando antes del comienzo del grupo de hamuli (Fig. 14, R); séptimo tergito del metasoma con depresión central definida en forma de "V" invertida (Fig. 16); superficie horizontal y visible del prosterno con margen anterior poco pronunciado medialmente, margen posterior sin protuberancia en el medio; escapo con carena longitudinal ventralmente (Fig. 15); garras tarsales simples por debajo; gonapófisis con foramen genital proyectado ventralmente en forma amplia (Fig. 21, B).....*Eotilla*
3- Séptimo esternito del abdomen con borde liso, sin dentículos; pronoto subcuadrado, húmeros agudos (Fig. 18); propodeo con par de pequeños dentículos de los que surge una seta en cada uno; mesopleura con carena longitudinal completa (Fig. 20).....*Prototilla*
- Séptimo esternito del abdomen con dentículos en los bordes (Fig. 17); pronoto subtriangular, húmeros redondeados o levemente agudos (Fig. 19); propodeo sin dentículos, con extremos redondeados; mesopleura con carena longitudinal llegando casi a la mitad de la misma o sin ella.....*Eotilla*



Figs. 9-16. 9, *Typhoctes williamsi*, ala anterior y posterior (macho, vista lateral). 10, *Prototilla anomala*, ala anterior y posterior (macho, vista lateral). 11, *P. anomala*, celdas del ala anterior (macho; vista lateral). 12, *Eotilla* sp., celdas del ala anterior (macho; vista lateral). 13, *P. anomala*, celda medial del ala posterior (macho; vista lateral). 14, *E.* sp., celda medial del ala posterior (macho; vista lateral). 15 y 16, *E. superba* (macho): 15, escapo y pedicelo (vista frontal, carena indicada con flecha); 16, séptimo tergito (vista dorsal, depresión indicada con flecha). (2D= 2º celda discoidal, 1Sm= 1º celda submarginal, 2Sm= 2º celda submarginal, 3Sm= 3º celda submarginal, A= lóbulo anal, R= celda medial, Y= lóbulo yugal).

Tribu Typhoctini

Los géneros incluidos en esta tribu son *Typhoctes* y *Typhoctoides;* este último se encuentra en la Argentina. *Typhoctoides aphelonyx* (única especie del género) varía en tamaño entre 6,6 a 8,7 mm. Coloración general del cuerpo negra, con setas doradas y blancas distribuidas por todo el cuerpo (Fig. 5 y 6).

Brothers (1970) describe a *Typhoctes aphelonyx,* luego Brothers (1974) hace la descripción del género *Typhoctoides* y asigna dicha especie al mismo. La descripción fue realizada sobre la base de la hembra; el macho es aun desconocido.

Clave para los géneros de Typhoctini

1- Hembras: cabeza con espacio malar tan ancho como la base de las mandíbulas; garras tarsales dentadas por debajo; arolio pretarsal presente; sin representantes en América del Sur.....*Typhoctes*

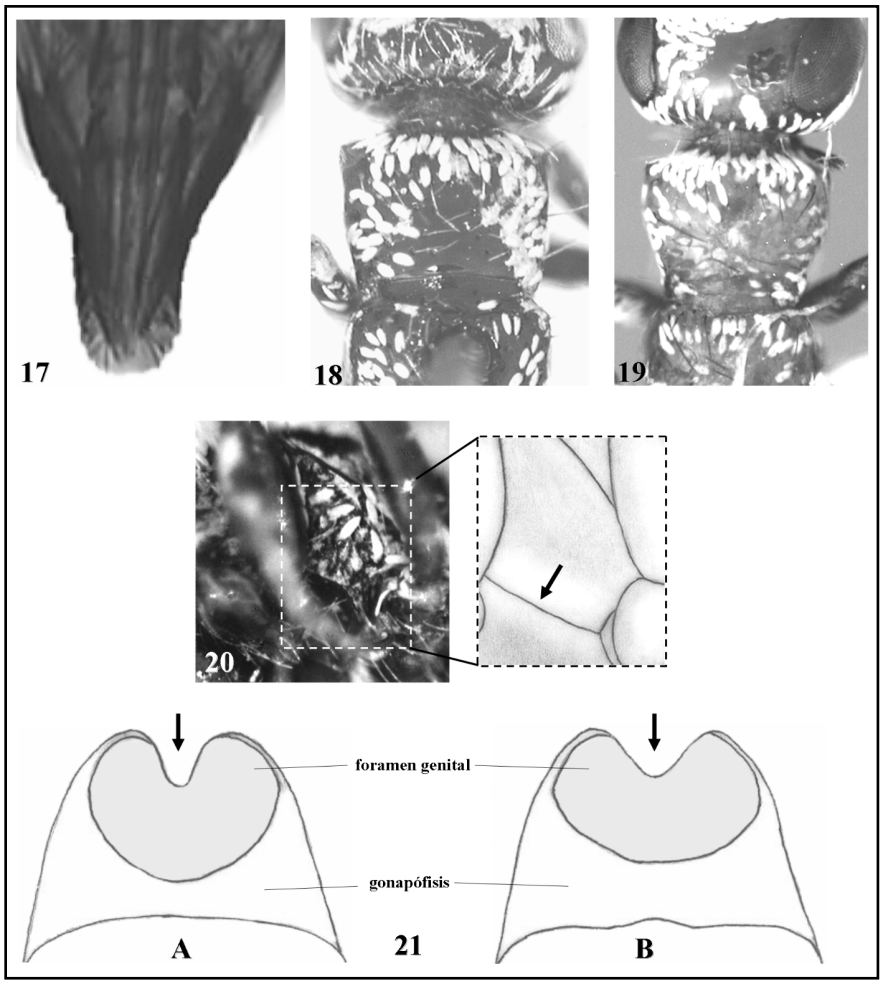
- Hembras (Figs. 5 y 6): cabeza con el espacio malar con un ancho menor que la mitad de la base de las mandíbulas; garras tarsales simples por debajo; arolio pretarsal ausente.....*Typhoctoides*

Métodos de recolección

Los ejemplares no son muy comunes y por consiguiente difíciles son de recolectar. Las hembras se pueden capturar con trampas de caída y los machos con red o trampa Malaise. Otra metodología muy útil para ambos sexos a la vez es la utilización de platos amarillos enterrados hasta la altura del suelo, funcionando como una trampa híbrida entre trampa de caída y platos amarillos (Fernández & Sharkey, 2006).

Colecciones en la Argentina

De la bibliografía consultada y de las visitas a las colecciones realizadas podemos mencionar que el



Figs. 17-21. 17, *Eotilla* sp., 7º esternito (hembra, vista dorsal). 18, *Prototilla telteca*, pronoto y mesonoto (hembra, vista dorsal). 19, *Eotilla* sp., pronoto y mesonoto (hembra, vista dorsal). 20, *Prototilla telteca*, mesopleura (vista lateroventral, carena indicada con flecha). 21, gonapófisis y foramen genital (vista dorsal, proyección ventral indicada con flecha): A, *P. anomala*; B, *E. superba*.

Instituto - Fundación Miguel Lillo, Tucumán (IFML) y el Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia", Buenos Aires (MACN) poseen la mayoría de los ejemplares tipo. Varios ejemplares recolectados por los autores están aun en proceso de descripción; luego serán depositados en dichas colecciones.

Agradecimientos

A Arturo Roig Alsina por la lectura crítica del trabajo. A Katja Seltmann por facilitarnos algunas imágenes. Las investigaciones realizadas en este capítulo fueron apoyadas económicamente por CONICET y el proyecto PICT-01238 (SECyT).

Literatura citada

BROTHERS, D.J. 1970. Discovery of the mutillid subfamily Typhoctinae in South America, with description of a new species. *J. Kansas Entomol. Soc.* 43(3): 302-308.

BROTHERS, D.J. 1974. The new genus *Typhoctoides* and new species of *Eotilla*. *J. Kansas Entomol. Soc.* 47(3): 359-363.

BROTHERS, D.J. 1975. Phylogeny and classification of the Aculeate Hymenoptera, with special reference to Mutillidae. *Univ. Kansas Sci. Bull.* 50(11): 483-658.

BROTHERS, D.J. 2006. Familia Bradynobaenidae. *In:* Fernández, F. & M. J. Sharkey (eds.), *Introducción a los Hymenoptera de la región Neotropical*. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, 894 pp.

BROTHERS, D.J. & J.M. CARPENTER. 1993. Phylogeny of Aculeata: Chrysidoidea and Vespoidea (Hymenoptera). *J. Hymen. Res.* 2: 227-304.

FERNÁNDEZ, F. 2001. Checklist of genera and subgenera of Aculeate Hymenoptera of the Neotropical region (Hymenoptera: Vespomorpha). *Biota Colomb.* 2(2): 87–130.

FERNÁNDEZ, F. & M.J. SHARKEY. 2006. *Introducción a los Hymenoptera de la región Neotropical*. Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, 894 pp.

GENISE, J.F. 1986. Las Bradynobaenidae y algunas modificaciones a la clasificación general de Hymenoptera Aculeata. *Physis* 44(106): 39–53.

MARTÍNEZ, A. & M.A. FRITZ. 1974. Nota sobre Mutillidae (Hymenoptera): Una nueva especie de Eotillinae de la Argentina. *Rev. Chil. Entomol.* 8: 23-26.

MICKEL, C.E. 1967. The female sex of the Mutillidae subfamily Eotillinae (Hymenoptera). *Psyche*: 234-236.

MORRONE, J.J. 2001. Biogeografía de América Latina y el Caribe. M&T–Manuales & Tesis SEA, vol. 4. Zaragoza, 148 pp.

POOLE, R.W. & P. GENTILI (eds.). 1996. Nomina Insecta Nearctica: A checklist of the insects of North America. Vol. 2 (Hymenoptera, Mecoptera, Megaloptera, Neuroptera, Raphidiptera, Trichoptera). Entomological Information Services, Rockville.

PILGRIM, E.M., C.D. von DOHLEN & J.P. PITTS. 2007. Molecular phylogenetics of Vespoidea indicate paraphyly of the superfamily and novel relationships of its component families and subfamilies. *Zool. Scripta* 37: 539-560.

SCHUSTER, R.M. 1949. Contributions toward a monograph of the Mutillidae of the Neotropical region. III. A key to the subfamilies represented and descriptions of several new genera (Hymenoptera). *Entomol. Amer.* 29(3-4): 59-140.

TORRÉNS, J., P. FIDALGO, A. ROIG-ALSINA & D. J. BROTHERS. 2012. New species of Prototilla Schuster, 1949 from Argentina and diagnoses of the genus based on male and female (Hymenoptera: Bradynobaenidae: Typhoctinae: Eotillini). *Zootaxa* 3427: 17–32.

Apéndice 1. Distribución geográfica y provincias biogeográficas donde se han encontrado las especies de Typhoctinae presentes en la Argentina (H= hembra; M= macho) (Mon: Monte; PC: Patagonia Central, Pre: Prepuna; Pu: Puna).

Eotilla superba Brothers. L.R., Sal. (H,M) (Pre, Mon).
Eotilla n. sp. Nq. (H). (PC). Esta hembra fue descripta como *Eotilla mickelli* Mickel pero pertenece a una especie nueva.
Eotilla spp. L.R., Cm., Ju. (H, M). (Pre, Mon).
Prototilla anomala Schuster. L.R., S.E. (M) (Mon).
Protopilla typhoctoides (Martínez & Fritz). Cba. (M) (Mon).
Prototilla sp. A. L.R., Mza. (H, M) (Mon).
Thyphoctoides aphelonyx (Brothers). Ju., Mza., Sal. (H) (Pre, Pu).

RHOPALOSOMATIDAE

Arturo ROIG ALSINA
Juan José MARTINEZ

Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia", Av. A. Gallardo 470, 1405 Buenos Aires, Argentina.
arturo@macn.gov.ar
jjmartinez@macn.gov.ar

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Las Rhopalosomatidae (Hymenoptera, Vespoidea) son una pequeña familia de avispas con aguijón con 71 especies repartidas en cuatro géneros a nivel mundial. En la Argentina está representada por tres géneros y seis especies: *Liosphex guarani*, *Olixon testaceum*, *Olixon bicolor*, *Rhopalosoma missionicum*, *Rhopalosoma minus* y *Rhopalosoma impar*. Se presenta una reseña sobre la clasificación, distribución y biología de estas avispas, que se comportan como ectoparasitoides de grillos.

Abstract

Rhopalosomatidae (Hymenoptera, Vespoidea) are a small family of sting-bearing wasps with 71 species in four genera worldwide. They are represented in Argentina by three genera and six species: *Liosphex guarani*, *Olixon testaceum*, *Olixon bicolor*, *Rhopalosoma missionicum*, *Rhopalosoma minus*, and *Rhopalosoma impar*. An account is presented of the classification, distribution and biology of these wasps, which behave as ectoparasitoids of crickets.

Introducción

Las Rhopalosomatidae, incluidas en la superfamilia Vespoidea, constituyen una pequeña familia de himenópteros con aguijón. Son avispas solitarias con amplia distribución, aunque están ausentes de la región Paleártica. Estas avispas son más abundantes en las regiones tropicales, pero algunas especies habitan en zonas templadas. A nivel mundial se conocen 71 especies, repartidas en cuatro géneros, y en la Argentina se han registrado tres géneros y cinco especies (Ogloblin, 1951; Townes, 1977; Lohrmann & Ohl, 2010; Roig Alsina & Martínez, 2010). Además se han reconocido cuatro géneros fósiles, provenientes del Eoceno de los Estados Unidos (Dlussky & Rasnitsyn, 1999), del Paleoceno de Francia (Nel *et al.*, 2010), del Cretácico Medio de Burma (Engel, 2008) y del Cretácico Inferior del Brasil (Darling & Sharkey, 1990). El estudio taxonómico básico de la familia, incluyendo la revisión de sus géneros, fue realizado por Townes (1977).

Se trata de avispas raramente recolectadas, pues no acuden a las flores como muchas otras avispas, y muchos ejemplares existentes en las colecciones provienen de trampas Malaise o trampas de caída. Numerosas especies son crepusculares o nocturnas, con ocelos notablemente desarrollados, en tanto que las especies de uno de los géneros, *Olixon*, son micrópteras, con ocelos diminutos o ausentes, y de hábitos diurnos.

Características morfológicas

Avispas pequeñas a medianas (3-20 mm de largo), de color castaño amarillento a negruzco, a veces con partes rojizas. Uno de los géneros comprende especies donde ambos sexos son micrópteros. En las especies con alas normales los ojos tienen el margen interno fuertemente escotado y en la antena los flagelómeros basales llevan

en el ápice un par de setas conspicuas. El mesepisterno ventralmente tiene en el margen posterior un par de proyecciones que cubren parcialmente las coxas medias. Las patas son más bien gráciles, excepto el fémur anterior que puede estar engrosado, y son débilmente setosas, particularmente los tarsos, careciendo de las espinas y setas espiniformes presentes en himenópteros fosores. En la pata posterior el espolón interno lleva un cepillo de pelos, similar al que se observa en la familia Pompilidae. Esta última característica, no presente en otras avispas, fue propuesta como evidencia de relación entre Rhopalosomatidae y Pompilidae (Brothers, 1975). Los tarsos de la hembra suelen ser expandidos, a veces notablemente, y cubiertos ventralmente por una pilosidad densa y corta. En las formas macrópteras el ala anterior tiene las venas costal y subcostal unidas en casi toda su longitud, de modo que sólo queda un vestigio de celda costal cerca del pterostigma. La cápsula genital del macho tiene los parámeros terminados en forma de espina curvada hacia arriba, los que sobresalen del ápice del metasoma en estado de reposo.

Aspectos biológicos

Los escasos registros existentes indican que estas avispas son ectoparasitoides de grillos. Las observaciones más completas se han hecho sobre *Rhopalosoma nearcticum* en los Estados Unidos (Gurney, 1953). Esta especie adhiere su huevo externamente detrás de la coxa de la pata posterior del grillo. La larva, de color negruzco, se desarrolla alimentándose externamente mediante lesiones en el costado del abdomen del huésped. A su madurez abandona el huésped y se entierra para tejer un capullo donde completa el desarrollo. La especie australiana *Olixon australiae* también ha sido criada como ectoparasitoide de grillos (Perkins, 1908). Hay evidencias circunstanciales de que las especies americanas *Olixon banksii* y *Olixon testaceum*, esta última de amplia distribución desde México hasta la Argentina, también tendrían grillos como huéspedes (Townes, 1977). Las especies de *Olixon* tienen un órgano estridulador en el metasoma, formado por un pequeño plectron en el medio del margen posterior del segundo tergo y un área estriada en la base del tercer tergo (Tschuch & Brothers, 2000).

Sistemática

Las Rhopalosomatidae se clasifican en cuatro géneros. *Rhopalosoma* es exclusivamente americano, distribuyéndose desde el sudeste de los Estados Unidos hasta el norte de la Argentina, con 17 especies conocidas (Townes, 1977). *Paniscomima*, con 15 especies, se encuentra en las regiones Etiópica y Oriental; morfológicamente es muy parecido a *Rhopalosoma* (Townes, 1977; Guidotti, 2007; Lohrmann, 2011). *Liosphex* tiene 14 especies, una en Borneo y las Filipinas y otras 13 en América, distribuidas desde el sur de los Estados Unidos hasta el sur de Brasil y norte de la Argentina (Townes, 1977; Lohrmann & Ohl, 2010). Por último, *Olixon*, con 27 especies conocidas, es el de más amplia distribución, encontrándose una especie en la región Neártica, tres en la Neotropical, seis en la Etiópica y 17 en la Australiana (Townes, 1977; Fernández & Sarmiento-M, 2002; Lohrmann & Ohl, 2007; Krogmann *et al.*, 2009; Roig Alsina & Martínez, 2010).

Las relaciones filogenéticas de las Rhopalosomatidae no han sido satisfactoriamente esclarecidas. Brothers (1975), en su estudio pionero sobre la filogenia de los himenópteros con aguijón, basada en caracteres morfológicos, considera esta familia como grupo hermano de Pompilidae, indicando como posibles sinapomorfías la forma del espolón interno de la tibia posterior y el tipo de venación del ala posterior. Brothers & Carpenter (1993) reanalizan y expanden los datos del trabajo anterior, sugiriendo que Rhopalosomatidae no estaría relacionado con Pompilidae, sino que sería el grupo hermano de un linaje formado por (Bradynobaenidae (Formicidae (Vespidae, Scoliidae))). Posteriormente, Brothers (1999) reinterpreta algunos caracteres y reanaliza los datos, sugiriendo nuevamente una estrecha relación de Pompilidae y Rhopalosomatidae, aunque éstas aparecen disociadas en algunas de las alternativas analizadas. Recientemente Pilgrim *et al*. (2007), utilizando información molecular de cuatro genes nucleares, analizada conjuntamente con la información morfológica anterior, sugieren una estrecha relación de Vespidae y Rhopalosomatidae. Esta misma relación surge de varios de los análisis presentados por Heraty *et al*. (2011), sobre la base de información molecular.

Clave para los géneros presentes en la Argentina

1- Margen interno del ojo recto, no escotado. Especies micrópteras, con alas más cortas que la longitud del mesosoma.....*Olixon*
- Margen interno del ojo escotado. Especies macrópteras, con alas mucho más largas que la longitud del mesosoma.....2
2- Escotadura del margen interno del ojo dividiéndolo en partes aproximadamente iguales. Carena occipital presente detrás de los ocelos...*Rhopalosoma*
- Escotadura del margen interno del ojo dividiéndolo en una porción dorsal pequeña y una porción ventral más del doble de la primera. Carena occipital ausente.....*Liosphex*

Fauna Argentina

Los únicos datos sobre la fauna argentina han sido presentados por Ogloblin (1951), Townes (1977), Lohrmann & Ohl (2010) y Roig Alsina & Martínez (2010). De acuerdo con estos autores, en la Argentina se encuentran cinco especies pertenecientes a *Liosphex*, *Olixon* y *Rhopalosoma*. Durante la preparación de este capítulo hemos podido examinar ejemplares de dos especies adicionales de *Rhopalosoma*. Ejemplares de esta familia se encuentran depositados en las colecciones de Instituto Fundación Miguel Lillo (IFML), Tucumán, Museo Argentino de Ciencias Naturales “Bernardino Rivadavia” (MACN), Buenos Aires, y Museo de La Plata (MLP), La Plata. Material tipo se encuentra sólo en las dos últimas instituciones.

Liosphex está representado por una única especie, *L. guarani*. Esta especie ha sido descrita por Lohrmann & Ohl (2010) de Cataratas del Iguazú, Misiones, y del estado de Santa Catalina en Brasil.

Olixon presenta dos especies en la Argentina, *O. testaceum* recolectada sobre la vegetación con golpes de red en la provincia de Corrientes, y *O. bicolor*, recolectada en trampas de caída en el Delta del Paraná, en la provincia de Buenos Aires (Roig Alsina & Martínez, 2010). *Olixon bicolor* se caracteriza por su coloración bicolor negra y rojiza (mesosoma, base de las patas y primer segmento metasomal rojizos, resto negro) en tanto que *O. testaceum* es casi completamente castaño amarillento con dos manchas oscuras en el tergo II.

Dentro de *Rhopalosoma*, Townes (1977) reconoce tres grupos de especies, de los cuales dos están presentes en la Argentina. El grupo *isopus* se caracteriza por la vena 1cu-a del ala anterior transversa, recta y por el quinto tarsómero de las patas de la hembra de lados paralelos en el 0,65 apical. A este grupo pertenece *R. minus*, descrita de varias localidades de la provincia de Tucumán. El grupo *poeyi*, que incluye la mayoría de las especies del género, se caracteriza por la vena 1cu-a del ala anterior oblicua, más o menos curva, y por el quinto tarsómero de las patas de la hembra en el 0,65 apical adelgazándose distalmente. A este grupo pertenece *R. missionicum*, descrito de la provincia de Misiones. Al mismo grupo pertenecen *R. impar* de la que hemos determinado material de Paraná, Entre Ríos (nuevo registro), y una especie no identificada de Misiones.

Agradecimientos

Este trabajo forma parte del proyecto "Biosistemática de Hymenoptera" subvencionado por la Agencia Nacional de Promoción Científica y Tecnológica (PICT 2007/1238 – Préstamo BID).

Literatura citada

BROTHERS, D.J. 1975. Phylogeny and classification of the aculeate hymenoptera, with special reference to Mutilidae. *Univ. Kansas Sci. Bull.* 50: 483-648.

BROTHERS, D.J. 1999. Phylogeny and evolution of wasps, ants and bees (Hymenoptera, Chrysoidea, Vespoidea and Apoidea). *Zool. Scripta* 28: 233-249.

BROTHERS, D.J. & J.M. CARPENTER. 1993. Phylogeny of Aculeata. *J. Hymen. Res.* 2: 227-302.

DARLING, D.C. & M.J. SHARKEY. 1990. Order Hymenoptera. In: D. A. Grimaldi (ed.), *Insects from the Santana Formation, Lower Cretaceous, of Brazil. Bull. Am. Mus. Nat. Hist.* 195: 209-229.

DLUSSKY, G.M. & A.P. RASNITSYN. 1999. Two new aculeate hymenopterans (Vespida = Hymenoptera) from the Middle Eocene of United States. *Paleontol. Z.* 5: 72–75 (en ruso; traducción al inglés en *Paleont. J.* 33: 546-549).

ENGEL, M.S. 2008. The wasp family Rhopalosomatidae in Mid-Cretaceous amber from Myanmar (Hymenoptera: Vespoidea). *J. Kansas Entomol. Soc.* 81: 168-174.

FERNÁNDEZ, F. & C.E. SARMIENTO-M. 2002. A new species of *Olixon* Cameron and two new records of Rhopalosomatidae (Hymenoptera) from Colombia. *J. New York Entomol. Soc.* 110: 365-369.

GUIDOTTI, A.E. 2007. A revision of the wasp genus *Paniscomima* (Hymenoptera: Rhopalosomatidae) and a proposal of phylogenetic relationships among species. *Invertebrate Syst.* 21: 297-309.

GURNEY, A.B. 1953. Notes on the Biology and Immature stages of a Cricket Parasite of the Genus *Rhopalosoma*. *Proc. U. S. Natl. Mus.* 103: 19-34.

HERATY, J., F. RONQUIST, J.M. CARPENTER, D. HAWKS, S. SCHULMEISTER, A.P. DOWLING, D. MURRAY, J. MUNRO, W.C. WHEELER, N. SCHIFF & M. SHARKEY. 2011. Evolution of the hymenopteran megaradiation. *Mol. Phyl. Evol.* 60: 73-88.

KROGMANN, L., A.D. AUSTIN & I.D. NAUMANN. 2009. Systematics and biogeography of Australian rhopalosomatid wasps (Hymenoptera: Rhopalosomatidae) with a global synopsis of *Olixon* Cameron. *Syst. Entomol.* 34: 222-251.

LOHRMANN, V. 2011. A revision of the *Paniscomima* of the African Subregion with the description of two new species from Malawi and Tanzania (Hymenoptera, Rhopalosomatidae). *Zoosyst. Evol.* 87: 371-378.

LOHRMANN, V. & M. OHL. 2007. The wasp genus *Olixon* Cameron in Madagascar: first record and description of two new species (Hymenoptera: Rhopalosomatidae). *Zootaxa* 1465: 39-46.

LOHRMANN, V. & M. OHL. 2010. World revision of the wasp genus *Liosphex* Townes, 1977 (Hymenoptera: Rhopalosomatidae). *Zootaxa* 2384: 1-43.

NEL, A., D. AZAR & S. HERVET. 2010. A new rhopalosomatid wasp in the Paleocene of France (Hymenoptera). Ann. Soc. Entomol. France (n.s.) 46: 211-215.

OGLOBLIN, A. 1951. Dos especies nuevas del género *Rhopalosoma* (Hym. Rhopalosomatidae). *Rev. Soc. Entomol. Argentina* 15: 9-18.

PERKINS, R.C.L. 1908. Some remarkable Australian Hymenoptera. Dryinidae. *Harpagocryptus australiae*. *Proc. Hawaiian Entomol. Soc.* 2: 34-35.

PILGRIM, E.M., C.D. VON DOHLEN & J.P. PITTS. 2007. Molecular phylogenetics of Vespoidea indicate paraphyly of the superfamily and novel relationships of its component families and subfamilies. *Zool. Scripta* 37: 539-560.

ROIG ALSINA, A. & J.J. MARTINEZ. 2010. El género *Olixon* en la Argentina, con la descripción de una nueva especie (Hymenoptera, Rhopalosomatidae). *Rev. Mus. Argent. Cienc. Nat., n.s.* 12(2): 263-266.

TOWNES, H. 1977. A revision of the Rhopalosomatidae (Hymenoptera). *Contrib. Am. Entomol. Inst.* 15: 1-34.

TSCHUCH, G. & D.J. BROTHERS. 2000. Stridulatory organs in solitary aculeate Hymenoptera (Insecta). *Zool. Anz.* 239: 319-327.

LEPIDOPTERA PRIMITIVOS (NO DITRISIANOS)

Hepialidae: *Andeabatis chilensis* (Ureta, 1951) la especie de Lepidoptera de mayor envergadura alar en Patagonia. (Ilustración: Iván Moritz, San Martín de los Andes)

Patricia GENTILI

Department of Entomology, MRC-165, Smithsonian Institution, P.O. Box 37012, 20013-7012 Washington, D.C., EE.UU.
gentilip@si.edu

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Se discute la fauna de los Lepidoptera primitivos para Argentina, con énfasis en su posición filogenética e importancia evolutiva tal como es conocida en la literatura. La composición faunística para Argentina incluye más del 50% de las familias reconocidas, con 13 familias registradas; un porcentaje alto si se considera que sólo la fauna patagónica se conoce con cierto detalle, mientras otras áreas del país todavía requieren ser muestreadas para este grupo de insectos tan difíciles de recolectar. Se incluyen también otras tres familias que se consideran ausentes debido a falta de registro. Para cada familia se incluyen diagnosis, relaciones filogenéticas, biología, distribución, representación en colecciones, trabajo necesario para completar su conocimiento en la Argentina, lista de especies e ilustraciones del adulto.

Abstract

The fauna of the primitive Lepidoptera for Argentina is discussed, stressing their phylogentic position and evolutionary importance for our knowledge of the order as it is known from the literature. The faunistic composition for Argentina includes over 50% of the recognized families, with 13 families recorded, a high percentage considering that only the Patagonian fauna is extensively known while other areas of the country are yet to be sampled for this particularly difficult to collect group of insects. In addition to these families, three others are included as they are considered as absent due to lack of records. For each family diagnoses, phylogenetic relationships, biology, distribution, representation in collections, effort needed to complete knowledge for Argentina, species list, and adult illustrations are included.

Introducción

Al observar una ilustración del árbol filogenético de los Lepidoptera (Fig. 1), lo primero que llama la atención es la estructura en “peine”, la cual denota que las apomorfías características de los grupos subordinados han sido adquiridas una a una en una secuencia tal que los primeros grupos en divergir no son muy ricos en especies. Éste es un patrón típico de diversificación filogenética denominado “tipogénesis aditiva” (Hennig, 1981). Nueva información obtenida mediante trabajo de campo en la zona de los Andes australes en la década de 1979-1989 ha introducido mayor complejidad en este peine, pero básicamente el sistema simple propuesto por Hennig todavía describe nuestro entendimiento de la historia evolutiva del orden. El clado más exitoso en cuanto a número de especies, y más abundante de los Lepidoptera es Ditrysia, cuya monofilia está sustentada, entre otras características, por el aparato genital femenino con poros separados para la cópula y oviposición, con una conexión interna entre la bolsa copulatriz que recibe al esperma y el oviducto. Aun cuando este clado es estructuralmente muy homogéneo (Kristensen & Skalski, 1999), contiene aproximadamente al 99% de las especies actuales de Lepidoptera, el 1% restante

está contenido en los clados "previos", los cuales son comúnmente referidos como Lepidoptera primitivos o Lepidoptera no ditrisianos.

En Lepidoptera recientes, se reconocen 131 familias, distribuidas en 47 superfamilias, de las cuales 28 son redundantes, o sea contienen una sola familia. Del total de las familias, los clados no ditrisianos están representados por 24 familias distribuidas en 14 superfamilias, de las cuales 11 son redundantes. La estimación más aceptada por la comunidad científica establece el número de especies descriptas para Lepidoptera en 160-200.000, o sea que aproximadamente 1.600-2.000 especies representan el 20% de las familias, el 30% de las superfamilias y el 40% de las superfamilias redundantes. El significado de estos números es que la mayor diversidad morfológica en Lepidoptera está restringida aproximadamente a 1.600-2.000 especies de mariposas en su mayoría muy pequeñas, las cuales son el objeto de esta contribución para la fauna argentina.

Biogeografía

El análisis de la distribución de los Lepidoptera primitivos, como herramienta para entender la evolución del orden ha sido objeto de varias publicaciones, especialmente desde la década del 1970 cuando se recolectó en la zona del sur de Argentina y Chile y se consiguió material que resultó en la descripción de varias familias nuevas para la ciencia y en la re-examinación de especies ya descriptas pero asignadas a la familia "equivocada". Más recientemente, el trabajo de campo en la zona montañosa de Ecuador ha comenzado a producir resultados que amplían considerablemente las distribuciones de varios grupos.

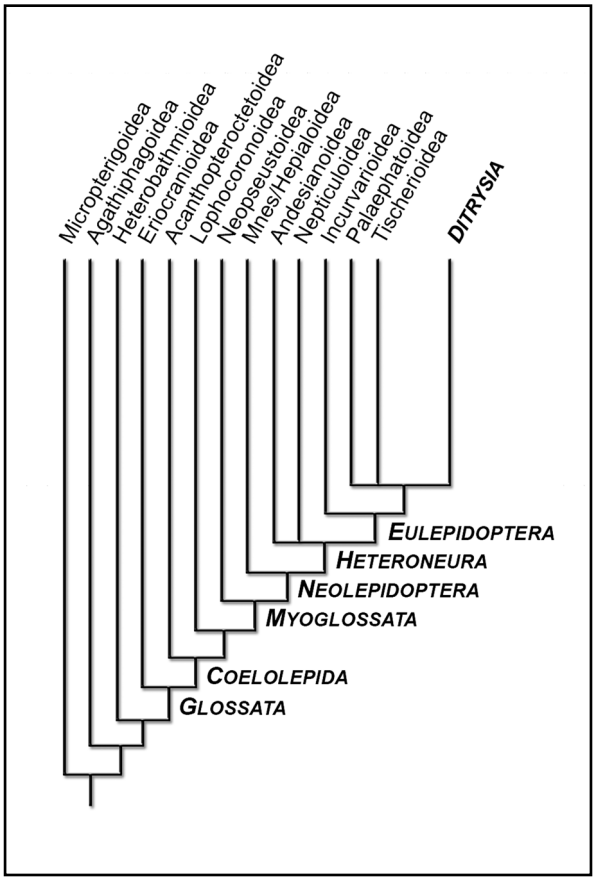


Fig. 1. Árbol filogenético de Lepidoptera. Modificado de Kristensen (en Carter & Kristensen, 1999) para incluir Andesianoidea y simplificar Ditrysia.

Davis (1975) considera que para establecer un concepto de la edad del orden de manera precisa y la secuencia de separación de los grupos de familias, es necesario un mejor conocimiento de la distribución de los componentes primitivos. En aquel momento varias familias aun no eran conocidas (Heterobathmiidae, Neotheridae, Palaephatidae y Andesianidae), mientras que otras no estaban registradas para América del Sur (Micropterigidae, Palaeosetidae, Heliozelidae y Prodoxidae). En base a la edad de los Lepidoptera y la paleogeografía gondwánica, Kristensen (1978) predice que la fauna sudamericana de lepidópteros homoneuros, en ese momento representado sólo por tres familias (Neopseustidae, Neotheoridae y Hepialidae), debe ser más diversa. Veinte años más tarde, el trabajo de campo especializado en la captura de Microlepidoptera ha resultado en la adición de tres familias: Micropterigidae, Heterobathmiidae y Palaeosetidae. Nielsen (1985) discute la distribución de las familias no ditrisianas en los Andes, aunque en ese momento sólo dos familias eran conocidas exclusivamente en América del Sur (Heterobathmiidae y Neotheoridae). Años después otras familias fueron descriptas como endémicas (Palaephatidae y Andesianidae), sin embargo, las Palaephatidae fueron descubiertas posteriormente en Australia, dejando al registro actual de familias endémicas para América del Sur en tres.

Holloway & Nielsen (1999) discuten la importancia que la distribución de Lepidoptera tiene en la delucidación de patrones biogeográficos históricos. Los autores comentan que la mayoría de las familias primitivas exhiben patrones disyuntos o localizados, los cuales sumados a las distribuciones más generalizadas de las Micropterigidae, Eriocraniidae y Hepialidae muestran mayor diversidad en latitudes templadas. Es probable que la distribución templada actual de estas familias primitivas se deba a una combinación de dos factores: 1) tectónica de placas con los cambios climáticos asociados e influencia en la distribución de las plantas huéspedes; y 2) competencia con grupos más modernos, particularmente en las masas continentales más grandes, que pudieran haber causado su extinción completa en áreas no templadas, o incluso la extinción de linajes produciendo así el gran porcentaje de superfamilias redundantes (sólo tres de las 14 superfamilias están conformadas por más de una familia). Kristensen *et al*. (2007) presentan un resumen de los descubrimientos recientes en sistemática y evolución de Lepidoptera y sugirien que, basado en nuestra experiencia de las últimas décadas, el esfuerzo de recolección de adultos, el esfuerzo de cría de inmaduros y la reexaminación de colecciones en museos son las herramientas que van a producir un avance significativo en nuestro entendimiento de la evolución del orden. En cuanto al uso de

información aportada por Lepidoptera, los patrones de distribución disyunta y los endemismos presentan una tentación muy sugestiva para extrapolar explicaciones biogeográficas históricas en el contexto de la téctonica de placas, la ruptura del Gondwana y la distribución de plantas huéspedes. La estabilidad de estas extrapolaciones biogegráficas va a aumentar conforme se adquiera un mayor entendimiento de la evolución de los Lepidoptera, como lo demuestran los cambios ocurridos en este contexto debidos a los descubrimientos recientes antes mencionados.

El registro para la fauna argentina de lepidópteros no ditrisianos incluye la presencia de 77 especies distribuidas en 13 de las 24 familias descriptas hasta el momento. Este porcentaje es indicativo de una fauna rica en Lepidoptera primitivos, particularmente cuando se tiene en consideración que, a excepción de la región Patagónica, el material en colección proveniente del resto del país no puede ser considerado en este momento representativo de la fauna presente. La fauna andina, particularmente en el centro y norte del país, tiene el potencial de incrementar significativamente nuestro conocimiento sobre lepidopteros primitivos teniendo en cuenta no sólo las zonas áridas sino también la región más húmeda de las yungas. La zona templada pampeana no debe ser descuidada en especial dado el impacto de la concentración urbana y actividad agropecuaria en la cual quedan sólo parches de hábitats poco perturbados. La zona chaqueña y misionera es virtualmente desconocida en cuanto a este grupo se refiere.

Abreviaturas empleadas

ANIC–Australian National Insect Collection, Canberra, Australia.

BMNH–The Natural History Museum, Londres, Inglaterra.

IADIZA–Instituto Argentino de Investigaciones de las Zonas Áridas, Mendoza, Argentina.

IFML–Instituto Fundación Miguel Lillo, San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina.

IPCN–Instituto Patagónico de Ciencias Naturales (en custodio en el IADIZA).

MACN – Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia", Buenos Aires, Argentina.

MLP–Museo de Ciencias Naturales de La Plata, La Plata, Buenos Aires, Argentina.

RMNH–Nationaal Natuurhistorisch Museum, Leiden, Holanda.

USNM–National Museum of Natural History, Smithsonian Institution, Washington, DC, Estados Unidos.

ZMUC–Zoological Museum, University of Copenhagen, Copenhagen, Dinamarca.

Clasificación

En la clasificación de Lepidoptera actualmente aceptada, Kristensen (en Carter & Kristensen, 1999) abandona el uso de categorías formales por encima del grupo familia (suborden, infraorden, etc.), descontinúa el uso de nombres redundantes a este nivel y reconoce como clados todos los grupos superiores ya nombrados cuya condición monofilética no está en duda. Las raíces de esta decisión se encuentran en la controversia generada por la necesidad de expresar los resultados de un análisis cladístico en forma de una clasificación. La solución al problema depende del punto de vista del autor, y hay elementos a favor y en contra en cada posición. Kristensen optó por un término medio entre un extremo representado por el abandono total de las categorías lineanas, y el otro representado por la clasificación lineana anotada, donde las categorías son retenidas e incluso expandidas.

El resultado sugerido (Apéndice 1) es una clasificación relativamente estable debido al uso de clados a niveles altos, y categorías lineanas en los niveles más bajos donde el Código Internacional de Nomenclatura Zoológica provee lineamientos para la formación de nombres, que a la vez refleja la filogenia del grupo sin abrumar la literatura con nombres nuevos o el uso de nombres redundantes. En esta contribución se tratarán, en orden filogenético, las 13 familias de Lepidoptera primitivos representadas en la fauna argentina más tres familias no representadas hasta el momento, pero que dadas sus distribuciones, su ausencia probablemente se deba a falta de registro. Para cada familia el tratamiento incluye diagnosis, relaciones filogenéticas, biología, distribución, representación en colecciones, trabajo necesario para completar su conocimiento en la Argentina, lista de especies e ilustraciones del adulto.

La clasificación más reciente publicada en van Nieukerken *et al*. (2011) representa un consenso basado en caracteres moleculares y morfológicos, reconoce clados y grupos superiores tradicionales y revitaliza nombres redundantes. Al nivel de los lepidópteros primitivos no hay mayores diferencias con la clasificación adoptada en este trabajo, excepto por la posición de Andesianidae como grupo hermano de los Adelidoidea (nombre mas antiguo para Incurvarioidea).

Micropterigidae (Fig. 2)

Diagnosis. Mariposas muy pequeñas (envergadura alar: 10-15 mm). *Cabeza*. Ocelos generalmente prominentes, rara vez ausentes. Antenas moniliformes o filiformes, sensilas auricílicas ausentes, presencia de sensilas ascoides (también presentes en Opostegidae). Mandíbulas fuertes, asimétricas. Palpos labiales cortos, generalmente con dos segmentos, aunque a veces 1ó 3 segmentados. *Tórax*. Fórmula tibial 0-0-4. Alas angostas de forma variable, generalmente oscuras e iridiscentes. *Abdomen*. Espiráculo VIII no funcional. Segmento IX en ambos sexos usualmente un anillo completamente esclerotizado, aunque a veces el dorso puede ser membranoso. Phallus con pliegues radiales alrededor del gonoporo. Abdomen de la hembra con 10 segmentos visibles y cloaca terminal. Segmentos terminales en la hembra telescopados dentro del segmento VIII, sin apófisis. *Estados inmaduros*. Larvas con la cabeza retráctil dentro del tórax, antena 3-segmentada con

el segundo segmento elongado, 5-6 estemata, suturas tentoriales anteriores cercanas a la base de las antenas, patas torácicas cortas con cuatro segmentos, abdomen usualmente sin apéndices pero algunas especies con patas espúreas rudimentarias en los segmentos I-VIII. Pupa con mandíbulas no hipertrofiadas.

Relaciones filogenéticas. Micropterigidae es una de las tres familias que conforman el grado "no Glossata" junto con Acanthopteroctetidae y Heterobathmiidae. La posición de esta familia como la primera en desprenderse del resto de los Lepidoptera está soportada por una serie de caracteres derivados en los "no Micropterigidae" que incluye neoformaciones: procesos metafurcales, ducto espermatecal de paredes dobles, músculo lateral presente en la cabeza de la larva, mandíbula de la pupa hipertrofiada y con un doblez angular. Esta evidencia morfológica es más fuerte que aquella a favor de las Acanthopteroctetidae como el primer grupo en separarse, debido a que se trata de un conjunto de reducciones y simplificaciones interpretadas como homoplasias (Kristensen & Skalski, 1999). Las relaciones filogéneticas dentro de la familia separan al género *Micropterix* en un clado y al grupo *Sabatinca* en otro formado por varios géneros. Los dos géneros presentes en América del Sur pertenecen al grupo *Sabatinca* y no representan un grupo monofilético, aunque los dos parecen estar relacionados con las especies de *Sabantica* (s.l.) de Australia, Nueva Caledonia y Nueva Zelanda (Kristensen & Nielsen, 1982).

Biología. Adultos de vuelo diurno, con algunas especies nocturnas; comedores de polen, en un amplio rango de familias de plantas: monocotiledóneas, dicotiledóneas y helechos. Las larvas viven en el suelo con alto contenido de humedad, comen hepáticas, detritos y/o hifas de hongos. Las pupas en cocón de seda o seda y detritos en el suelo.

Distribución. Se trata de una familia cosmopolita, preferentemente en zonas templadas, aunque recientemente se ha descubierto un gran número de especies en enjambres sobre matas de helechos (Davis, com. pers.) en las zonas tropicales de América Central y del Sur. Hasta el momento a esta familia no se la conoce para Argentina, lo cual parece reflejar una falta de registro más que su ausencia real en la fauna. Se conocen dos especies para América del Sur, cuyas relaciones filogenéticas no están bien establecidas. *Hypomartyria micropteroides* Kristensen & Nielsen ha sido descripta para el sur de Chile; se trata de una especie muy característica que no se asemeja a ninguna otra especie de Micropterigidae. Fue recolectada en la provincia de Osorno en dos localidades entre los 400 y 600 m s.n.m., donde la vegetación está representada por selva valdiviana muy húmeda y densa. Esta vegetación aparece en manchas en el fondo de los valles transversales a lo largo de la cordillera patagónica desde el sur de Neuquén hasta el centro de Chubut. Es de esperar que esfuerzos de captura diurna con red en la vegetación baja durante enero resulten en la captura de ésta u otras especies para Argentina. La segunda especie, *Squamicornia eaquatoriella* Kristensen & Nielsen, fue descripta para Ecuador en la provincia de Napo cerca de Colombia, a una altitud de 2600 m s.n.m., en una localidad de zona agrícola, con parches de selva primaria cercanos. Se la conoce sólo por un ejemplar hembra, confundido originalmente por un Trichoptera. Mayor esfuerzo de recolección en la zona de las Yungas podría producir registros de esta familia para la fauna argentina.

Fig. 2. Micropterigidae: *Hypomartyria micropteroides* Kristensen & Nielsen.

Representación en colecciones. La mayor cantidad de ejemplares recolectados en América Latina se encuentra en las colecciones del USNM y ZMUC. No se conocen ejemplares recolectados en Argentina.

Trabajo necesario para completar su conocimiento en la Argentina. Al igual que para otros grupos de Microlepidoptera, es necesario trabajo de campo especializado, principalmente en la zona de los bosques andinopatagónicos (diciembre y enero) y de las yungas (octubre), en particular pasando la red sobre matas de helechos.

Especies. Sin registro para la fauna argentina.

Heterobathmiidae (Fig. 3)

Diagnosis. Mariposas pequeñas (envergadura alar: 10 mm). *Cabeza*. Ocelos presentes. Ojos compuestos relativamente pequeños en relación a la cápsula cefálica. Antenas filiformes con sensilas auricilícas. Mandíbulas con los cóndilos articulares bien desarrollados, levemente asimétricas en el área incisiva. Palpos maxilares 5-segmentados. Palpos labiales 3-segmentados, con órgano de von Rath terminal en el tercer segmento. *Tórax*. Alas angostas, no terminadas en punta. Coloración violácea iridiscente, con marcas blanco-plateadas. Venación del ala anterior con Sc y R sin bifurcar, base de 1A a veces dividida. Pterostigma evidente en el ala anterior, pequeño en el ala posterior. Ala posterior con lóbulo jugal redondeado. *Abdomen*. Glándula del esterno V presente en ambos sexos, apertura en un proceso esculturado. Segmento IX del macho dividido en placas ventral y dorsal, aunque en una especie forma un anillo completo. *Estados inmaduros*. Larvas minadoras de hojas, prognatas, cápsula cefálica con cordones adfrontales e hipostomales, lóbulos hipostomales separados por un área membranosa, siete stemmata a cada lado, mandíbulas con un pincel mediano de pelos escamados, patas torácicas bien desarrolladas con trocánteres grandes y

subdivididos, callos evertibles dorsales y ventrales en todos los segmentos abdominales excepto el primero. Pupa con mandíbulas hipertrofiadas, asimétricas, con dientes apicales.

Relaciones filogenéticas. Basándose en caracteres del adulto, el género *Heterobathmia* fue descripto originalmente en una subfamilia de Micropterigidae (Kristensen & Nielsen, 1979). El descubrimiento de los estados inmaduros, tanto larva como pupas, y adultos farados realmente permitió eliminar esta hipótesis pero a la vez presentó problemas mayores en el establecimiento del grupo hermano (Kristensen & Nielsen, 1983). Las larvas de *Heterobathmia* son las más primitivas dentro de los Lepidoptera: siete stemmata presentes, de acuerdo con el esquema básico de Amphiesmenoptera. Los stemmata anteriores son contiguos, semejante a la condición presente en Trichoptera; el trocánter de las patas torácicas es grande y subdividido, típico de Trichoptera. Al extraer *Heterobathmia* de los Micropterigidae a una nueva familia, el grado "no Glossata" resulta conformado por tres familias. Al tratar la posición filogenética de Micropterigidae se explicaron los caracteres por los cuales se consideran el grupo hermano de todos los Lepidoptera. Al discutir la posicion de *Heterobathmia* con respecto a Agathiphagidae y a Glossata, Kristensen & Skalski (1999) favorecen la hipótesis en la cual Agathiphagidae es el segundo grupo en separarse, ya que la evidencia a favor de *Heterobathmia* + Glossata incluye más caracteres derivados que reversiones y pérdidas: cabeza de la larva con cordones adfrontales e hipostomales presentes y puente hipostomal interrumpido, mandíbulas de la pupa con dientes apicales gruesos, adulto con sensilas auricílicas presentes y pérdida del nérvulo transverso entre Sc y R.

Biología. Los adultos son de vuelo diurno, en la primavera temprana, al sol, frecuentando flores de *Nothofagus* en busca de granos de polen que constituyen su dieta. Los huevos son depositados en el revés de hojas tiernas de *Nothofagus* caducifolios, así las larvas pueden penetrar la hoja y comenzar la mina que eventualmente ocupará toda la hoja. Las larvas son minadoras de hojas, su desarrollo en la hoja es muy rápido, 10 días, luego de los cuales se dejan caer al suelo donde forman un cocón en el que entran en diapausa hasta finales del invierno cuando empupan. Los adultos farados poseen mandíbulas hipertrofiadas que les permiten tanto romper el cocón como desplazarse hasta la superficie.

Fig. 3. Heterobathmiidae: *Heterobathmia pseuderiocrania* Kristensen & Nielsen.

Distribución. Originalmente descripta para una sola localidad en Neuquén, asociada con *Nothofagus obliqua* (Mirb.) Oerst. Posteriormente se han capturado varias especies en Argentina (desde Neuquén hasta Chubut) y Chile (desde el Valle Central hasta Valdivia y Osorno) siempre asociadas con especies caducifolias de *Nothofagus*: *N. procera* (Poepp. & Endl.) Oerst., *N. obliqua* (Mirb.) Oerst., *N. antarctica* (Forst) Oerst. y *N. pumilio* (Poepp. & Endl.) Kras.

Representación en colecciones. La mayoría de los ejemplares recolectados se encuentran en las colecciones de ZMUC, USNM e IPCN.

Trabajo necesario para completar su conocimiento en la Argentina. Trabajo de campo posterior a la publicación original ha demostrado la existencia de varias especies todavía sin describir, cuyo estudio y análisis está en preparación. Dada la distribución de las plantas huéspedes, para completar los registros en colecciones argentinas sería necesario trabajo de campo en la primavera temprana en la zona de los bosques andino-patagónicos, no sólo para capturar adultos durante el día, sino también para la cría de inmaduros.

Especies. *Heterobathmia pseuderiocrania* Kristensen & Nielsen, 1983; *H. diffusa* Kristensen & Nielsen, 1983; y *H. valvifer* Kristensen & Nielsen, 1998.

Neopseustidae (Fig. 4)

Diagnosis. Mariposas de tamaño mediano (envergadura alar: 15-27 mm). *Cabeza*. Cápsula cefálica no muy extendida sobre los ojos compuestos, ojos relativamente grandes. Antenas submoniliformes a subserradas, más largas que el ala anterior. Lóbulos mandibulares con musculatura desarrollada. Palpo maxilar largo, 5-segmentado; proboscis en doble tubo, condición única en Lepidoptera. Palpo labial bien desarrollado sin órgano de von Rath. *Tórax*. Epífisis reducida en las especies sudamericanas. Fórmula tibial 0-2-4. Forma de las alas alargada, densamente escamadas y de proporciones 'normales' para mariposas homoneuras, o ensanchadas, con pocas escamas laxamente esparcidas; excepto por un género oriental, Rs1+2 presente en ambas alas, la base de 1A en el ala posterior curva y expandida sobre Cu forma un bolsillo anal; setas frenulares sin diferenciar. *Abdomen*. Segmentos genitales en ambos sexos muy modificados con homologías muy difíciles de interpretar. En el macho uncus bien desarrollado, bifurcado o reducido y fusionado al tegumen; valvas fusionadas al vinculum y tegumen; esclerotizaciones del diafragma complejas; phallus simple y tubular o altamente modificado con procesos y espinas. En la hembra los genitales invaginados en un bolsillo profundo posterior al esterno VII; tergo VIII expandido forma una capucha que cubre los segmentos IX y X, apófisis anteriores cortas, nacen de las esquinas anterolaterales; apófisis posteriores nacen de esclerotizaciones pequeñas, terminales, con un par de dientes laterales; segmento IX aparentemente desarrollado, forma la porción dorsal

de una cámara cloacal incompleta; bursa copulatrix bien desarrollada, ductus grueso y sinuoso, signa ausente. *Estados inmaduros*. Desconocidos.

Relaciones filogenéticas. Neopseustidae es una de las familias del grado homoneuro, los cuales mantienen microtriquias en la superficie alar y jugum en el ala anterior. Como miembro del clado Myoglossata posee musculatura intrínseca en la proboscis, ausente en las familias que se han desprendido con anterioridad del tronco principal del orden (Fig. 1). La pupa de Neopseustidae no se conoce pero se sospecha que pueda ser déctica exarate, en oposicion al clado Neolepidoptera caracterizado por una pupa adéctica obtecta. El descubrimiento de los estados inmaduros va a ser crucial para establecer sin lugar a dudas la posición filogenética de la familia. Discusión de las relaciones filogenéticas para la familia se encuentra en Kristensen (1999) y Davis & Nielsen (1985).

Biología. Se desconoce por completo la biología de esta familia, pero se supone que los adultos son crepusculares o nocturnos ya que los adultos son atraídos a la luz, aunque una especie fue también observada y capturada volando al sol cerca del mediodía. El tamaño de los ojos, grandes para una familia monotrisiana, con un índice ocular 1,0 a 1,2, también indican actividad nocturna (Powell, 1973). La posición de las alas en descanso fue discutida por Davis & Nielsen, 1984. Se sospecha que las larvas son minadores internos en frutos o tallos jóvenes, posiblemente en *Chusquea*. La estructura de los genitales de la hembra indica que los huevos probablemente son depositados en el tejido vegetal, no muy profundo como resultado del raspado de tejidos superficiales.

Distribución. Las Neopseustidae exhiben una distribución disyunta bastante interesante, se conocen especies en India, sudeste asiático y China, y en el extremo sur de América del Sur, Argentina y Chile. El hábitat de las especies sudamericanas es el bosque valdiviano húmedo con predominio de *Nothofagus dombeyi* (Mirb.) Oerst. con sotobosque de *Chusquea culeou* E. Desv. Davis & Nielsen (1980) proponen la hipótesis que el rango de distribución de la familia coincide con la distribución de las gramíneas de la subfamilia Bambuseae, ya que las especies sudamericanas han sido recolectadas exclusivamente en localidades con *Chusquea*, y esfuerzos para recolectarlas en áreas donde *Chusquea* está ausente no dieron resultados positivos.

Fig. 4. Neopseustidae: *Synempora andeae* Davis & Nielsen.

Representación en colecciones. La mayoria de los ejemplares en colección se encuentran en ZMUC y USNM, con algunos ejemplares en IPCN, MACN, BMNH y ANIC.

Trabajo necesario para completar su conocimiento en la Argentina. Para confirmar las plantas huéspedes y obtener material de estados inmaduros, se requiere trabajo de campo en la zona de los bosques andinopatagónicos durante el verano (diciembre a febrero). Trabajo de campo en otras zonas de Argentina con presencia de Bambuseae (yungas y selva misionera) podría conducir al descubrimiento de otras especies y a corroborar la hipótesis de distribución asociada con Bambuseae, teniendo en cuenta la observación de Holloway & Nielsen (1999), quienes mencionan que la distribución de ciertos Lepidoptera está contenida dentro del rango del huésped, pero que no necesariamente han de coincidir completamente.

Especies. *Synempora andesae* Davis & Nielsen, 1980; *Apoplania penai* Davis & Nielsen, 1980; y *A. valdiviana* Davis & Nielsen, 1984.

Palaeosetidae

Diagnosis. Mariposas pequeñas (envergadura alar: 12,5-18 mm). *Cabeza*. Ocelos ausentes. Antenas muy cortas, simples. Mandíbulas ausentes. Proboscis ausente; palpos maxilares ausentes o vestigiales. Palpos labiales 2- ó 3-segmentados; órgano de von Rath ausente. *Tórax*. Epífisis vestigial o ausente. Fórmula tibial variable, 0-0-0, 0-1-1 ó 0-1-2; tibia posterior del macho extremadamente ensanchada. Pretarso con pseudoempodium, ungues, arolium y pulvillum bien desarrollados. Puede haber diferencias leves en la venación de las alas anteriores y posteriores; vénulo transverso intermediano ausente. *Abdomen*. Genitalia del macho con vinculum en forma de U; juxta ancha articula con vinculum y trulleum el cual soporta al órgano intermitente membranoso; valvas de base ancha, profundamente divididas en dos áreas; tergo X representado por una placa pseudoteguminal, expandida en un par de brazos pseudoteguminales largos y delgados curvados dorsalmente. Genitales de la hembra con tergo VIII independiente; lamela antevaginal forma el borde anterior del ostium bursae; un par de placas subanales flanquean el 'canal' entre ovíporo y ostium bursae. *Estados inmaduros*. Desconocidos.

Relaciones filogenéticas. Palaeosetidae es una de las cinco familias que conforman el clado Hepialoidea, sin embargo, la evidencia que apoya su monofilia no es muy convincente dado que el caracter diagnóstico que agrupa todos los géneros es una ausencia (vénulo transverso intermediano) y la única condición derivada compartida por todos los géneros es una reducción (apéndices maxilares) que también ha ocurrido en otros linajes dentro de Hepialidae (Kristensen & Nielsen, 1993).

Biología. Aparentemente algunas especies son de hábitos diurnos, mientras otras son nocturnas. Se desconoce completamente la biología del género sudamericano *Osrhoes*, y no hay indicación en las etiquetas si los ejemplares fueron atraídos a la luz.

Distribución. Una familia de distribución disyunta, más abundante y diversificada en el sudeste asiático,

norte de Australia e India, con un género monotípico en Colombia. Las localidades siempre en selva lluviosa con vegetación densa. Sierra del Líbano en Colombia, probablemente en la provincia de Magdalena, es la localidad tipo para la única especie sudamericana.

Representación en colecciones. Se conocen sólo tres ejemplares de *Osrhoes coronta* Druce, 1900 depositados en BMNH.

Trabajo necesario para completar su conocimiento en la Argentina. La presencia de, al menos, una especie de esta familia en el norte de Colombia, abre la puerta para especular que quizás la fauna sudamericana incluye otras especies y su distribución es más extendida que lo que el registro actual indica. De estar presente en la Argentina, el área más probable sería la zona de las Yungas en el noroeste.

Especies. Sin registro para la fauna argentina.

Neotheoridae

Diagnosis. Mariposas pequeñas (envergadura alar: 18 mm). Macho desconocido. *Cabeza*. Cobertura de la cabeza de escamas piliformes erectas. Articulación antenal dicondílea. Palpo maxilar corto, con segmentos indiferenciados; vestigios de la proboscis visibles, galeas con microtriquias. Palpo labial largo densamente escamado. *Tórax*. Epífisis tibial presente; tibia posterior casi el doble del largo del fémur. Alas con ápex en punta y termen cóncavo; microtriquias presentes sólo en un parche anal del ala anterior; vestidura de las alas con una capa inferior de escamas con cordones secundarios. *Abdomen*. Tergo VIII aparentemente presente, delgado; lamela antevaginal precedida por un esclerito asimétrico; corpus bursae con varios signa, redondos con crestas. *Estados inmaduros*. Desconocidos.

Relaciones filogenéticas. Kristensen (1978) expresa que no hay dudas que esta familia, basada en una sola especie, pertenece al clado Exoporia (genitalia de la hembra exoporiana, articulación antenal dicondílea, galea con microtriquias, escamas en las alas de tipo primitivo). Se trata de una especie aislada morfológicamente del resto de los Hepialoidea, con caracteres regresivos relacionándola con una u otra de las familias. Dado que sólo una hembra en estado bastante deteriorado es conocida, la posición sistemática de esta especie fue establecida como una familia hasta que se recolecte más material, en particular machos.

Biología. Se desconoce por completo su historia natural. La información en las etiquetas establece que la hembra fue atraída a la luz.

Distribución. Endémica para América del Sur, el único ejemplar conocido proviene del sudoeste del Brasil en la provincia de Matto Grosso, recolectado en septiembre.

Representación en colecciones. Esta familia está basada en un solo ejemplar de *Neotheora chiloides* Kristensen depositado en el BMNH.

Trabajo necesario para completar su conocimiento en la Argentina. Dada que la localidad tipo del único ejemplar recolectado se encuentra en Matto Grosso, Brasil, no es muy probable que se la capture en el norte argentino, pero es probable que otros representantes puedan ser descubiertos. Si la biología de esta familia se asemeja de alguna manera a la de Hepialidae, cabe mencionar que algunas especies de esta familia no aparecen como adultos todos los años, y a veces sólo por breves períodos de vuelo. Es probable que éste sea el motivo por el cual el registro de Neotheoridae y Palaeosetidae sea tan limitado; V.O. Becker (*com. pers.)* ha tratado de recolectar a esta especie en la localidad tipo sin éxito. El aspecto general del adulto, con los palpos labiales casi rectos, largos y dirigidos hacia adelante, asemeja levemente a los adultos de Crambidae.

Especies. Sin registro para la fauna argentina.

Hepialidae (Fig. 5)

Diagnosis. Adultos de tamaño variable (envergadura alar: 20-250 mm), es común un rango amplio de tamaño entre ejemplares de una misma especie y/o entre sexos. *Cabeza*. Tamaño pequeño en relación al cuerpo. Antenas cortas, simples, dentadas, uni o bipectinadas, articulación bicondílea. Ojos compuestos del macho en algunas especies agrandados. Piezas bucales reducidas. *Tórax*. Epífisis variable. Patas posteriores generalmente de menor tamaño que las otras. Fórmula tibial variable pero en general las espinas de la metatibia reducidas a 0, 1 o 2. Alas de forma variable, en general alargadas, en unos pocos géneros son más ensanchadas; Sc del ala anterior sin bifurcar; Rs en abanico; nérvulo intermediano presente; jugum siempre presente. *Abdomen*. Genitalia del macho con un anillo formado por el vinculum (esterno IX) y tegumen (tergo IX); gonoporo abre en un área membranosa posterior al tegumen, el borde anterior del gonoporo rodeado por el mesosoma que puede ser una esclerotizacion del diafragma o proceso del tegumen; bajo el mesosoma el trulleum y bajo éste la juxta; las valvas variables en desarrollo y forma. En la hembra un surco medio conecta al gonoporo en la base de la lamella antevaginalis (esterno IX) con el oviporo bajo las papilas anales (tergo IX); ductus y corpus bursae membranosos; signa ausente. *Estados inmaduros*. Huevos pequeños, esféricos, lisos. Larva alargada cilíndrica e hipognata; con tres patas torácicas y patas espúreas en los segmentos III a VI del abdomen, con crochets dispuestos en forma variable; sin setas secundarias; seis estemata a cada lado de la cabeza, con escudo protorácico evidente, más oscuro. Pupa alargada, cilíndrica, bien esclerotizada; antenas cortas, mandíbulas rudimentarias, palpo maxilar ausente; metatórax largo; alas cortas llegan solo hasta el segmento abdominal II; dorso de segmentos II a VII con dos hileras transversales de espinas en Hepialidae *s.str.*, o una hilera en segmentos III a VII en hepiálidos primitivos; segmentos III a VI (VII en los machos) móviles.

Relaciones filogenéticas. Hepialidae es la familia más exitosa en cuanto a número de especies no sólo dentro de los Exoporia sino también dentro de los Lepidoptera no ditrisianos, con 600 especies distribuidas en 60 géneros. Un grupo de cuatro géneros de distribución holártica, australiana y africana, han sido extraidos

como hepiálidos primitivos, ya que retienen condiciones plesiomórficas de Exoporia, perdidas en el resto de Hepialidae (Nielsen & Kristensen, 1989). El resto de las especies posiblemente conformen un grupo monofilético, al cual la literatura moderna se refiere como Hepialidae *sensu stricto*. Algunas de las características compartidas por estas especies son: trulleum fusionado con las placas pseudoteguminales, reducción del pretarso y presencia de una hilera ventral de espinas en segmento VII de la pupa (Kristensen, 1999). La mayoría de los géneros de Hepialidae, al igual que el resto de los Exoporia, son geográficamente circunscriptos a una sola región, formando faunas continentales discretas (Nielsen *et al.*, 2000). Al considerar la edad de Hepialidae y esta distribución fragmentada es fácil cometer el error de interpretarlas como evidencia de la fragmentación de Gondwana. Sin embargo, no hay evidencia que las faunas continentales representen grupos monofiléticos. Hasta que las relaciones filogenéticas sean estudiadas con mayor detalle, los análisis de las distribuciones deben considerarse como preliminares. En cuanto a la fauna argentina, está conformada por dos grupos faunísticos filogenéticamente aislados. De ellos sólo el grupo patagónico ha sido revisado y su morfología es conocida, mientras el grupo neotropical no ha sido estudiado en conjunto y su conocimiento está restringido a las descripciones originales. Mielke y Grehan (2012) presentan un catálogo de todas las especies latinoamericanas de hepialidos, incluyendo nuevas sinonimias y combinaciones, con detallada información referente a material tipo y descripción original.

Biología. Los adultos son diurnos, crepusculares o nocturnos, con mayor actividad en las horas previas a una lluvia o en períodos de humedad elevada en condiciones de niebla. Las hembras a menudo depositan los huevos en forma de lluvia sobrevolando cerca del suelo. Las larvas pueden construir túneles en el suelo, aunque en general son comedores externos de raíces, taladros de ramas, troncos o raíces y algunas especies son comedoras de hongos y detritos vegetales en el suelo. En algunos casos se ha observado canibalismo y depredación de artrópodos pequeños. En general univoltinos, algunas especies pueden tomar varios años en desarrollar hasta adulto. Para un resumen más exhaustivo de la biología, ver Grehan (1989) y Neilsen *et al.* (2000). Algunas especies de ciertos géneros son plagas de pastizales, por ejemplo *Dalaca* en Patagonia, en mallines y pastizales nativos (Lloyd *et al.*, 1967). Es frecuente encontrar larvas momificadas por hongos como es el caso de *Andeabatis chilensis*, la cual con una envergadura alar de 110-150 mm, es la especie de mayor tamaño y más espectacular en la fauna de lepidópteros patagónicos.

Fig. 5. Hepialidae: *Callipielus arenosus* Butler.

Distribución. Es una familia prácticamente cosmopolita, aunque su presencia en islas oceánicas es muy rara, se encuentran presentes en Nueva Zelanda, Nueva Guinea, Taiwán y Japón. En la Argentina, la fauna de hepiálidos está representada por dos conjuntos faunísticos filogenéticamente aislados: la fauna patagónica estudiada por Nielsen & Robinson (1983) y el resto de la fauna neotropical en la zona norte y centro del país. Existe una banda "ciega" en la zona central más seca del país, en la que falta registro para esta familia, lo cual no sorprende dados los requerimientos de humedad.

Representación en colecciones. Debido al tamaño y espectacularidad del diseño alar en algunas especies, los hepiálidos son más frecuentemente capturados que el resto de los Microlepidoptera primitivos. En general se encuentran en las colecciones junto con los Macrolepidoptera. El material tipo de la mayoría de las especies neotropicales se encuentra en USNM y BMNH. En las colecciones argentinas, todos los museos poseen ejemplares pero en un estado muy pobre de identificación. La colección del IPCN posee la mejor representación de la fauna patagónica con material identificado.

Trabajo necesario para completar su conocimiento en la Argentina. Catálogos y listas de especies en general mencionan sólo el país del cual la especie fuera originalmente descripta, no el rango conocido de distribución de la especie. Como muy pocas especies han sido descriptas originalmente para la Argentina, no poseemos en este momento una lista completa de especies para la Argentina. El grupo faunístico patagónico es bien conocido y representado en colecciones. Para poder compilar una lista de especies del grupo faunístico neotropical, es necesario comenzar con la curación e identificación del material en todas las colecciones del país para poder establecer las necesidades futuras de trabajo, incluyendo las regiones donde es necesario más esfuerzo de recolección. El estudio de la fauna argentina de hepiálidos en aislamiento del resto de la fauna neotropical no tiene mucho sentido. Una contribución importante para ampliar el conocimento de los Exoporia, sería establecer las relaciones filogenéticas de la fauna neotropical en su conjunto a la vez que sus relaciones con otras faunas, no sólo dentro del continente americano sino también con otras regiones del mundo. Estos estudios deberían incluir información morfológica de adultos e inmaduros combinados con ADN nuclear y mitocondrial, para lo cual la formación de profesionales que puedan trabajar en colaboración con grupos establecidos en sistemática molecular es fundamental. Sin embargo, vale hacer notar que formar una colección de hepiálidos es un ejercicio de paciencia y oportunidad: estar en el lugar correcto en el momento correcto. Los adultos de algunas especies no aparecen todos los años y cuando lo hacen vuelan sólo por unos pocos días, ya que los adultos no se alimentan. Tal es

el caso de *Parapielus heimlichi*, descripto para la fauna chilena austral con algunos registros aislados en Argentina, que fue capturada solo un año en Cerro Chapelco (Neuquén), una localidad clásica en los registros del IPCN donde esfuerzos de recolección fueron exhaustivos durante todo el año durante aproximadamente 30 años.

Especies. Grupo faunístico neotropical: Referirse a Nielsen *et al*. (2000). Grupo faunístico patagónico: *Dalaca pallens* (Blanchard, 1852); *D. quadricornis* Nielsen & Robinson, 1983; *D. patriciae* Nielsen & Robinson, 1983; *D. parafuscus* (Mabille, 1885); *D. postvariabilis* Nielsen & Robinson, 1983; *D. variabilis* (Viette, 1950); *Callipielus arenosus* Butler, 1882; *C. digitata* Robinson, 1977; *C. salasi* Robinson, 1977; *C. perforata* Nielsen & Robinson, 1983; *C. vulgaris* Nielsen & Robinson, 1983; *Calada fueguensis* Nielsen & Robinson, 1983; *Parapielus luteicornis* (Berg, 1882); *P. oberthuri* (Viette, 1951); *P. heimlichi* (Ureta, 1956); y *Andeabatis chilensis* (Ureta, 1951).

Nepticulidae (Fig. 6)

Diagnosis. Mariposas muy pequeñas (longitud del ala anterior: 1,5-4,6 mm). *Cabeza*. Ocelos ausentes. Ojos relativamente pequeños. Antenas la mitad del largo del ala anterior, rara vez del mismo largo, escapo agrandado cubre la porción dorsal del ojo, pecten presente o ausente, flagelo filiforme, cada flagelómero con sensilas vesiculocauda ramificadas. Haustellum corto, palpo maxilar corto, 5-segmentado. Palpo labial 3- o 2-segmentado, caídos. *Tórax*. Placa unguitractora del pretarso bipartida. Alas alargadas, delgadas; venación reducida, desvanecida, sin vénulos transversos verdaderos; retináculo del macho con varias escamas curvas y duras desde el doblez costal; frenulum del macho con una seta fuerte, a veces acompañada por varias setas pseudofrenulares subcostales, en la hembra sólo las setas pseudofrenulares. *Abdomen*. Esterno II dividido en un fragmento anterior corto y uno posterior más grande. En el macho a veces se presentan escamas sexuales en el dorso de segmentos VI-VIII. Genitalia del macho con uncus generalmente evidente; tegumen delgado; vinculum bien desarrollado en general en forma de 'U', raramente en forma de 'V'; ganthos como un puente en forma de 'U' o 'H'; juxta a veces presente; valvas grandes y anchas, a veces con un pectinifer sésil; aedeagus un tubo con esclerotizaciones espinosas internas y externas. Genitalia de la hembra con un ovipositor corto, con dos pares de apófisis; oviporo terminal entre esternos VIII y IX. *Estados inmaduros*. Huevos romos cubiertos por una secreción producida por la hembra. Larvas pequeñas, cuerpo cilíndrico, ápodas; un par de estemata; antenas reducidas; segmentos torácicos con pares de callos ambulatorios ventrales, a veces también dorsales; quetotaxia reducida; segmentos abdominales I-VIII con pares de callos ventrales. Pupa con el escapo antenal generalmente agrandado; alas se extienden hasta el segmento abdominal IX; segmentos abdominales I-VIII móviles en ambos sexos.

Relaciones filogenéticas. Junto a Opostegidae conforman la superfamilia Nepticuloidea, una de las cinco superfamilias monotrisianas del clado Heteroneura. Las relaciones filogenéticas dentro de este grupo no son claras, dado que los caracteres parecen aparecer en mosaico, con evidencia morfológica a favor de cada una de las posibilidades. Hasta el momento todas las sinapomorfías propuestas han sido disputadas. Para una evaluación de los caracteres ver Davis (1986). El problema básico de considerar la condición monotrisiana como un grado o un clado no ha sido resuelto satisfactoriamente. Kristensen & Skalski (1999) lo consideran un grado, ya que favorecen la hipótesis en la cual Nepticuloidea se separa antes que Incurvarioidea, la cual al desprenderse deja a Tischerioidea, Palaephatoidea y Ditrysia sin resolver. Por el otro lado, Davis (1999) acepta la monofilia de estas superfamilias como dudosa, y considera que Incurvarioidea se separa primero del grupo y Nepticuloidea forma un grupo monófiletico con Tischeriidae y Palaephatidae. El reconocimiento de Andesianidae (Davis & Gentili, 2003) dentro de este conjunto no sólo no permitió dilucidar las relaciones filogenéticas del grupo sino que introdujo aun más confusión. Monotrysia es presentado como un conjunto de superfamilias cuya monofilia es dudosa pero que aparentan representar el grupo basal de los Heteroneura ya que comparten: retención del sistema reproductor monotrisiano; presencia de una conexión tergosternal por detrás del primer espiráculo abdominal; y una distribución generalizada de microtriquias en la superficie de las alas. Análisis moleculares usando diferentes genes, tampoco han podido resolver las divergencias basales de este conjunto. Hasta hace poco, la fauna neotropical se conocía sólo sobre la base de descripciones aisladas. No se encuentra en la literatura ningún análisis sistemático exhaustivo que incluya una discusión de las relaciones filogenéticas para las especies neotropicales, pero descripciones detalladas de especies se encuentran en Puplesis & Robinson (2000) y una lista de especies en Puplesis *et al*. (2002).

Biología. Las especies pueden ser uni o multivoltinas. Las larvas son minadoras de hojas, raramente en tallos o frutos. Minas típicamente serpentinas, a veces expandidas en una mina ampulosa. La pupación ocurre fuera de la mina, dentro de un cocón lenticular de seda, en el piso o adherido a alguna porción de la planta. Las plantas huéspedes incluyen gran variedad de familias. Bourquin (1962) describe la biología de especies argentinas.

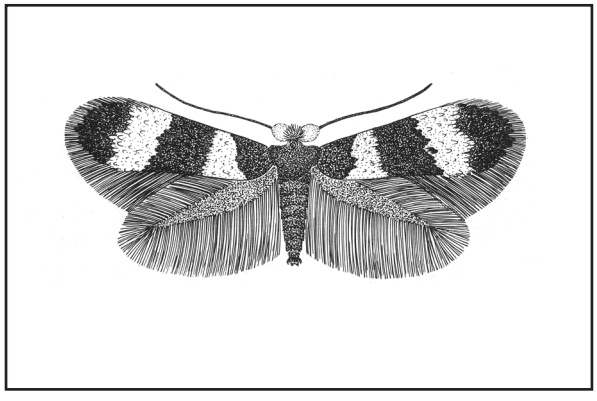


Fig. 6. Nepticulidae: *Stigmella ovata* Puplesis & Robinson (tomada de Puplesis & Robinson (2002), con permiso del autor).

Distribución. Familia de distribución cosmopolita excepto Antártida. Las especies descriptas para Argentina fueron recolectadas en Buenos Aires y Chaco, y en la zona norte de los bosques andinopatagónicos.

Representación en colecciones. Familia poco frecuente en colecciones, la mejor representación en colecciones argentinas se encuentra en MACN incluyendo material tipo de Bourquin, y material más reciente en BMNH y ZMUC.

Trabajo necesario para completar su conocimiento en la Argentina. Una vez más, se requiere trabajo de campo, especialmente cría de minadores de hojas.

Especies. *Stigmella costalimai* (Bourquin, 1962); *S. guittonae* (Bourquin, 1962); *S. hylomaga* (Meyrick, 1931); *S. ovata* Puplesis & Robinson, 2000; y *S. rudis* Puplesis & Robinson, 2000. Aproximadamente 30 especies no descriptas para la fauna patagónica (*sensu* Nielsen, 1985).

Opostegidae (Fig. 7)

Diagnosis. Mariposas muy pequeñas (longitud del ala anterior 1,8-8,3 mm). *Cabeza*. Cobertura de escamas piliformes, hirsutas. Ocelos ausentes. Ojos pequeños. Antenas filiformes, el escapo extremadamente desarrollado forma una 'capucha' que cubre los ojos, cada segmento del flagelo con tres sensilas ascoides. Mandíbulas ausentes. Haustellum corto; palpos maxilares largos 5-segmentados. Palpos labiales 3-segmentados, relativamente cortos. *Tórax*. Alas anteriores lanceoladas; venación extremadamente reducida, con sólo cuatro venas presentes; microtríquias reducidas a la base ventral del ala anterior; en ambos sexos 4-18 setas pseudofrenulares a lo largo de Sc del ala posterior, enganchan en un retináculo del ala anterior formado por una hilera de escamas rígidas bajo Cu. *Abdomen*. Esterno II grande, poco esclerotizado. Genitalia del macho con uncus reducido; tegumen y vinculum angostos forman un anillo; transtilla usualmente ausente; juxta ausente o poco desarrollada; valvas variables en forma, cucullus siempre presente como un lóbulo setoso unido a la base de la valva por un pedicelo; aedeagus generalmente ausente, presente en *Notiopostega* y otros géneros. Genitalia de la hembra con ovipositor no punzante, corto; papilas anales pares, simples o ausentes; apófisis anteriores generalmente ausentes, posteriores siempre presentes cortas o largas; oviporo terminal. *Estados inmaduros*. Huevo cilíndrico de corion liso y transparente. Larva pequeña, delgada, sin patas, con callosidades pares ventrales en meso y metatórax; cabeza chata, un par de estemata; hipermetamórficas, la hilandera no se termina de formar hasta el último estadio. Pupa similar a la de Nepticulidae, escapo antenal ensanchado; alas, antenas y patas anteriores generalmente sobrepasan en largo al abdomen.

Relaciones filogenéticas. Davis (1986) considera la monofilia de la superfamilia Nepticuloidea para incluir Nepticulidae y Opostegidae apoyada por las siguientes sinapomorfías: estemata larvales reducidos a un par; pérdida de crochets en las patas falsas del abdomen de las larvas; hipostoma de la larva desarrollado hacia adelante; coxas en la pupa agrandadas y expuestas; escapo antenal hipertrofiado; sensilas coelocónicas en la antena reducidas o perdidas; seta pseudofrenulares fuertes en una serie casi contigua; prosterno reducido; metatibia con espinas. Las especies hasta ahora mencionadas para la fauna argentina son parte del género más derivado de la familia, *Pseudopostega*, el cual es también el de distribución más amplia: cosmopolita. El género *Notiopostega* con una sola especie descripta para Chile (Davis, 1989), y considerada aquí como registro potencial para Argentina, ocupa la posición más basal en la familia (Davis & Stonis, 2007).

Biología. Las larvas son minadoras de hojas de Rutaceae y minadoras en cambium de Betulaceae, Fagaceae, Salicaceae y Saxifragaceae. Las pupas se encuentran en un cocón lenticular duro, fuera de la mina en el suelo. La biología de *Notiopostega atrata*, minador de cambium en *Nothofagus dombeyi* (Mirb.) Oerst. en Chile, es bien conocida debido al daño económico producido en la calidad de la madera (Carey *et al.*, 1978). Los huevos son siempre depositados sobre la superficie de las hojas, cubiertos por una secreción de las glándulas rectales de la hembra. Las larvas al nacer taladran el pecíolo, luego alcanzan las ramas jóvenes, y minan su camino hasta llegar al tronco principal donde la mina toma una forma característica en zig-zag. Esta mariposita de 5 a 8,3 mm de largo de ala anterior produce la mina más larga conocida: casi 7 metros de largo y 2,4 mm de ancho. El sexto y último estadio larval perfora la corteza y cae al suelo donde empupa formando un cocón de seda entre la hojarasca, donde pasa el invierno antes de emerger como adulto en la primavera temprana.

Distribución. Cosmopolita

Representación en colecciones. Dado el pequeño tamaño de los representantes de esta familia, no son frecuentemente recolectados, y de serlo raramente estan extendidos. Sin embargo, son muy fáciles de reconocer aun sin extender dada la 'capucha' formada por el escapo antenal a los lados de la cabeza y que esconde los ojos. La mayoría de los ejemplares provenientes de Argentina estudiados en la revisión más reciente se encuentran depositados en USNM y RMNH.

Trabajo necesario para completar su conocimiento en la Argentina. Esfuerzo de recolección en todo el país.

Fig. 7. Opostegidae: *Pseudopostega tucumanae* Davis & Stonis.

Especies. *Pseudopostega acuminata* Davis & Stonis, 2007; *P. breviapicula* Davis & Stonis, 2007; *P. divaricata* Davis & Stonis, 2007; *P. lobata* Davis & Stonis, 2007; *P. protomochla* (Meyrick, 1935); *P. suffuscula* Davis & Stonis, 2007; *P. triangularis* Davis & Stonis, 2007; *P. tucumanae* Davis & Stonis, 2007; *P. saltatrix* (Walsingham, 1897) (probable falta de registro para Argentina); y *Notiopostega atrata* Davis, 1989 (probable falta de registro para Argentina).

Heliozelidae (Fig. 8)

Diagnosis. Mariposas de tamaño muy pequeño (longitud del ala anterior: 1,7-7,0 mm). *Cabeza*. Ojos pequeños. Antenas cortas, aproximadamente la mitad del largo del ala anterior, generalmente cubierta de escamas iridiscentes, pecten presente, flagelo filiforme, un anillo de escamas en cada flagelómero. Mandíbulas vestigiales. Haustellum moderado a largo; palpo maxilar reducido a un segmento, más frecuente 3 a 5 segmentado, raramente largo. Palpo labial corto, 3 segmentado. *Tórax*. Fórmula tibial 0-2-4; epífisis generalmente ausente. Alas lanceoladas, relativamente anchas; microtriquias reducidas a las áreas subhumeral y subanal; escamas brillantes; nervulo M-CuA ausente; retinaculum en el macho un lóbulo triangular desde la costa, en la hembra 3-4 espinas curvas en la base de Sc; frénulum del macho una seta simple y 4-6 seta costales más cortas, en la hembra dos setas chicas. Genitalia del macho con uncus sin desarrollar; vinculum bien desarrollado con saccus en forma de 'V'; aedeagus en forma de tubo, cornuti presentes. Genitalia de la hembra con ovipositor de extremo ancho, deprimido termina en 4-5 puntas; corpus bursae membranoso sin signa. *Estados inmaduros*. Huevos insertados en el tejido vegetal. Larvas con cabeza prognata; 2-5 pares de estemata; patas generalmente ausentes, pero pueden estar bien desarrolladas; callos ambulatorios pares, ventrales y dorsales presentes en T1 y T2; patas espúreas ausentes o fuertemente reducidas, crochets presentes en segmentos abdominales III-VI, siempre ausentes en el segmento X. Pupa muy pequeña; segmentos abdominales II-VIII móviles en el macho, II-VII en la hembra.

Relaciones filogenéticas. Las Heliozelidae representan el grupo hermano del resto de los Incurvarioidea, principalmente por los hábitos de las larvas, inicialmente endofíticos luego exofíticos protegidos dentro de un 'cesto' romo, los cuales aparentan pertenecer al plan ancestral para la superfamilia. Las autapomorfías aceptadas para la familia son: rama anterior del tentorio curvadas dorsoventralmente; ausencia del nervulo M-CuA; y mandíbulas extremadamente pequeñas (Davis, 1999). Karsholt & Kristensen (2003) concluyen que *Plesiozela*, el único género representado en Argentina, es el más primitivo y representa al grupo hermano del resto de los heliozélidos. Mientras la mayoría de los representantes de la familia poseen una cabeza cubierta por escamas anchas, aplastadas en el dorso y la frente, *Plesiozela* posee una vestidura de la cabeza formada por escamas piliformes hirsutas, dando un aspecto 'despeinado', comúnmente presente en varias familias homoneuras y heteroneuras primitivas. Los palpos maxilares son del tipo primitivo: 5 segmentados y largos, mientras que en otros heliozélidos es mucho más corto aun si retienen los cinco segmentos. En el ala anterior la vena anal retiene una condición primitiva, no presente en otros miembros de la familia, la bifurcación anal. La fauna andinopatagónica incluye además géneros reconocidos pero no descriptos que pertenecen a un linaje más derivado de la familia.

Biología. Los adultos son diurnos. Las larvas son frecuentemente minadoras de hojas aunque algunas especies minan ramas pequeñas, pecíolos y nervaduras de hojas; algunas incluso inician agallas. La mina es serpentina, corta, que se abre en una ampolla pequeña. El último estadio forma un 'cesto' oval con piezas que corta de la epidermis superior e inferior de la hoja, unidas con seda. La larva se desprende dentro de este escudo por un hilo de seda hasta el suelo o a veces hasta la corteza del tronco, donde empupa. Las hojas con minas abandonadas se pueden reconocer por los agujeros ovales dejados por la larva al construir el escudo. Las plantas huéspedes pertenecen a 13 familias de plantas, en general árboles, arbustos leñosos y enredaderas. Las más frecuentes son Betulaceae, Cornaceae, Fagaceae y Vitaceae.

Distribución. Cosmopolita con la excepción de Nueva Zelanda, aunque la fauna neotropical es poco conocida, probablemente debido al tamaño pequeño de los adultos y hábitos diurnos. Para la Argentina un solo género fue descripto para los bosques andinopatagónicos, el resto de la fauna neotropical contiene representantes de tres géneros monotípicos endémicos y tres géneros de distribución más amplia.

Representación en colecciones. Si esta familia está representada en colecciones de Argentina, los ejemplares no están identificados como tales. La mayoría del material estudiado para la descripción original se encuentra depositado en ZMUC, USNM y BMNH.

Trabajo necesario para completar su conocimiento en la Argentina. Trabajo de recolección en todo el país, preferentemente pasando la red sobre el follaje de árboles y arbustos en los que se nota el daño causado en las hojas, especialmente en la primavera.

Especies. *Plesiozela nielseni* Karsholt & Kristensen, 2003 y *P. patagonica* Karsholt & Kristensen, 2003.

Fig. 8. Heliozelidae: *Plesiozela* sp.

Adelidae (Fig. 9)

Diagnosis. Mariposas pequeñas (longitud del ala anterior: 3,5-12 mm). *Cabeza*. Vestidura hirsuta, a veces de escamas lamelares aplastadas. Ojos pequeños a medianos, en algunos casos dimórficos ya que en el macho el tercio superior hacia el vértex está agrandado. Antenas hasta tres veces más largas que la longitud del ala anterior, escapo ligeramente hinchado en los machos de algunas especies, pecten generalmente presente pero puede estar ausente, a veces con setas y escamas espinosas cerca de la base, flagelo filiforme, con escamas en todos los artejos hasta el extremo. Pilíferos presentes. Mandíbulas vestigiales. Haustellum largo, hasta 2,5 veces el largo del palpo labial, o reducido; palpo maxilar 2- a 5-segmentado. Palpo labial 3-segmentado, generalmente arqueado hacia arriba. *Tórax*. Metafurca con apófisis dorsales bien desarrolladas independientes de los brazos secundarios. Fórmula tibial 0-2-4; epífisis presente. Alas anteriores delgadas, microtriquias presentes; retinaculum del macho un doblez costal largo; frenulum del macho una seta fuerte, en la hembra 3-4 cerdas a lo largo de la base de la costa. Genitalia del macho con uncus reducido, frecuentemente bilobado; vinculum bien desarrollado, saccus alargado; valva con hasta tres pares de pectiníferos, sésiles o pedunculados; aedeagus un tubo alargado, cornuti presentes, ápex a veces con espinas. Genitalia de la hembra con ovipositor perforante, de ápex serrado, ductus y corpus bursae membranosos sin espinas o signa. *Estados inmaduros*. Larva con cuerpo deprimido, blanco a verdoso, cabeza y placas oscuras; cabeza prognata; seis pares de estemata; patas bien desarrolladas; patas espúreas reducidas en segmentos abdominales II-VI, ausentes en el segmento X, crochets en varias hileras transversas. Pupa con el vértex liso; antenas largas enroscadas en el extremo caudal del abdomen; abdomen con 1-2 hileras de espinas dorsales; segmentos abdominales III-VII móviles.

Relaciones filogenéticas. Nielsen & Davis (1985) discuten las relaciones filogenéticas de las familias de Incurvarioidea. Adelidae comparte con el resto de las familias los siguientes caracteres: juxta de forma sagitada, ovipositor con dos pares de tendones retractores y al menos último estadio larval en un cesto móvil. Las posibles autapomorfías para la familia incluyen: longitud de las antenas, número elevado de ovariolos y haustellum cubierto de escamas.

Fig. 9. Adelidae: *Ceromitia schajovskoii* Pastrana.

Biología. Davis (1999) afirma que si bien es una familia de mariposas común y frecuentemente recolectada, la biología es muy poco conocida. Los adultos pueden ser diurnos, crepusculares o nocturnos; univoltinos. Algunas especies cuyos machos tienen los ojos agrandados y setas espiniformes en la base de las antenas forman enjambres alrededor de las áreas de oviposición. Los huevos son introducidos independientemente en el tejido vegetal de plantas que pueden o no ser el sustrato alimenticio. Muchas especies son detritívoras e incluso omnívoras. En general, los primeros estadios son endofíticos pero luego de la primera muda las larvas construyen un cesto y se alimentan externamente de hojas vivas o muertas, algunas se descuelgan al suelo donde se alimentan de hojas en descomposición. Empupan dentro del cesto larval.

Distribución. Esta familia cuenta con unas 300 especies de distribución mundial excepto en Nueva Zelanda. Para Argentina, Pastrana (1961) cita sólo cinco especies de la zona de los bosques andinopatagónicos. La revisión de las especies americanas está en proceso de ser completada e incluye varias especies para la Argentina.

Representación en colecciones. El material tipo de las especies descriptas por Pastrana se encuentra en MACN, material adicional se encuentra en el IPCN y ZMUC. Es probable que exista material no identificado en otras colecciones argentinas.

Trabajo necesario para completar su conocimiento en la Argentina. La ausencia de especies descriptas para Argentina fuera de la zona patagónica es llamativa. Muy probablemente es un artificio debido a falta de recolección más que su ausencia en la fauna del centro y norte del país. Una vez más, el esfuerzo de recolección de adultos y la búsqueda de los estadios inmaduros son fundamentales para completar el conocimiento para el país.

Especies. *Ceromitia ilyodes* Meyrick, 1931; *C. laninensis* Pastrana, 1961; *C. lizeri* Pastrana, 1961; *C. pucarensis* Pastrana, 1961; y *C. schajovskoii* Pastrana, 1961.

Cecidosidae (Fig. 10)

Diagnosis. Mariposas pequeñas (longitud del ala anterior: 3,5-13 mm). *Cabeza*. Cobertura moderadamente lisa, con escamas lamelares no erectas, excepto en *Dicranoses* cuya cobertura en todo el cuerpo es de escamas piliformes hirsutas. Ojos grandes. Antenas cortas, cercanas a la mitad del largo del ala anterior, flagelo filiforme, porción ventral de cada flagelómero con sensilas largas. Pilíferos ausentes. Mandíbulas reducidas o ausentes. Haustellum reducido o ausente; palpo maxilar 0 a 3 segmentado. Palpo labial 3 segmentado o ausente. *Tórax*. Fórmula tibial 0-2-4 ó 0-2-2; epífisis presente o ausente. Alas anteriores anchas o angostas; microtriquias presentes o reducidas; retinaculum ausente; frenulum ausente en ambos sexos. *Abdomen*. Conexión tergo-esternal en S II ausente. Genitalia del macho con valvas delgadas, largas con un pectinifer sésil a lo largo del margen ventral; vinculum en forma de 'Y'; aedeagus tubular, simple, sin cornuti. Genitalia de la

hembra con ápex del ovipositor comprimido, sagitado; apófisis cortas; vestibulum sin esclerotizaciones, corpus bursae membranosa sin signa. *Estados inmaduros*. Huevos con micrópilo subterminal. Larva con cabeza prognata con la mayoría de las estructuras reducidas, estemata ausente; patas torácicas reducidas a tubérculos; patas espúreas y crochets reducidos. Pupa con un proceso cefálico para abrir el cocón de estructura variable; alas extendidas hasta o más allá del segmento abdominal VIII; segmentos abdominales II-VIII del macho y II-VII de la hembra móviles.

Relaciones filogenéticas. Distintos autores consideran a esta familia relacionada con Tortricidae, Tineidae o Yponomeutidae. Becker (1977) discute su posición sistemática y relaciones filogenéticas y la ubica dentro de las Incurvariidae. Nielsen (1985) la considera como una familia de los Incurvarioidea cercana a Prodoxidae dado que son los únicos incurvarioideos con larvas completamente endofíticas, que han conquistado hábitats áridos y semiáridos. La familia parece estar formada por dos grupos monofiléticos, las especies sudamericanas por un lado y las sudafricanas por el otro. De acuerdo con Davis (1999), las autapomorfías que permiten reconocer a esta familia incluyen: productores de agallas especializados en Anacardiaceae; pérdida del sistema frenulum-retinaculum en el macho; pérdida de la conexión tergo-esternal en el esterno II del abdomen.

Biología. Los adultos son fototrópicos, mayormente recolectados en trampas de luz y malaise. Todas las especies son productoras de agallas en Anacardiaceae, las especies sudamericanas en el genero *Schinus* y las sudafricanas en *Rhus*. Las agallas más conocidas son las de *Cecidoses eremita*, el 'matecito del molle', la cual es una esfera sésil con un opérculo por el cual asoma el adulto. Otras agallas son pequeñas y ubicadas en colonias incluidas en un engrosamiento de los tallos que eventualmente se abren y exponen las agallas. Ciertas especies sudafricanas forman agallas dentro de los tallos que son dehiscentes y caen al suelo, donde las pupas muy activas y móviles pueden hacer saltar las agallas por tramos de hasta 30 cm. La pupa se desarrolla dentro de la agalla. Jörgensen (1917) describe la biología de las especies argentinas.

Distribución. Familia con la mayor distribución en el cono sur de América del Sur (Chile, Argentina, Uruguay y sur de Brasil), aunque hay dos géneros descriptos para Sudáfrica. La ubicación de *Xanadoses* en Cecidosidae por Hoare & Dugdale (2003) para Nueva Zelanda es considerada en esta contribución como dudosa, ya que la única especie asignada al género es minadora de corteza de troncos en una variedad de huéspedes; esta especie es mencionada como posiblemente perteneciente a la familia Prodoxidae en Davis (1999). Todas las especies neotropicales fueron descriptas para Argentina (Brèthes, 1916), excepto por *Cecidoses eremita* de Uruguay que es la de mayor rango de distribución. Junto con Prodoxidae es el único grupo de Incurvarioidea adaptado a condiciones áridas, además especializado en Anacardiaceae.

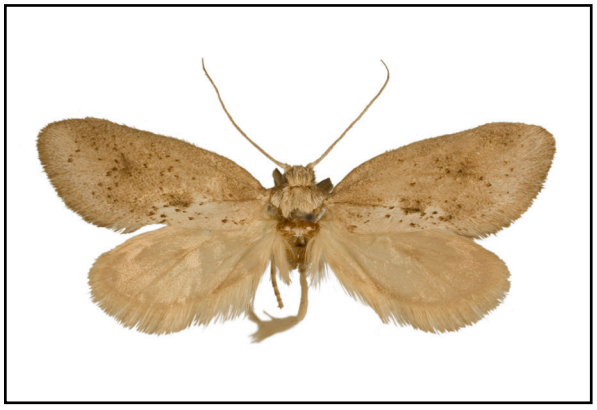


Fig. 10. Cecidosidae: *Cecidoses eremita* Curtis.

Representación en colecciones. La colección del MACN es importante ya que contiene parte del material tipo de Brèthes y Jörgensen. También hay material abundante en IADIZA, USNM y ZMUC, y varias colecciones de Brasil.

Trabajo necesario para completar su conocimiento en la Argentina. Para el conocimiento general de la familia y el establecimiento de su posición filogenética, se necesita la revisión del grupo y un detallado estudio morfológico. Para ello es necesario establecer la identidad de la mayoría de las especies con mayor esfuerzo de recolección y cría de las agallas, ya que el material tipo que se ha encontrado se halla en un estado de conservación bastante pobre.

Especies. *Cecidoses eremita* Curtis, 1835; *Dicranoses capsulifex* Kieffer & Jörgenesen, 1910; *D. congregatella* (Brèthes, 1916); *Eucecidoses minutanus* Brèthes, 1916; y *Oliera argentiniana* Brèthes, 1916.

Prodoxidae (Fig. 11)

Diagnosis. Mariposas pequeñas (longitud del ala anterior: 4-16 mm). *Cabeza*. Vestidura usualmente hirsuta, en *Prodoxoides* la frente y el vértex con escamas lamelares aplastadas y mechones de pelos hirsutos hacia el occipucio. Ojos pequeños a grandes. Antenas no más largas que la mitad de la longitud del ala anterior, pecten presente o ausente, flagelo filiforme, artejos cubiertos de sensilas chaeticas. Pilíferos usualmente bien desarrollados. Mandíbulas vestigiales pero relativamente notorias. Haustellum generalmente sin escamas, hasta dos veces el largo del palpo labial; palpo maxilar 3 a 5 segmentado. Palpo labial relativamente corto, generalmente 2 segmentado, puede ser 3 segmentado. *Tórax*. Metafurca con apófisis libres o unidas a modo de puente con los brazos secundarios. Fórmula tibial 0-2-4, epífisis generalmente presente. Alas anteriores angostas, retinaculum del macho un lóbulo triangular desde la membrana costal, frenulum del macho una seta fuerte, en la hembra 2-3 setas no siempre evidentes. *Abdomen*. Borde caudal del esclerito S2a en forma de U o W. Genitalia del macho con uncus fusionado al tegumen; tegumen poco desarrollado; vinculum bien desarrollado; saccus desarrollado hasta 2,5 veces el largo de la valva; valva con pectinifer a menudo presente en varios grados de desarrollo o ausente; juxta bien definida; aedeagus un tubo alargado sin cornuti. Genitalia de la hembra con ovipositor alargado, perforante; corpus bursae con un par de signa estrelladas las que pueden estar reducidas o ausentes. *Estados inmaduros*. Huevos poco conocidos, pequeños, de forma variable; corion liso con pocas

estriaciones en la zona micropilar. Larva cilíndrica o fusiforme, blanca, verde o rojiza, cabeza marrón; seis pares de estemata que pueden reducirse a tres pares; patas torácicas usualmente presentes pero hay formas ápodas; patas espúreas reducidas o ausentes, crochets a menudo ausentes. Pupa con el vértex extendido en un pico; segmentos abdominales II-VII móviles en ambos sexos; segmentos abdominales II-VIII generalmente con una hilera de espinas anteriores; cremaster formado por un par de espinas o tubérculos dorsales en segmento X.

Relaciones filogenéticas. De acuerdo con Davis (1999) Prodoxidae es una de las seis familias de Incurvariioidea cuyos componentes comparten las siguientes sinapomorfías: hembra con S6 bien desarrollado, corpus bursae con signa estrellada, y probablemente proboscis larga (aunque un género se caracteriza por una proboscis corta). La posición sistemática de *Prodoxoides* (el único representante de la familia para el hemisferio sur, y Argentina) es debatible (Nielsen & Davis, 1985). El género puede ser considerado como el primer grupo en separarse del resto de la familia en base a la vestidura de la cabeza con una combinación de escamas aplastadas y pelos hirsutos. La condición primitiva para este caracter es una vestidura de escamas aplastadas presente en Cecidosidae, algunos Incurvariidae, Adelidae y Heliozelidae, mientras la condición derivada son pelos hirsutos en los otros géneros de Prodoxidae. Por otro lado si se considera la presencia de una proboscis corta en *Lampronia* compartida con los Opostegidae, Cecidosidae, Incruvariidae y la mayoria de las Heliozelidae como la condición primitiva, y la proboscis larga presente en el resto de las Prodoxidae, Adelidae y algunas Heliozelidae como la condición derivada, entonces el primer grupo en desprenderse es *Lampronia*.

Biología. Las larvas son endófagas, cavan galerías en brotes, hojas, pimpollos, flores, frutos o semillas. Generalmente univoltinas la larva entra en diapausa invernal, condicionada en algunos casos a la floración del huésped. Empupan generalmente dentro de un cocón de seda adherido a la planta, dentro de las galerías o en el suelo. Los adultos de la única especie citada para Argentina son diurnos y se los ha observado volando activamente en el atardecer, todavía con luz de día. La planta huésped aparentemente es una Myrtaceae, *Amomyrtus luma* (Mol.) Legr. et Kaus., donde se sospecha que la larva cava túneles en flores y pimpollos o ramitas jóvenes. Las localidades se encuentran en hábitats húmedos de *Nothofagus* y *Chusquea*.

Fig. 11. Prodoxidae: *Prodoxoides asymmetra* Nielsen & Davis.

Distribución. La familia contiene un género de distribución holártica y el resto en el nuevo mundo, mayormente en América del Norte. La única especie del hemisferio sur está representada en la zona de bosques andinopatagónicos de Argentina y Chile.

Representación en colecciones. La mayoría del material conocido está depositado en USNM y ZMUC, con algunos ejemplares en MACN e IPCN.

Trabajo necesario para completar su conocimiento en la Argentina. Trabajo de recolección y cría para establecer su ciclo biológico.

Especie. *Prodoxoides asymmetra* Nielsen & Davis, 1985.

Incurvariidae (Fig. 12)

Diagnosis. Mariposas pequeñas (longitud del ala anterior: 3,5-9,0 mm). *Cabeza*. Cobertura con escamas piliformes hirsutas, con áreas de escamas aplastadas. Ojos moderadamente reducidos. Antenas más cortas que el largo del ala anterior, pecten presente, flagelo filiforme a veces bipectinado. Pilíferos desarrollados. Mandíbulas vestigiales. Haustellum corto sin escamas; palpo maxilar 5 segmentado. Palpo labial 3 segmentado corto. *Tórax*. Fórmula tibial 0-2-4; epifisis presente o ausente. Alas anteriores delgadas, microtriquias presentes sobre toda la superficie; retinaculum del macho como un doblez costal largo o una solapa corta desde la base de Sc; alas posteriores casi tan delgadas como las anteriores; frenulum del macho una seta dura acompañada por varias setas costales cortas, en la hembra una serie indiferenciada de setas costales cortas. *Abdomen*. Genitalia del macho con valvas sin pectinifer diferenciado pero con grupos de espinas aplanadas; aedeagus tubular con cornuti. Genitalia de la hembra con el ápex del ovipositor deprimido terminado en serraciones laterales; ductus bursae con esclotizaciones internas, signa ausentes. ***Estados inmaduros***. Huevos insertados en el tejido vegetal. Larvas de cuerpo delgado, deprimido; cabeza prognata; seis pares de estemata; patas bien desarrolladas, tarsos a veces con una seta escamiforme agrandada cerca de la uña; patas espúreas reducidas, crochets presentes en segmentos abdominales III-VI, generalmente ausentes en segmento X. Pupa con alas hasta los segmentos abdominales V-VII que son móviles en el macho, II-VI móviles en la hembra; segmentos abdominales II-VIII con espinas tergales dispersas, a veces en 1 o 2 hileras.

Relaciones filogenéticas. La familia, tal como está reconocida por Nielsen & Davis (1981), contiene miembros que comparten una probable sinapomorfía: presencia de espinas achatadas escamosas en la genitalia del macho. Los dos géneros representados en la región Neotropical, y en Argentina, están incluidos en un conjunto de géneros del hemisferio austral (América del Sur, Australia y África tropical), que aparentemente no ha divergido mucho del plan general para la familia, y exhiben un gran número de plesiomorfías: palpo maxilar 5 segmentado; haustellum

con surco alimenticio funcional; palpos labiales cortos; venación alar heteroneura generalizada; presencia de setas pseudofrenulares; cobertura densa de microtriquias; epífisis espinosa; abdomen sin especializar.

Biología. Adultos de vuelo diurno en la primavera. Larvas minadoras de hojas, luego exofíticas que esqueletizan hojas de varias familias de árboles o se alimentan de hojas en descomposición en el suelo; algunos géneros no abandonan las minas hasta que están listas para empupar. Cuando la larva abandona la mina construye un 'cesto' con piezas ovales de hojas que corta y al crecer agrega nuevos cortes a ambas superficies. Empupan dentro del cesto, en el suelo o sobre el tronco del árbol huésped. La historia natural de *Basileura osornoensis* fue descripta para el sur de Chile por Parra & Ibarra-Vidal (1994a); dadas la distribución y la planta huésped, es probable que esta especie también se encuentre en Argentina. Es una especie univoltina cuyos adultos vuelan durante la primavera tardía, noviembre. Las hembras depositan los huevos en la superficie inferior de las hojas de *Nothofagus dombeyi* (Mirb.) Oerst. El primer estadio larval es minador en las hojas jóvenes del coihue, luego de un mes la larva corta un óvalo en ambas superficies foliares, los cuales unidos por seda forman un capullo dentro del cual la larva se desplaza de hoja en hoja, comiendo la superficie inferior y el parénquima, evitando las nervaduras y esqueletizando las hojas y dejando las marcas típicas que permiten reconocer el daño. A diferencia de otros géneros en otras partes del mundo esta especie empupa dentro del capullo adherido a la superficie inferior de la hoja. El estado larval es el más prolongado, desde finales de la primavera hasta principios de la primavera del año siguiente. La pupación comienza en septiembre y dura hasta noviembre, cuando ya empiezan a emerger los adultos.

Distribución. Sólo dos géneros han sido descriptos para el neotrópico, ambos endémicos para la zona de los bosques andinopatagónicos. La familia es cosmopolita, con la mayor diversidad en Australia.

Representación en colecciones. La mayoría de los ejemplares se encuentran depositados en ZMUC y USNM, con algunos representantes en MACN.

Trabajo necesario para completar su conocimiento en la Argentina. Debido al tamaño de los adultos, la búsqueda y cría de minas en hojas y tallos jóvenes puede parecer en principio como la manera más eficiente para recolectar ejemplares de esta famila. Sin embargo, dado que la larva necesita entrar en diapausa durante el invierno, es muy díficil obtener adultos de esta manera. La recolección con red durante el día en el follaje de árboles, en la primavera temprana puede producir la mayor cantidad de ejemplares. Las especies en el hemisferio norte 'enjambran' en grandes cantidades por unos pocos días en la primavera (Davis *com.pers.*). Es probable que las especies australes se comporten en forma similar.

Fig. 12. Incurvariidae: *Basileura elongata* Nielsen & Davis.

Especies. *Basileura elongata* Nielsen & Davis, 1981; *B. osornoensis* Parra & Ibarra-Vidal, 1994 (probable falta de registro para Argentina); *Simacauda dicommatias* (Meyrick, 1931); *S. heliocephala* (Meyrick, 1931); y *S. virescens* Nielsen & Davis, 1981.

Palaephatidae (Fig. 13)

Diagnosis. Mariposas de tamaño variable, desde pequeñas a moderadamente grandes (longitud del ala anterior: 3,8-16 mm). *Cabeza*. Cobertura con escamas piliformes hirsutas, terminadas en punta o ligeramente bífidas. Ocelos presentes sólo en un género. Ojos pequeños a moderadamente grandes. Antenas filiformes o bipectinadas, más de la mitad del largo del ala anterior, escapo ligeramente agrandado, pecten presente o ausente, flagelómeros cubiertos de escamas con una banda ventral desnuda densamente cubierta de sensilas. Pilíferos presentes. Mandíbulas vestigiales. Haustellum rara vez más largo que el palpo maxilar, cubierta de sensilas relativamente grandes; palpos maxilares largos, 5 segmentados o reducidos a cuatro segmentos cortos, ápice del último segmento con dos lóbulos desarrollados, cada uno con 3-6 sensilas coeloconicas. Palpo labial 3 segmentado, órgano de von Rath subapical pequeño. *Tórax*. Patas anteriores reducidas; fórmula tibial 1-2-4; epífisis pectinada o ausente. Alas moderadamente anchas, falcadas en algunas especies; microtriquias en toda la superficie alar, restringidas a la cara dorsal en dos géneros; retinaculum en ambos sexos un doblez costal; frenulum del macho una seta rígida, en la hembra dos a cuatro cerdas de base cercana; en algunos machos grupos de escamas sexuales y pinceles se presentan escondidos en dobleces y bolsillos del ala. *Abdomen*. Tergo 1 moderadamente desarrollado, esterno 1 ausente; esterno 2 sin apófisis, en su lugar un cordón esclerotizado que no se extiende anteriormente, a veces con escamas sexuales. Genitalia del macho con tegumen de desarrollo variable; vinculum raramente desarrollado; gnathos variable; valvas de estructura y desarrollo variable; aedeagus variable en tamaño, tubular con espinas externas; cornuti presentes o ausentes. Genitalia de la hembra con ovipositor del tipo no penetrante, corto; segmento VIII corto, esternito de estructura variable, a veces complejo; dos pares de apófisis largas presentes; apertura genital simple entre los segmentos VIII y IX+X; ductus bursae de paredes gruesas con espículas placoides; corpus bursae grande con o sin signa. ***Estados inmaduros.*** Huevos desconocidos. Larvas pequeñas (hasta 9 mm); seis pares de ocelos ubicados en

una esclerotización reniforme; patas espúreas presentes en segmentos abdominales III-VI. Pupa pequeña (hasta 5,5 mm); mandíbulas visibles; segmentos abdominales II-X con dos hileras de espinas cortas.

Relaciones filogenéticas. La posición filogenética de la familia presenta un problema interesante, ya que forma parte del conjunto de lepidópteros heteroneuros monotrisianos (junto con Nepticuloidea, Incurvarioidea, Tischeriidae y Andesianidae). Las relaciones filogenéticas de este conjunto no han sido claramente establecidas, y es igualmente probable que individualmente, en subgrupos o en conjunto formen un grupo monofilético que represente el grupo hermano de los Ditrysia. Davis (1986) menciona sólo una autapomorfía confirmada para la familia: la presencia de una protuberancia longitudinal sensorial mediana en el ovipositor de la hembra, luego confirmada por su presencia en las especies australianas por Nielsen (1987). Davis también discute las larvas de Palaephatidae como comedores externos, en contraste con el resto de las familias monotrisianas las cuales son endofíticas o comedores externos protegidos dentro de un 'cesto'. Sin embargo, la descripción posterior del ciclo vital de una especie en Chile indica que la larva, si bien es comedora externa, construye un refugio doblando una hoja o uniendo hojas superpuestas.

Biología. Davis (1986) menciona la larva de *Sesommata holocapna* en *Diostea juncea* Miers (Verbenaceae) en Argentina, la cual une ramitas verdes formando un refugio donde vive, se alimenta y luego empupa. El período de vuelo de los adultos de la mayoría de las especies se extiende durante 4-5 meses, indicando la posibilidad de que sean multivoltinas, aunque no hay información suficiente para confirmar más de una cría anual. Parra & Ibarra-Vidal (1994b) al describir la biología de *Metaphatus ochraceous* en Chile, mencionan la posibilidad que sea univoltina, destacando que desde la primavera hasta el verano se encuentran larvas en todos los estadios de desarrollo. Los adultos de *Metaphatus ochraceous* comienzan a volar a fines del invierno y principios de la primavera. Los huevos son puestos en hojas nuevas de notro (*Embothrium coccineum* F. R. et G. Forster, Proteaceae). La larva joven dobla la hoja desde el borde o une dos hojas superpuestas, y se alimenta dentro de la galería formada esqueletizando la hoja en sentido longitudinal. La pupación ocurre en un capullo adherido a la hoja dentro del doblez.

Fig. 13. Palaephatidae: *Palaephatus albiterminus* Davis.

Distribución. Familia descripta originalmente para el sur de Chile y Patagonia, subsecuentemente fue citada para Australia, cuando un género y especie ubicados en Tineidae fueran reconocidos como pertencientes a esta familia. La mayor diversidad se encuentra en América del Sur con 28 especies en cinco géneros, mientras que en Australia se reconoce sólo un género con cuatro especies. Los géneros sudamericanos forman dos grupos monofileticos distinguibles y el género australiano forma parte de uno de ellos, indicando que probablemente la distribución actual refleja en parte problemas de registro incompleto y/o extinción durante el curso de su historia evolutiva.

Representación en colecciones. La mayoría del material se encuentra en USNM y ZMUC aunque hay representantes en IPCN. Es probable que haya material no identificado o en la familia equivocada en MACN e IFML.

Trabajo necesario para completar su conocimiento en la Argentina. En oposición a lo que ocurre con otras familias de lepidopteros primitivos, se trata de una familia abundante en número de especies y ejemplares en colección, los cuales son de tamaño mediano y abundantes en trampas de luz. Trabajo de campo para completar las colecciones del pais, y búsqueda de larvas para estudiar la morfología de los estadios inmaduros, el ciclo vital y establecer plantas huéspedes podría, todo ello, proveer información para establecer las relaciones filogenéticas de la familia.

Especies. *Sesommata leuroptera* Davis, 1986; *S. trachyptera* Davis, 1986; *S. holocapna* Meyrick, 1931; *S. paraplatysaris* Davis, 1986; *S. platysaris* Meyrick, 1931; *S. albimaculatus* Davis, 1986; *Metaphatus spatulatus* Davis, 1986; *M. ochraceus* Davis, 1986; *M. adustus* Davis, 1986; *Plesiophatus inarmigenus* Davis, 1986; *Palaephatus dimorphus* Davis, 1986; *P. nielseni* Davis, 1986; *P. fusciteminus* Davis, 1986; *P. albiterminus* Davis, 1986; *P. striatus* Davis, 1986; *P. amplisaccus* Davis, 1986; *P. falsus* Butler, 1883; *P. pallidus* Davis, 1986; *P. luteolus* Davis, 1986; y *Apophatus parvus* Davis, 1986.

Tischeriidae (Fig. 14)

Diagnosis. Mariposas de tamaño pequeño (longitud del ala anterior: 2,7-5 mm). *Cabeza*. Vestidura hirsuta en el vértex, lisa en la frente. Ocelos ausentes. Ojos grandes, con una muesca cóncava bajo la antena. Antenas con pecten en el escapo proyectado sobre el ojo, flagelo filiforme, primer flagelómero más largo que el segundo segmento, artejos del flagelo con escamas tricoideas recurvadas sobre sí mismas. Pilíferos bien desarrollados. Mandíbulas reducidas a un par de lobulos pequeños. Haustellum más largo que los palpos labiales, con escamas en la mitad basal; palpo maxilar reducido, 1 o 3 segmentado. *Tórax*. Metafurca torácica con apófisis conectadas a las armas secundarias a modo de puente. Fórmula tibial 0-2-4; epífisis presente. Alas anteriores lanceoladas; microtriquias en el área basal de ambas alas; retinaculum del macho un lóbulo am-

plio; alas posteriores más angostas que las anteriores; frenulum del macho una seta fuerte, en la hembra dos setas de nacimiento muy cercano. *Abdomen*. Segundo esternito abdominal dividido en tres escleritos, conexión tergosternal por detrás del espiráculo presente, débil. Genitalia del macho con uncus profundamente bifurcado, a menudo fusionado al tegumen; vinculum variable; gnathos ausente; juxta a veces presente; valvas simples; aedeagus muy delgado, ápice bifurcado con la apertura en la base de la bifurcación. Genitalia de la hembra con ovipositor corto, no extensible y no perforante; tergo X representado por dos lóbulos laterales cubiertos de setas cortas, fuertes y anchas, y un proceso terminal mediano sin sensilas campaniformes; tergo IX representado por un par de lóbulos laterales subdorsales, pequeños, finamente setosos que se articulan con las apófisis posteriores, las cuales son pequeñas; segmento VIII es un anillo esclerotizado estrecho; oviporo en la membrana del esterno IX; vestibulum agrandado de paredes gruesas; corpus bursae membranosa, sin signa pero a veces con esclerotizaciones espinosas pequeñas. *Estados inmaduros*. Huevos poco conocidos. Larva pequeña; cuerpo ligeramente comprimido; verde amarillento claro, con cabeza y escudos torácico y anal oscuros; cabeza chata con seis pares de estemata; patas torácicas reducidas o ausentes, en cuyo caso son reemplazadas por callos ambulatorios, callos ambulatorios dorsales presentes en T1-3; patas espúreas rudimentarias con crochets en bandas multiseriales o elipses incompletas. Pupa con la cabeza lisa, raramente con procesos; segmentos abdominales III-VII móviles en el macho, III-VI en la hembra; casi todos los segmentos con grupos irregulares de espinas dorsales; cremáster formado por dos ganchos en segmento abdominal X.

Relaciones filogenéticas. Se trata de una familia muy pequeña, con sólo unas 104 especies descriptas en tres géneros. Hasta hace pocos años sólo existían en la literatura descripciones aisladas de especies. El primer tratamiento extensivo de la familia fue publicado por Puplesis & Diškus (2003), quienes incluyen también un catálogo de las especies a nivel mundial. Si bien Davis (1986) considera a Tischerioidea, junto con Palaephatoidea y Nepticuloidea como un grupo monofilético dentro de los Heteroneura monotrisianos, ya que comparten la presencia de ovipositores cortos, no perforantes, y un oviporo independiente entre los segmentos abdominales VIII y IX, la posición filogenética de Tischeriidae no es clara. Junto con Palaephatidae y Andesianidae forman un grupo de familias consideradas por Kristensen (en Carter & Kristensen, 1999) *sedis mutabilis* lo cual significa que hasta el momento la evidencia morfológica y/o molecular no es suficiente para establecer las relaciones filogenéticas de este grupo. Una de ellas es probablemente el grupo hermano del resto de los Lepidoptera.

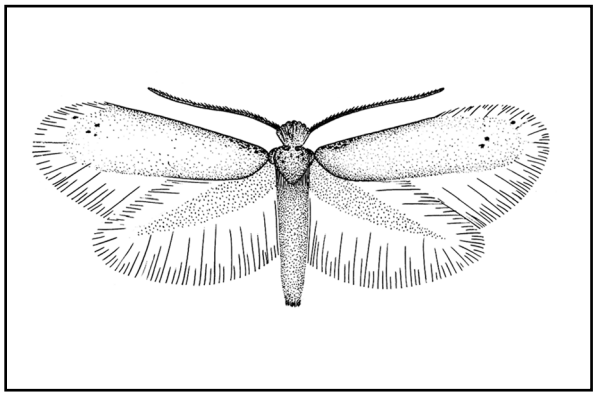


Fig. 14. Tischeriidae: *Astrotischeria pallens* Puplesis & Diškus (tomada de Puplesis & Diškus (2003), con permiso del autor).

Biología. Huevos depositados individualmente y cementados a la hoja. Larvas minadoras de hojas y producen seda en todos los estadios, con la cual construyen "nidos" dentro de la mina donde se retraen al no alimentarse o al sentirse atacadas. La mina puede ser en forma de trompeta o una ampolla amorfa. La pupación se desarrolla dentro de la mina, en un cocón no muy fuerte. Pueden existir hasta cuatro generaciones al año. Las plantas huéspedes incluyen varias familias: Asteraceae, Ericaceae, Fagaceae y Rosaceae, entre otras. Bourquin (1962) describe la biología de la única especie descripta para la Argentina.

Distribución. La distribución de esta familia es primariamente holártica, con algunas especies descriptas para el Neotrópico, África y la región Indomalaya. En Argentina sólo había sido descripta una especie para el Delta del Paraná en la provincia de Buenos Aires por Bourquin en 1962, hasta que Puplesis & Diškus (2003) describen una segunda especie para la provinica de Neuquén, en zona de vegetación de monte.

Representación en colecciones. El material tipo de las especies descripta está depositado en MACN y ZMUN. Es probable que haya ejemplares recolectados pero no identificados como miembros de esta familia en otras colecciones.

Trabajo necesario para completar su conocimiento en la Argentina. Trabajo de campo para recolectar minadores de hojas en todo el país, que probablemente resulte en el descubrimiento de nuevas especies.

Especies. *Astrotischeria koehleri* (Bourquin, 1962) y *A. pallens* Puplesis & Diškus, 2003.

Andesianidae (Fig. 15)

Diagnosis. Mariposas de tamaño mediano a grande (envergadura alar: 27-61 mm). *Cabeza*. Chaetosemata ausente. Ocelos ausentes. Antenas largas, bipectinadas en los machos, filiformes en las hembras, ramas emergen ventralmente cerca de la base de los flagelómeros, apical a la base de las ramas una protuberancia con grupos de sensilas chaetica. Mandíbulas vestigiales, membranosas. Haustellum reducido; palpos maxilares bien desarrollados, 5 segmentados. Palpos labiales 3 segmentados, segundo segmento alargado; órgano de von Rath evertible. *Tórax*. Fórmula tibial 0-2-4; espinas tibiales asimétricas; epífisis chata, alargada; tibia posterior del macho con un bolsillo evertible que acomoda el extremo de un pincel de pelos largos (órgano androconial) originado en el fémur posterior. Alas anchas, ala anterior casi rectangular. Sistema radial de venas en ala

anterior con cinco ramas, ramas del sector radial nacen de la celda accesoria; en el ala posterior Sc y R fusionadas en el cuarto basal, Rs no ramificado excepto en la hembra de *A. lamellate*; microtriquias concentradas en un parche anal en el ala anterior; frénulum en el macho una cerda compuesta, en la hembra 4-6 cerdas bien espaciadas a lo largo del margen costal. *Abdomen*. Esterno I ausente, esterno II subdividido. Conexión tergoesternal presente, caudal al primer espiráculo abdominal. Espiráculo VIII desarrollado y funcional en la hembra, vestigial en el macho. Genitalia del macho con segmento IX un anillo completo formado por el vinculum ancho y elongado, y tegumen delgado; uncus fusionado al tegumen; juxta un escudo esclerotizado, bien desarrollado; valvas fusionadas basalmente por una transtilla bien desarrollada, cucullus amplio, sacculus digitiforme. Genitalia de la hembra con ovipositor no perforante, corto, incluído en el octavo segmento abdominal; papilas anales pequeñas, setosas, dorsales a la apertura de la cloaca; cloaca poco definida, ancha, membranosa, terminal en el segmento X; dos pares de apófisis presentes, cortas; bolsa copulatriz dorsal al oviducto. *Estados inmaduros*. Desconocidos.

Relaciones filogenéticas. De acuerdo con Davis & Gentili (2003), las autapomorfías para la familia son: palpo labial con segundo segmento elongado y presencia de un bolsillo evertible en la tibia posterior del macho que aloja un pincel androconial. Una tercera posible autapomorfía es la presencia de antenas fuertemente bipectinadas en el macho. La posición filogenética de esta familia no está confirmada, ya que presenta un mosaico de caracteres que la relacionan con todas las superfamilias del clado heteroneura-monotrisiano. La venación alar es heteroneura primitiva que también se presenta en Cossidae primitivos, familia a la que se asignó el único género de Andesianidae originalmente (Gentili, 1989). La presencia de órganos androconiales son poco frecuentes en los heteroneura monotrisianos pero están presentes en Andiasianidae y Palaephatidae. El frenulum de la hembra de Andesianidae es semejante al de Palaephatidae, ya que las cerdas están concentradas hacia la base del ala, mientras que en Nepticulioidea se encuentran a todo lo largo del margen costal; aunque esta condición puede ser considerada tanto primitiva como derivada. La presencia de Rs2 en el ala posterior de algunas hembras de Andesianidae podría indicar un origen de la familia anterior a Nepticulioidea, ya que la condición normal para Heteroneura es un sistema radial del ala posterior no ramificado. En la genitalia del macho el vinculum es similar al presente en Incurvarioidea y Nepticulidae. La estructura de la valva con un sacculus prominente y digitado es única para Andesianidae, al igual que la juxta bien desarrollada comparable con la de algunos Incurvarioidea, ya que está poco desarrollada en Nepticulioidea, Tischerioidea y Palaephatidae. Sinapomorfías compartidas con los Heteroneura ditrisanos son: reducción del sistema Rs en ala posterior con Rs no ramificada, presencia de un mecanismo frenulum-retinaculum, frenulum del macho una cerda compuesta, pérdida del esterno I en el abdomen.

Fig. 15. Andesianidae: *Andesiana lamellata* Gentili.

Biología. Las especies de esta familia son de vuelo nocturno en la primavera hasta principios del verano. Se desconoce su ciclo biológico y las plantas huéspedes.

Distribución. Endémica para la región de los bosques andinopatagónicos tanto en Chile como en Argentina. El hábitat es de bosque, tanto bosque húmedo de *Nothofagus dombeyi* (Mirb.) Oerst. con sotobosque de caña (*Chusquea culeou* E. Desv.) como bosque de altura con predominio de *Nothofagus pumilio* (Poepp. & Endl.) Kras.

Representación en colecciones. Las colecciones en las cuales esta familia está mejor representada son las del IPCN, USNM y ZMUC.

Trabajo necesario para completar su conocimiento en la Argentina. La representación geográfica en colecciones de esta familia pequeña, en cuanto a número de especies, es completa. El estudio de la biología y morfología de sus estados inmaduros, así como material preservado para estudios moleculares, completarían el conocimiento de esta familia para Argentina y quizás permitirían inferir su posición filogenética. Una especie, *A. brunnea*, es conocida sólo por un ejemplar. Por ello, mayor esfuerzo de recolección permitirá obtener más ejemplares.

Especies. *Andesiana lamellata* Gentili, 1989; *A. similis* Gentili, 1989; y *A. brunnea* Gentili, 1989.

Agradecimientos

A D. R. Davis (Smithsonian Institution) por las informativas discusiones durante la compilación de este trabajo; a D. R. Davis y J. Stonis (Vilnius Pedagogical University) por el permiso para incluir imágenes tomadas de sus publicaciones; a X. Mengual (Smithsonian Institution) por la lectura crítica del manuscrito; y a K. Darrow por su colaboracion en la preparación de imágenes.

Literatura citada

BECKER, V.O. 1977. The taxonomic position of the Cecidosidae Brèthes (Lepidoptera). *Polsk. Pismo Entomol*. 47: 79-86.

BRÈTHES, J. 1916. Estudio fito-zoológico sobre algunos lepidopteros argentinos productores de agallas. *An. Soc. Cient. Argent*. 81: 11-140.

BOURQUIN, F. 1962. Microlepidópteros nuevos con sus biologías. *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 23: 31-46.

CAREY, B.P., S. CAMERON, L. CERDA, & R. GARDA. 1978. Ciclo estacional de un minador subcortical del coigue (*Nothofagus dombeyi*). *Turrialba* 28(2): 151-153.

CARTER, D.J. & N.P. KRISTENSEN. 1999. Classification and keys to higher taxa pp: 27-40. *In*: Kristensen, N.P. (ed.), *Lepidoptera, moths and butterflies*, Volume 1: Evolution, Systematics, and Biogeography, Handbook of Zoology, Vol. IV, Part 35, 491 pp.

DAVIS, D.R. 1975. Systematics and Zoogeography of the Family Neopseustidae with a proposal of a new Superfamily (Lepidoptera: Neopseustoidea). *Smithson. Contrib. Zool*. 210: 1-45.

DAVIS, D.R. 1986. A new Family of Monotrysian Moths from Austral South America (Lepidoptera: Palaephatidae), with a Phylogenetic review of the Monotrysia. *Smithson. Contrib. Zool*. 434: 1-202.

DAVIS, D.R. 1989. Generic Revision of the Opostegidae, with a synoptic catalog of the world's species (Lepidoptera: Nepticuloidea). *Smithson. Contrib. Zool*. 478: 1-97.

DAVIS, D.R. 1999. The Monotrysian Heteroneura pp: 65-90. *In*: Kristensen, N.P. (ed.), *Lepidoptera, moths and butterflies*. Volume 1: Evolution, Systematics, and Biogeography, Handbook of Zoology, Vol.IV, Part 35, 491 pp.

DAVIS, D.R. & P. GENTILI. 2003. Andesianidae, a new family of monotrysian moths (Lepidoptera: Andesianoidea) from austral South America. *Invert. Syst*. 17: 15-26.

DAVIS, D.R. & E.S. NIELSEN. 1980. Description of a new genus and two new species of Neopseustidae from South America, with discussion of phylogeny and biological observations (Lepidoptera: Neopseustoidea). *Steenstrupia* 6: 253-289.

DAVIS, D.R. & E.S. NIELSEN. 1984. The South American neopseustid genus Apoplania Davis: a new species, distribution records and notes on adult behaviour (Lepidoptera: Neopseustina). *Entomol. Scand.* 15(4): 497-509.

DAVIS, D.R. & E.S. NIELSEN. 1985. The South American genus *Apoplania* Davis: a new species, distribution records and notes on adult behaviour (Lepidoptera: Neopseustina). *Entomol. Scand.* 15: 497-509.

DAVIS, D.R. & J.R. STONIS. 2007. A Revision of the New World Plant-Mining Moths of the Family Opostegidae (Lepidoptera: Neopseustoidea). *Smithson. Contrib. Zool*. 625: 1-212.

GENTILI, P. 1989. Revisión sistemática de los Cossidae (Lep.) de la Patagonia Andina. *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 45: 3-76.

GREHAN, J.R. 1989. Larval feeding habits of the Hepialidae (Lepidoptera). *J. Nat. Hist*. 23: 803-824.

HENNIG, W. 1981. *Insect phylogeny.* xi + 514 pp. J. Wiley & Sons.

HOARE, R.J.B. & J.S. DUGDALE. 2003. Description of the New Zealand incurvarioid *Xanadoses nielseni*, gen. nov., sp. nov. and placement in Cecidosidae (Lepidoptera). *Invert. Syst*. 17: 47-58.

HOLLOWAY, J.D. & E.S. NIELSEN. 1999. Biogeography of the Lepidoptera pp: 423-462. *In*: Kristensen, N.P. (ed.), *Lepidoptera, moths and butterflies,* Volume 1: Evolution, Systematics, and Biogeography, Handbook of Zoology, Vol.IV, Part 35, 491 pp.

JÖRGENSEN, P. 1917. Zoocecideos argentinos. *Physis* 3: 1-29

KARSHOLT, O. & N.P. KRISTENSEN. 2003. *Plesiozela*, gen.nov. from temperate South Amercia: apparent sister-group of the previously known Heliozelidae (Lepidoptera: Incurvarioidea: Heliozelidae). *Invert. Syst*. 17(1): 39-46.

KRISTENSEN, N.P. 1978. A new familia of Hepialoidea from South America, with remarks on the phylogeny of the subordo exoporia (Lepidoptera). *Entomol. Germ*. 4: 272-294.

KRISTENSEN, N.P. 1999. The Homoneurous Glossata pp: 51-63. *In*: Kristensen, N.P. (ed.), *Lepidoptera, moths and butterflies,* Volume 1: Evolution, systematics, and Biogeography, Handbook of Zoology, Vol.IV, Part 35, 491 pp.

KRISTENSEN, N.P. & E.S. NIELSEN. 1979. A new subfamily of micropterigid moths from South America. A contribution to the morphology and phylogeny of the Micropterigidae, with a generic catalogue of the family (Lepidoptera: Zeugloptera). *Steenstrupia* 5: 69-147.

KRISTENSEN, N.P. & E.S. NIELSEN. 1982. South American micropterigid moths: Two new genera of the Sabatinca-group (Lepidoptera: Micropterigidae). *Entomol. Scand.* 13: 513-529.

KRISTENSEN, N.P. & E.S. NIELSEN. 1983. The *Heterobathmia* life history elucidated: Immature stages contradict assignment to suborder Zeugloptera (Insect, Lepidoptera). *Sonderdruck Z. F. Zool. Syst. Evolutionsforsch.* 21: 101-124.

KRISTENSEN, N.P. & E.S. NIELSEN. 1993. *Osrhoes coronata* Druce, the New World palaeosetid moth: A reappraisal, with description of a new type female genital apparatus (Lepidoptera, Exoporia). *Entomol. Scand.* 24: 391-406.

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.

KRISTENSEN, N.P. & A.W. SKALSKI. 1999. Phylogeny and Palaeontology pp: 7-25. *In*: Kristensen, N.P. (ed.), *Lepidoptera, moths and butterflies* Volume 1: Evolution, Systematics, and Biogeography, Handbook of Zoology, Vol.IV, Part 35, 491 pp.

LLOYD, D.C., R.L. BLACKMAN & I.F. HENDERSON. 1967. Investigations of natural enemies of Melolonthinae and Hepialidae in South America. Report from South American Station. Bariloche, Argentina. (Commonwealth Institute of Biological Control), 35 pp.

NIELSEN, E.S. 1985. Primitive (non-ditrysian) Lepidoptera of the Andes: diversity, distribution, biology and phylogenetic relationships. *J. Res. Lepid. Suppl*. 1: 1-16.

NIELSEN, E.S. 1987. The recently discovered primitive (Non-Ditrysian) family Palaephatidae (Lepidoptera) in Australia. *Invert. Taxon.* 1: 201-229.

NIELSEN, E.S. & D.R. DAVIS. 1981. A revision of the neotropical Incurvariidae *s.str.*, with the description of two new genera and two new species (Lepidoptera). *Steenstrupia* 7(3): 25-57.

NIELSEN, E.S. & D.R. DAVIS. 1985. The first southern hemisphere prodoxid and the phylogeny of the Incourvarioidea (Lepidoptera). *Syst. Entomol*. 10: 307-322

NIELSEN, E.S. & N.P. KRISTENSEN. 1989. Primitive Ghost Moths. Morphology and taxonomy of the Australian genus *Fraus* Walker (Lepidoptera: Hepialidae *s.lat.*) Monographs on Australian Lepidoptera. Vol.1: 206 pp.

NIELSEN, E.S. & G.S. ROBINSON. 1983. Ghost moths of southern South America. *Entomolograph* 4: 1-192.

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). *J. Nat. Hist*. 34: 823-878.

MIELKE, C. G. C., & GREHAN, J. R. 2012. Catalogue of the Latin American Hepialidae with taxonomic remarks (Lepidoptera). *Nachr. entomol*. Ver. Apollo, N. F. 32 (3/4): 131–158.

PARRA, L.E. & H. IBARRA-VIDAL. 1994a. Nuevo esqueletizador del "coihue" (*Nothofagus dombeyi*) en chile, *Basileura osornoensis* sp.n. (Lepidoptera: Incurvariidae). *Trop. Lepid.* 5(1): 57-64.

PARRA, L.E. & H. IBARRA-VIDAL. 1994b. Descripción de los estados inmaduros y notas biológicas sobre *Metaphatus ochraceous* (Lepidoptera: Palaephatidae), defoliador del notro (*Embothrium coccineum*). *Rev. Chil. Entomol*. 21: 77-84.

PASTRANA, J.A. 1961. La familia Adelidae (Lep.) en la República Argentina. *Physis* 22: 191-201.

POWELL, J.A.. 1973. A Systematic Monograph of the New World Ethmiid Moths (Lepidoptera: Gelechioidea). *Smithson. Contrib. Zool.* 120: 1-302.

PUPLESIS, R. & G.S. ROBINSON. 2000. A review of the Central and South American Nepticulidae (Lepidoptera) with special reference to Belize. *Bull. Nat. Hist. Mus. London (Entomol. Ser.)* 69(1): 3-114.

PUPLESIS, R., A. DIŠKUS, G.S. ROBINSON & G. ONORE. 2002. A review and checklist of the Neotropical Nepticulidae (Lepidoptera). *Bull. Nat. Hist. Mus. London (Entomol. Ser.)* 71(1): 59-76.

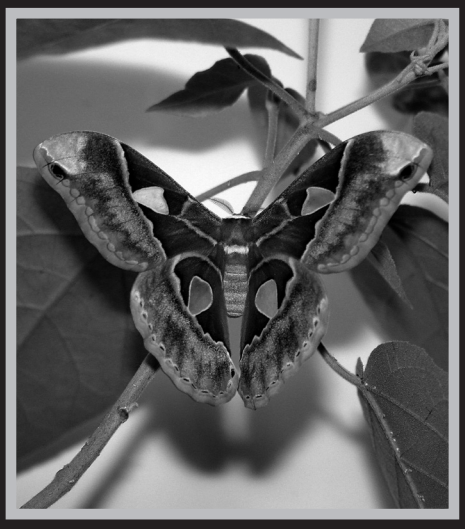
PUPLESIS, R. & A. DIŠKUS. 2003. *The Nepticuloidea & Tischerioidea (Lepidoptera) - A global review, with strategic regional revisions*. Kaunas: Lututè Publishers, 512 pp (en lituano e inglés).

VAN NIEUKERKEN, Erik J. 2011. Order Lepidoptera Linnaeus, 1758. In: Zhang, Z.-Q. (Ed.) *Animal biodiversity: An outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness*.

Apéndice 1. Clasificación del orden Lepidoptera de acuerdo a Kristensen (en Carter & Kristensen, 1999) modificada para incluir Andesianoidea, con detalles indicados sólo para los clados basales. Los taxones indicados como *sedis mutabilis* son considerados preliminarmente en esta posición. (* = Familias registradas para Argentina).

Micropterigoidea (Micropterigidae)
Agathiphagoidea (Agathiphagidae)
Heterobathmioidea (*Heterobathmiidae)
Clado Glossata
Eriocranioidea (Eriocraniidae)
Clado Coelolepida
Acanthopteroctetoidea (Acanthopteroctetidae)
Lophocoronoidea (Lophocoronidae)
Clado Myoglossata
Neopseustoidea (*Neopseustidae)
Clado Neolepidoptera
Clado Exoporia
Mnesarchaeoidea (Mnesarchaeidae)
Hepialoidea (Palaeosetidae + Prototheoridae + Neotheridae + Anomosetidae + *Hepialidae)
Clado Heteroneura
Andesianoidea (*Andesianidae) *sedis mutabilis*
Nepticuloidea (*Nepticulidae + *Opostegidae)
Clado Eulepidoptera
Incurvarioidea (*Heliozelidae + *Adelidae + *Prodoxidae + *Cecidosidae+ *Incurvariidae + Crinopterygidae)
Palaephatoidea (*Palaephatidae) *sedis mutabilis*
Tischerioidea (*Tischeridae) *sedis mutabilis*
Clado Ditrysia

SATURNIIDAE



Adriana I. ZAPATA

Cátedras de Diversidad Animal I e Introducción a la Biología, Museo de Zoología, Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales, CIEC, Universidad Nacional de Córdoba, Av. Vélez Sarsfield 299, X5000JJC Córdoba, Argentina.
adrzapata@yahoo.com.ar

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Las polillas de la familia Saturniidae, de distribución cosmopolita, se encuentran especialmente bien representadas en el Neotrópico. Los adultos, de tamaño mediano a muy grande, vuelan generalmente de noche y no se alimentan. Las larvas llaman la atención por el gran tamaño, el patrón de coloración y las espinas, setas y scoli que pueden presentar. Entre sus especies existen algunas de interés sanitario y otras de interés económico. Se presenta una revisión sobre la familia en Argentina, con comentarios sobre su clasificación, morfología, biología e importancia económica. También se provee una lista con las 130 especies y subespecies registradas en el país , hasta 2011 junto con datos sobre distribución geográfica.

Abstract

Saturniidae is a moth family with cosmopolitan distribution, especially well represented in the Neotropics. Adults, from medium to very large size, fly generally at night and do not feed. Caterpillars are also notable for their big size, color pattern and the presence of thorns, setae and scoli. Some species have sanitary or economic interest. A review of the family in Argentina, with comments on classification, morphology, biology and economic importance is presented. It is also provided a checklist of the 130 species and subspecies recorder in the country until 2011 with data on geographical distribution.

Introducción

De las aproximadamente 150.000 especies de mariposas diurnas y nocturnas descriptas en el mundo, la superfamilia Bombycoidea contiene unas 4400 especies, la mitad de las cuales se encontraría en la región Neotropical (Becker *et al.*, 1996). La familia Saturniidae, ampliamente distribuida a nivel mundial y con unas 1861 especies en 162 géneros, es, junto con Sphingidae, uno de los taxones mejor conocidos de Bombycoidea (Lemaire, 1978, 1980, 1988, 2002; Lemaire & Minet, 1998). En la región Neotropical se encontrarían unas 950 especies de satúrnidos (Becker *et al.*, 1996).

La familia incluye algunas de las mariposas nocturnas, polillas o palomillas más grandes y espectaculares del mundo. Las alas en general son amplias y el patrón de diseño alar es muy variable. Las manchas ocelares con anillos concéntricos (de donde deriva el nombre de la familia) o las fenestras (ventanas) discales equivalentes, que han sido consideradas tradicionalmente como los elementos más característicos del grupo, se presentan en realidad en menos de la mitad de las especies (Lemaire & Minet, 1998). Las antenas de los machos son usualmente cuadripectinadas, con pocas excepciones en donde son bipectinadas (*Hemileuca* y *Lonomia*), en tanto que las de las hembras son de simples a cuadripectinadas (Michener, 1952; Balcázar-Lara & Wolfe, 1997). Las piezas bucales de los adultos en general están reducidas, por lo que no se alimentan (Michener, 1952).

Con pocas especies de importancia económica y sanitaria, los satúrnidos han proporcionado valiosos modelos para estudios de interacciones insecto-planta y ecología de larvas (Scriber, 1983; Johnson, 1999), desarrollo genético (Goldsmith & Wilkins, 1995) y comportamiento de insectos mediado por feromonas (Riddiford & Williams, 1971; Capinera, 1980; Baker & Vogt, 1988). Sin embargo, para gran parte de las personas, la mayoría de los satúrnidos son anónimas mariposas nocturnas que transcurren su vida cumpliendo un importante papel en los ecosistemas, particularmente en su estado larvario, como herbívoros y como presas de otros animales (Janzen, 1984).

Taxonomía

La familia fue descripta por Boisduval (1837). Jordan (1922) realizó la primera revisión del grupo, elevándolo a superfamilia, incluyendo las familias Saturniidae y Ceratocampidae, con las subfamilias Saturniinae, Agliinae y Ludiinae en la primera, y Arsenurinae y Ceratocampinae en la segunda. Posteriormente, Draudt (1929-1930) reubicó al grupo como familia y a sus dos familias como subfamilias. Bouvier (1936) habla de saturnoides «aberrantes»: Oxytenidae y Cercophanidae, y «normales»: Saturniidae, Sysphingidae y Hemileucidae. Aun hoy, entre los diversos autores, no existe un acuerdo sobre el alcance y división de la familia Saturniidae. Según Scoble (1995), siguiendo a Michener (1952), la familia Saturniidae estaría dividida en siete subfamilias: Arsenurninae (=Rhescyntinae), Ceratocampinae (=Citheroninae), Agliinae, Hemileucinae, Ludiinae, Salassinae y Saturniinae. Este criterio es el mantenido por Becker *et al*. (1996) en una de las principales obras de consulta actual sobre lepidópteros neotropicales. Minet (1994) por su parte, investigó los límites de la familia Saturniidae y decidió devolver a las familias neotropicales Oxytenidae y Cercophanidae el estatus de subfamilia dentro de ella, sobre la base de que, si se las excluye, no habría un conjunto convincente de apomorfías para definir a la familia. Así, según Lemaire & Minet (1998), Saturniidae estaría dividida en nueve subfamilias: Agliinae, Salassinae, Ludiinae, Oxyteninae, Cercophaninae, Arsenurinae, Ceratocampinae Hemileucinae y Saturniinae. Oberprieler (1997), por su parte, sugiere que los integrantes de Ludiinae se deberían incluir como tribu (Micragonini) dentro de Saturniinae, más que ser considerados una subfamilia aparte. En los últimos años, estudios moleculares (Regier *et al.*, 2002, 2008) apoyan parcialmente la propuesta de Minet (1994) y la de Oberprieler (1997), esto es, la inclusión de Cercopahninae y Oxyteninae dentro de Saturniidae y la subordinación de Micragonini (=Ludiinae) dentro de Saturniinae.

Características generales

Los huevos son usualmente de tipo aplanado, con micrópila especialmente visible en la mayoría de los Hemileucinae; corion liso, generalmente blancuzco y más o menos opaco, aunque puede ser verde o amarillento y traslúcido en Ceratocampinae, o castaño con una línea perimetral blanca en los Arsenurinae (Lemaire & Minet, 1998).

Las larvas de primer estadio presentan típicamente setas secundarias y, en los segmentos torácicos y abdominales, algunos "scoli" o tubérculos carnosos más o menos conspicuos de donde parten las setas. La combinación de estos caracteres, la cabeza lisa e hipognata y cinco pares de espuripedios abdominales (en A3-A6 y A10) con fuertes ganchos plantares biordinales ordenados en una mesoserie homoidea, las distinguen de las larvas de otros lepidópteros (Pease, 1961; Godfrey *et al.*, 1987). Durante su desarrollo, las larvas atraviesan por 5-6 estadios adquiriendo, al finalizar el mismo, un tamaño considerable (más de 10 cm en algunas especies) (Schreiter, 1925, 1943; Janzen, 1988; Zapata, inéd). Las larvas de último estadio, en general de colores vistosos, pueden ser pilosas, espinosas o lisas. En la larva madura pueden observarse varios grados de desarrollo de los scoli (Godfrey *et al.*, 1987). Hacia el final del estado larval, mientras las larvas de algunas especies tejen grandes capullos de seda de pared simple o doble donde puparán, otras se entierran, formando una cámara subterránea para hacerlo (Costa Lima, 1950; Scoble, 1995; Lemaire & Minet, 1998).

Las pupas de los satúrnidos son ovoides, tienen generalmente el cuerpo fuertemente quitinizado y todas las piezas están íntimamente soldadas. El tegumento puede ser liso o, especialmente en Ceratocampinae, rugoso, con espinas en la parte dorsal del tórax y abdomen (Lemaire & Minet, 1998). Aunque a menudo hay pocas setas presentes, éstas son raramente visibles a simple vista (Mosher, 1916). Todas las suturas de la cabeza están obliteradas, las antenas son ampliamente pectinadas y su cubierta se extiende caudalmente, sobrepasando a las de las patas protorácicas. Las pterotecas no sobrepasan el 4º segmento abdominal. La pupa posee movilidad ya que a partir del 4º segmento abdominal éstos se articulan mediante una membrana flexible, lo que les permite rotar y balancearse. El cremáster es muy variable, desde reducido e insconspicuo (Saturniinae), hasta muy largo y bifurcado (Ceratocampinae) (Mosher, 1916). Al aproximarse el momento de la emergencia del adulto, las pupas que están enterradas se desplazan hacia la superficie con movimientos de rotación, mientras las que están en capullos rotan dentro de los mismos.

Los adultos emergen por la región dorsal-anterior de la pupa y se fijan a algún sustrato, preferentemente en posición colgante, hasta extender las alas por la presión de la hemolinfa y hasta que éstas se endurezcan lo suficiente para volar, lo que puede variar de minutos a horas (Bourquin, 1943b; obs. pers.). Si se encuentran dentro de un capullo, disuelven con una secreción propia parte de la sericina que une las hebras de seda de un espacio preestablecido para emerger y avanzan por el mismo sujetándose con las patas a la seda circundante (obs. pers).

Los adultos son de mediano a gran tamaño. Color general muy variable, con predominancia de distintos tonos de castaño. Cabeza pequeña; ojos compuestos, usualmente grandes; ocelos, cuando presentes, muy reducidos (Dickens & Eaton, 1973); chaetosema ausente. Antenas de los machos usualmente cuadripectinadas, con pocas excepciones en donde son bipectinadas (*Hemileuca* y

Lonomia), en tanto que las de las hembras son de simples a cuadripectinadas (Michener, 1952; Balcázar-Lara & Wolfe, 1997). Piezas bucales reducidas o ausentes, excepto en Janiodiini (Cercophaninae) y Oxyteninae (Scoble, 1995). Cuerpo de los machos relativamente liviano (excepto en Ceratocampinae); el de las hembras mucho más pesado, ambos cubiertos de largas escamas piliformes (Michener, 1952; Scoble, 1995; Lemaire, 1978, 1980, 1988, 2002). Epífisis tibial presente o ausente (lo último más frecuente en las hembras), y la fórmula de los espolones tibiales puede ser: 0-0-0, 0-2-2 ó 0-2-4 (Michener, 1952; Lemaire, 1978, 1980, 1988, 2002). Tarso con o sin espinas ventrales, además del par apical del tarsómero 4 de la pata anterior de las hembras. Arolio y pulvillo usualmente presentes (excepto en *Hemileuca* y *Coloradia*) (Lemaire & Minet, 1998).

Alas densamente escamosas e incluso con escamas piliformes (Lemaire, 1978). Patrón de diseño alar muy variable, las líneas ante y postmediana del ala anterior y postmediana de la posterior son probablemente los componentes más estables (Lemaire & Minet, 1998). Ala anterior del macho a veces falcada (con forma de hoz) mientras que la de la hembra es más redondeada; margen posterior del ala posterior generalmente redondeado o anguloso, o, en algunos grupos no emparentados, con prolongaciones cortas o extremadamente largas (*Arsenura*, *Copiopteryx* y *Eudaemonia*); en Ceratocampinae, la forma alar se parece más a Sphingidae (Michener, 1952; Lemaire & Minet, 1998). La sincronización de las alas es de tipo amplexiforme, con expansión del ángulo humeral en el ala posterior; frénulo y retináculo ausentes en ambos sexos (Michener, 1952; Scoble, 1995; Lemaire & Minet, 1998).

Genitales de macho y hembra extremadamente variados, con importantes caracteres que permiten diferenciar especies y establecer agrupamientos (Lemaire, 1978, 1980, 1988, 2002, Zapata, inéd.).

Biología

Pueden ser uni, bi o trivoltinos, dependiendo de la especie y las condiciones climáticas. Los huevos pueden ser colocados en grandes grupos alrededor de ramas de la planta huésped (*Hemileuca*), en grupos cubiertos por una densa cubierta de pelos maternos (*Hylesia*), en pequeños grupos o aislados, pegados al sustrato mediante una sustancia adhesiva (Schreiter, 1925; Janzen, 1984; Scoble, 1995). La gama de especies de plantas huéspedes de las larvas es amplia e incluye principalmente árboles y arbustos. Aunque hay especies ampliamente polífagas (*Attacus atlas* [Peigler, 1989] e *Hylesia lineata* [Janzen, 1984]), la mayoría se alimenta, al menos localmente, de un reducido número de especies vegetales (Hayward, 1969; Stone, 1991; Lemaire & Minet, 1998; Brown, com. pers.).

Las larvas pueden ser solitarias (*Hyalophora*) o gregarias y procesionarias, al menos en los primeros estadios (Hemileucinae) (Lemaire & Minet, 1998) y, en general, no se dispersan a gran distancia de la planta huésped (Godfrey *et al.*, 1987). El tiempo de desarrollo en general es largo. La pupación ocurre tanto en capullos como en el suelo. El capullo puede ser de pared simple o doble, sólido o reticulado, grueso o papiroso (Mosher, 1916; Lemaire & Minet, 1998) y se puede encontrar tanto en la hojarasca como sujeto a la planta huésped (Godfrey *et al.*, 1987; Scoble, 1995). Las pupas subterráneas pueden encontrarse en celdas o directamente en contacto con la tierra. La duración de este estado es extremadamente variable, desde tres semanas hasta varios años (Lemaire & Minet, 1998).

Los adultos se encuentran más frecuentemente en la estación cálida, pasando la estación fría habitualmente como pupa, aunque también hay algunas especies que la pasan como larva (*Coloradia pandora* [Carolin, 1971]) o como huevos (Hemileucinae) (Godfrey *et al.*, 1987; Lemaire & Minet, 1998). El tiempo de vida como adulto es variable, aunque en la mayoría de las especies es breve, entre dos y 20 días (Janzen, 1984; Zapata, inéd). En general las hembras se desplazan poco antes del apareamiento, atrayendo a los machos con potentes feromonas (Janzen, 1984; Peigler, 1989). Son primariamente de hábitos nocturnos, pero los machos de Agliinae y unas pocas especies de Saturniinae y Hemileucinae son diurnos. La posición de las alas en descanso es variable, pero usualmente (excepto en Saturniinae) estable en cada subfamilia (Lemaire & Minet, 1998).

Importancia económica, cultural y sanitaria

Dado que las larvas de los satúrnidos son voraces defoliadoras, principalmente en el último estadio, podrían infligir daños considerables en cultivos. Sin embargo, hay escasos reportes en los que se ha considerado "plaga" a alguna especie de satúrnido (Quezada & Rodríguez, 1989; Paritsis & Veblen, 2011). Probablemente la existencia solitaria de la mayoría de las larvas y un eficiente control poblacional por parte de parasitoides no predispone a explosiones demográficas de gran escala, y en sus hábitats naturales sólo parecen defoliar ocasionalmente a sus plantas huéspedes (Janzen, 1984).

Los capullos y la seda que los constituye son o han sido explotados por algunas comunidades con fines rituales o textiles, constituyendo una de las fuentes de seda comercial "no china" (es decir, no de *Bombyx mori*) más importante (Kriscautzky & Gómez, 1984; Peigler, 1993; Tuskes *et al.*, 1996; Zapata & Jurado, 2002; Peigler & Maldonado, 2005).

Un aspecto diferente es el sanitario. Muchas larvas son urticantes, e incluso pueden convertirse en problemas de salud pública (Scoble, 1995; Balcázar-Lara & Beutelspacher, 2000; Lemaire, 2002). Los largos scoli de las larvas de Hemileucinae tienen espinas venenosas cuyo contacto puede ocasionar desde una reacción local a un cuadro hemorrágico generalizado, a veces fatal, como en los reportados por larvas de *Lonomia* en Venezuela (Arocha-Piñango & Layrisse, 1969), Brasil (Fraiha *et al.*, 1986; Duarte *et al.*, 1990, 1996) y Argentina (De Roodt *et al.*, 2000). Por otra parte, los pelos corporales de las mariposas del género *Hylesia*, usados por las hembras para proteger su ovipostura, son extremadamente irritantes pudiendo causar severas dermatitis (Arias Obarrio

et al., 1981; Lamy & Lemaire, 1983; Rodriguez-Acosta *et al*., 1998).

Distribución

Las polillas o palomillas de la familia Saturniidae están distribuidas alrededor de todo el mundo, con excepción de las regiones más septentrionales y australes (Groenlandia y Antártida). El grupo está mejor representado en los trópicos, especialmente el Neotrópico. Son particularmente abundantes en las montañas, a altitudes moderadas y elevadas. El área de mayor riqueza de satúrnidos en el mundo es la selva lluviosa de la pendiente oriental de los Andes, desde Colombia a Bolivia, aunque hay un significativo porcentaje (aproximadamente el 20%) de especies endémicas en áreas áridas y semiáridas (Lemaire & Minet, 1998).

Antecedentes en la Argentina

En la Argentina no se han realizado muchos estudios sobre satúrnidos. Los primeros se remontan a la obra de Burmeister (1878, 1879), aunque gran parte del material allí considerado era de procedencia brasileña. También se pueden citar algún trabajo de Weyenbergh (1881) en Córdoba. Pero, sin lugar a dudas, los principales aportes al conocimiento de los satúrnidos argentinos se deben a Giacomelli (1911, 1918, 1930, 1938), Schreiter (1925; 1943), Breyer (1927, 1945), Köhler (1931, 1935a, b) y Bourquin (1933, 1943a-c, 1944, 1945, 1948a, b, 1949a, b), aunque la mayoría de los trabajos publicados tratan de faunas locales, identificación de material de colecciones o biología de algunas especies. Hayward (1969) realizó la primera recopilación de la información existente sobre lepidópteros argentinos en general y Saturniidae en particular (bajo los nombres de Adelocephalidae, Hemileucidae y Saturniidae) con sólo 51 especies y con algunas confusiones y errores de identificación. Pastrana (2004), por su parte, intentó mejorar tal recopilación pero, al menos en Saturniidae, aunque el listado bibliográfico es amplio, la nomenclatura está desactualizada y el esquema de clasificación es anticuado. En este sentido, Cordo *et al*. (2004) realizan un trabajo más actualizado, pero sólo agregan una especie no citada con anterioridad. Los trabajos más recientes son los de Arce de Hamity & Domenech (2002), Brechlin & Meister (2002, 2008), Zapata & Jurado (2002), Dapoto *et al*. (2003); Meister & Knorke (2004), Meister & Schmit (2004 a-b), Zapata & Ludueña-Almeida (2005), Zapata & Navarro (2005), Beccacece *et al*. (2008), Zapata & San Blas (2008), Zapata *et al*. (2008), Zarco *et al*. (2008), Zapata *et al*. (2010), Zapata (inéd.).

Especies de Saturniidae en la Argentina

Para el presente trabajo se recopiló la información disponible en la literatura previamente citada y de material depositado en las colecciones del Instituto Fundación Miguel Lillo (IFML) de Tucumán, el Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia" (MACN) de Buenos Aires (parcial), el Museo de Ciencias Naturales de la La Plata (MLP) (parcial), las tres principales colecciones que albergan ejemplares de Lepidoptera de Argentina y donde se pueden encontrar algunos tipos de especies y subespecies. También se incluyen datos de la colección del Museo de Zoología de la Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales de la Universidad Nacional de Córdoba (MZNC), en proceso de recuperación y catalogación, de la colección del Instituto Patagónico de Ciencias Naturales-IPCN (en custodia en el Instituto Argentino de Investigaciones de las Zonas Áridas, IADIZA, Mendoza) y la del Grupo para la Investigación y Conservación de Lepidópteros de Argentina (GICLA) (depositada provisoriamente en el MZNC). Para la identificación de los ejemplares y la verificación de los nombres vigentes de las especies se utilizó principalmente la obra de Lemaire (1978, 1980, 1988, 1996, 2002) y para la clasificación supragenérica la propuesta por Lemaire & Minet (1998) y Regier *et al*. (2008).

Se registraron en total 122 especies (130 considerando las subespecies) distribuidas en 51 géneros pertenecientes a seis subfamilias (Apéndice 1). Es importante aclarar que estos números no son definitivos. Aun resta completar el relevamiento del material depositado en el MACN y MLP, y particularmente realizar una revisión más exhaustiva de algunos géneros de las subfamilias Ceratocampinae y Hemileucinae. Es importante resaltar la ausencia (o casi) de registros de satúrnidos en Corrientes, La Pampa, Mendoza, San Juan y San Luis (Apéndice 2). Considerando los ejemplares obtenidos en los últimos años, particularmente de Córdoba de donde había escasos registros con anterioridad, adjudicaría tales vacíos más a una falta de recolecciones que a la ausencia de representantes de esta familia en esas provincias.

Características de las subfamilias presentes en la Argentina

Arsenurinae (Fig. 1). Comprende cerca de 60 especies, exclusivas del Neotrópico, en su mayoría de color castaño con prolongaciones a manera de colas en las alas posteriores. Sólo se han registrado siete especies pertenecientes a cinco géneros. Machos con antenas filamentosas y pectinaciones muy cortas. Orugas con scoli torácicos en todos sus estadios, excepto el último. La etapa de pupación no es en capullo (Michener, 1952; Scoble, 1995).

Ceratocampinae (Fig. 2). Subfamilia con aproximadamente 170 especies, exclusivamente neotropical. Se han registrado 30 especies pertenecientes a 17 géneros, sin embargo, algunos géneros necesitarían una revisión más exhaustiva ya que se han encontrado ejemplares que no corresponden completamente con las especies descriptas. En general de gran porte, con cuerpo grueso y forma de huso. Alas más largas que anchas, similares a los Sphingidae. Antenas de machos cuadripectinadas en mitad basal y filiformes en mitad apical. Antenas de hembras generalmente filiformes. Orugas en los primeros estadios con uno o más pares de scoli torácicos, usualmente bifurcados en el ápice, que desaparecen en el último estadio. La pupa es a veces hipógea, recubierta de piedrecillas y tierra formando una cámara a su

alrededor y otras epígea, en un capullo tosco de seda y detritos (Bourquin, 1945; Scoble, 1995).

Cercophaninae (Fig. 3). Pequeña subfamilia con 10 especies de mariposas medianas, distribuidas en cuatro géneros, restringida casi exclusivamente a las áreas costeras de Chile. Existen tres especies registradas de dos géneros distintos. Se caracterizan por poseer antenas bipectinadas y por la presencia de una vena que se extiende entre la celda discal y la subcosta en el ala posterior (Scoble, 1995; Lemaire & Minet, 1998).

Hemileucinae (Fig. 4). Ampliamente distribuida en el Neotrópico, es la subfamilia con mayor número de especies (cerca de 670 en 48 géneros; Lemaire, 1996), la mayoría con manchas ocelares en los dos pares de alas, algunas solamente en las posteriores y otras únicamente en las anteriores. Machos con las antenas generalmente cuadripectinadas y hembras con antenas filiformes. Orugas con scoli largos, con ramificaciones espinosas. La pupa se encuentra en un capullo de seda, hojarasca y suelo (Scoble, 1995). En Argentina están registradas unas 67 especies, distribuidas en 23 géneros y en dos tribus. En particular *Automeris* e *Hylesia* deben ser revisados.

Oxyteninae (Fig. 5). Subfamilia neotropical con alrededor de 35 especies en 3 géneros (Lemaire & Minet, 1998). En razón del reciente hallazgo de dos ejemplares de esta subfamilia en la colección del MLP (ex-colección Breyer) se incluye a esta familia en el país. Sin embargo, esta inclusión debe considerarse provisoria hasta que pueda confirmarse con nuevos registros. Se caracterizan por presentar ejes antenales completamente cubiertos de escamas, pectinaciones (presentes en ambos sexos) partiendo ventralmente del eje y rama precostal del ala posterior bien desarrollada (Draudt, 1930). Larvas con el tercer segmento expandido hacia la región anterior y hacia abajo y con dos ocelos. En estado de reposo, semejan excremento de aves (Draudt, 1929-1930). Pupas encerradas en capullos sueltos de seda y hojas (Aiello & Balcázar-Lara, 1997).

Saturniinae (Fig. 6). Subfamilia con 560 especies en 67 géneros, principalmente distribuidas en el viejo mundo, y representada en América por alrededor de 80 especies en dos tribus: Saturniini y Attacini. En la Argentina hay registradas 13 especies pertenecientes a dos géneros. En muchos casos (todas las presentes en Argentina) presentan manchas discocelulares hialinas en las alas anteriores y posteriores, antenas de los machos cuadripectinadas y de las hembras bipectinadas. Orugas con scoli y setas o espinas cortas que a veces desaparecen en el último estadio. La pupa se encuentra en un capullo de seda (Scoble, 1995). Aunque había dudas sobre la monofilia de esta subfamilia (Scoble, 1995), estudios moleculares recientes (Regier *et al.*, 2008) han encontrado un fuerte soporte a su monofilia si se incluye a Micragonini (=Ludiinae) como tribu dentro de ella.

Fig. 1. Subfamilia Arsenurinae: *Copiopteryx virgo* Zikán. La barra de referencia equivale a 1 cm.

Fig. 2. Subfamilia Ceratocampinae: *Citheronia vogleri* Weyenbergh. La barra de referencia equivale a 1 cm.

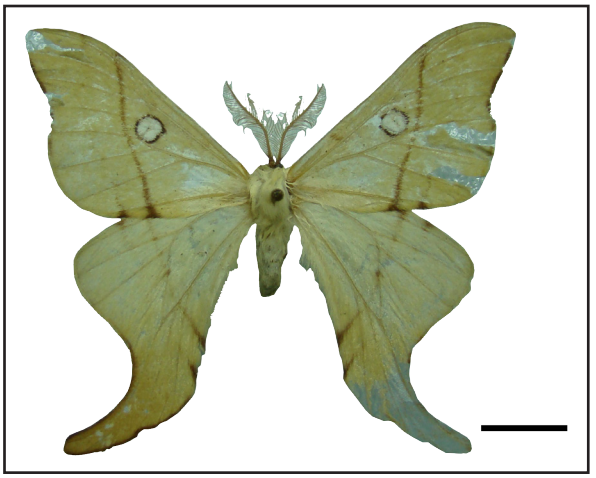


Fig. 3. Subfamilia Cercophaninae: *Cercophana venusta* (Walker). La barra de referencia equivale a 1 cm.

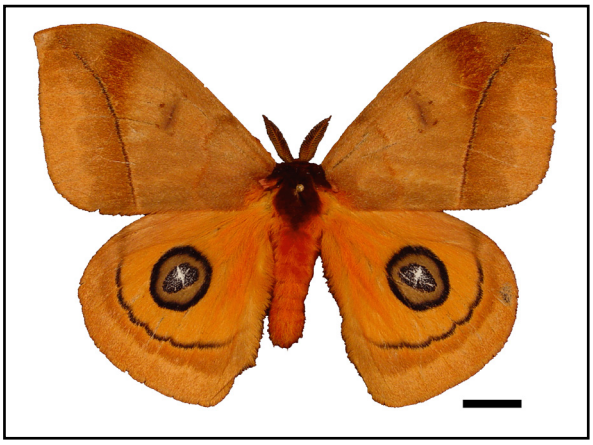


Fig. 4. Subfamilia Hemileucinae: *Automeris amoena rotunda* Lemaire. La barra de referencia equivale a 1 cm.

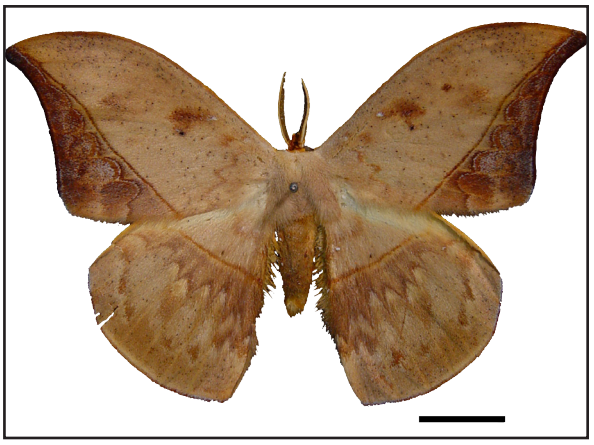


Fig. 5. Subfamilia Oxyteninae: *Oxytenis modestia* (Cramer). La barra de referencia equivale a 1 cm.

Fig. 6. Subfamilia Saturniinae: *Rothschildia maurus* (Burmeister). La barra de referencia equivale a 1 cm.

Agradecimientos

A los editores del libro por la invitación a colaborar con este capítulo. A Fernando Navarro y Germán San Blas por el aliento y la revisión crítica del manuscrito. A Hernán Beccacece, Eugenia Drewniak, Noelia Villafañe, Agustín Zarco y María de la Paz Cherini por su colaboración en el campo, en la captura de ejemplares y en el trabajo de laboratorio.

Literatura citada

AIELLO, A. & M.A. BALCÁZAR-LARA. 1997. The immature stages of *Oxytenis modestia*, with comments on the larvae of *Asthenidia* and *Homoeopteryx* (Saturniidae: Oxyteninae). *J. Lep Soc.* 51(2):105-118.

ARCE DE HAMITY, M. & S. DOMENECH. 2002. Nuevos aportes al conocimiento de *Rothschildia condor* (Staudinger) (Lepidoptera: Saturniidae). *In:* Res. V Cong. Arg. Ent., Buenos Aires, 2002, pp. 162.

ARIAS OBARRIO, H., E.C. SARACENO & R.C. CALVIELLO. 1981. Dermatitis por *Hylesia nigricans*. *Arch. Argent. Dermatol.* 31(3): 171-80.

AROCHA-PIÑANGO, C.L. & M. LAYRISSE. 1969. Fibrinolysis produced by contact with a Caterpillar. *Lancet* 7599: 810-812.

BAKER, T.C. & R.G. VOGT. 1988. Measured behavioral latency in response to sex-pheromone loss in the large silk moth *Antheraea polyohemus*. *J. Exp. Biol.* 137: 29-38.

BALCÁZAR-LARA, M.A. & C.R. BEUTELSPACHER. 2000. Saturniidae. *In:* Llorente J., E. González y N. Papavero (eds.), *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*, Volumen 2. CONABIO, UNAM, México, D.F., pp. 501-513.

BALCÁZAR-LARA, M.A. & K. WOLFE. 1997. Cladistics of the Ceratocampinae (Lepidoptera: Saturniidae). *Trop. Lep.* 8(2): 1-53.

BECCACECE, H.M., A.I. ZAPATA, N.A. VILLAFAÑE; A. ZARCO; M.P. CHERINI & A. CUCHIETTI. 2008. Lepidópteros del Bosque Serrano de las Sierras Chicas de Córdoba. *In:* IV Cong. Iberoamer. Ambiente y Calidad de Vida. Línea Científica. Catamarca, 2008, p. 279.

BECKER, V.O., R.H. CARCASSON, J.B. HEPPNER & C. LEMAIRE. 1996. Checklist : Part 4B. Drepanoidea-Bombycoidea-Sphingoidea. *In:* Heppner J.B. (ed.), *Atlas of Neotropical Lepidoptera*. Assoc. Trop. Lep., Scientific Publisher, Gainesville, Washington, Hamburg, Lima, Taipei, Tokyo.

BOISDUVAL, J.B.A. d'E. [1837]-1843. *Icones historique* [*sic*] *des Lépidoptères nouveaux ou peu connus. Collection, avec Figures coloriées, des Papillons d'Europe*. Volume 2. Encyclopédique de Roret, Paris.

BOURQUIN, F. 1933. Apuntes biológicos sobre *Automeris grammivora* Jones. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 5(24): 321- 325.

BOURQUIN, F. 1943a. Metamorfosis de *Catocephala lauta* (Berg) 1935. (Lep. Saturniidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 11(5): 393-399.

BOURQUIN, F. 1943b. Observaciones sobre la metamorfosis de *Syssphinx crispula* Dogn., 1905 (Lep. Ceratocampidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 12(2): 105-108.

BOURQUIN, F. 1943c. Observaciones sobre *Automeris aurantiaca*, Weyen., 1907 (Lep. Saturniidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent., Comun.* 12 (2): 152.

BOURQUIN, F. 1944. Metamorfosis de *Automeris eophila* Dognin 1908 (Lep. Hemileucidae). *Acta Zool. Lilloana* 2: 285-291.

BOURQUIN, F. 1945. *Mariposas argentinas*. F. Bourquin, Buenos Aires.

BOURQUIN, F. 1948a. Notas sobre la metamorfosis de *Rothschildia artehusa* Walker (Lep. Saturniidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent., Comun.* 14(3): 158.

BOURQUIN, F. 1948b. Notas sobre la metamorfosis de *Rothschildia schreiteriana* Orfila y Breyer (Lep. Saturniidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent., Comun.* 14(3): 164.

BOURQUIN, F. 1949a. Notas sobre la metamorfosis de *Syssphinx molina obtusa* Stras. Fam. Adelocephaliidae. *Acta zool. Lilloana* 7: 409-413.

BOURQUIN, F. 1949b. Metamorfosis de *Molippa sabina* (Walker) (Lep. Hemileucidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 14(4): 204-210.

BOUVIER, E.L. 1936. *Étude des Saturnioïdes normaux. Famille des Saturniidés*. Mémoires du Muséum National d'Histoire Naturelle, (nova serie), tome 3. Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris.

BRECHLIN, R. & F. MEISTER. 2002. Zwei neue Saturniiden aus Südamerika: *Leucanella anikae* Meister & Brechlin n. sp und *Kentroleuca boliviensis* Brechlin & Meister n. sp. (Lepidoptera: Saturniidae, Hemileucinae). *Arthropoda* 10(2): 29-32.

BRECHLIN R. & F. MEISTER. 2008: Neue Arten der Gattung *Ptiloscola* Michener, 1949 (Lepidoptera: Saturniidae). *Entomo-Satsphingia* 1(1): 21-26.

BREYER, A. 1927. Algunos lepidópteros interesantes de la colección Breyer. *Bol. Soc. Entomol. Argent.* 3: 19.

BREYER, A. 1945. Notas lepidopterológicas. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 12(4): 330-333.

BURMEISTER, H. 1878. Lépidoptères (Parte 1). *In: Description physique de la République Argentine*, volume 5. Coni, Buenos Aires, Savy, Paris, Anton, Halle.

BURMEISTER, H. 1879. Lépidoptères (Parte 2). Atlas. *In: Description physique de la République Argentine*, volume 5. Coni, Buenos Aires, Savy, Paris, Anton, Halle.

CAPINERA, J.L. 1980. A trail pheromone from silk produced by larvae of the range caterpillar *Hemileuca oliviae* (Lepidóptera: Saturniidae) and observations on aggregation behavior. *J. Chem. Ecol.* 6: 655-664.

CORDO, H.A., G. LOGARZO, K. BRAUN & O.R. DI IORIO (dirs.). 2004. *Catálogo de los insectos fitófagos de la Argentina y sus plantas asociadas*. SABCL-SEA, Buenos Aires.

COSTA LIMA, A. DA. 1950. Lepidópteros (Parte 2). *In: Insetos do Brasil*, volume 6. Escola Nacional de Agronomía, Rio de Janeiro.

DAPOTO, G., H. GIGANTI, M. GENTILI & M. BONDONI. 2003. Lepidópteros de los bosques nativos del Departamento Aluminé (Neuquén-Argentina). II Contribución. *Bosque* 24 (1): 95-112.

DE ROODT, A.R., O.D. SALOMÓN & T.A. ORDUNA. 2000. Accidentes por lepidópteros con especial referencia a *Lonomia* sp. *Medicina* 60: 951-952.

DICKENS J.C. & J.L. EATON. 1973. External ocelli in Lepidoptera previously considered to be anocellate. *Nature* 242: 205-206.

DRAUDT, M. 1929-1930. Familie: Saturnidae [*sic*]. *In:* Seitz, A. (ed.), *Die Gross-Schmetterlinge der Erde*, volume 6. A. Kernen, Stuttgart, pp. 713-827.

DUARTE A.C., J. CAOVILLA, I. LORINI, D. LORINI, G. MANTOVANI & J. SUMIDA. 1990. Insuficiencia renal aguda por acidentes com lagartas. *J. Bras. Nefrol.* 12: 184-7.

DUARTE A.C., P.S. CRUSIUS, C.A.L. PIRES, M.A. SCHILLING & H.W. FAN. 1996. Intracerebral haemorrhage after contact with *Lonomia* caterpillars. *Lancet* 348: 1033.

FRAIHA H., A.J. BALLARINI, R.N.Q. LEAO, J.R. COSTA & L.B. DIAS. 1986. Síndrome hemorrágica por contacto com larvas de mariposa (Lepidoptera: Saturniidae). *In: Instituto Evandro Chagas: 50 anos de contribução as ciencias biológicas e a Medicina tropical*. Fundação Servicios de Saude Publica, Belem, pp. 811-820.

GIACOMELLI, E. 1911. Lepidópteros riojanos nuevos o poco conocidos. *An. Soc. Cient. Argent.*, 72: 19-40.

GIACOMELLI, E. 1918. Observaciones entomológicas. Apuntes sobre *Dryocampa bilineata* Burm. b) *Melittia Arcangeli* Giac. y *Mallophora ruficauda* Wild. [Resumen de comunicación]. *Physis* 4(17): 263-366.

GIACOMELLI, E. 1930. Notas lepidopterológicas sobre especies nuevas o poco conocidas incluso especies con larvas urticantes de Capilla del Monte, Provincia de Córdoba (Rep. Argentina). *In:* V Reunión Soc. Arg. Pat. Reg. del Norte, Jujuy, 1929, pp. 1180-1185.

GIACOMELLI, E. 1938. Descripción de la hembra de *Phricodia jorgenseni* Sch. *Rev. Argent. Entomol.* 1(3): 109-110.

GODFREY, G.L., M. JEFFORDS & J.E. APPLEBY. 1987. Saturniidae (Bombycoidea). *In:* Stehr F.W. (ed.), *Inmature Insects*. Kendall/Hunt Publ., Dubuque, pp. 513-521.

GOLDSMITH, M.R. & A.S. WILKINS. 1995. *Molecular model Systems in the Lepidoptera*. Cambridge University Press., Cambridge.

HAYWARD, K. 1969. *Datos para el estudio de la ontogenia de Lepidópteros Argentinos*. Miscelánea 31. Fundación e Instituto Miguel Lillo. Universidad Nacional de Tucumán, S. M. de Tucumán.

JANZEN, D.H. 1984. Two ways to be a tropical big moth: Santa Rosa saturniids and sphingids. *Oxf. Surv. Evol. Biol.* 1:85-140.

JANZEN, D.H. 1988. Ecological characterization of a Costa Rican dry forest caterpillar fauna. *Biotropica* 20:120-135.

JOHNSON, K.S. 1999. Comparative detoxification of plant (*Magnolia virginiana*: Magnoliaceae) allelochemicals by generalist and specialist saturniid silk-moths. *J. Chem. Ecol.* 25: 253-269.

JORDAN, K. 1922. A monograph of the Saturnian subfamily Ludiinae. *Novit. Zool.* 29: 249-326.

KÖHLER, P. 1931. El género *Hylesia* en la Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 3(17): 305-308.

KÖHLER, P. 1935a. Notas sobre *Automeriae* (Lep. Saturn.) argentinos. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 7: 79-91.

KÖHLER, P. 1935b. Lepidoptera Bergiana. A propósito de *Dirphia lauta* Berg. *An. Soc. Cient. Argent.* 119: 245-253.

KRISCAUTZKY, N. & E. GÓMEZ, 1984. Tecnología apropiada de origen precolombino. *Artes. América* 17(8): 81-90.

LAMY, M. & C. LEMAIRE. 1983. Contribution à la systématique des *Hylesia*: étude au microscope électronique à balayage des "fléchettes" urticantes [Lep. Saturniidae]. *Bull. Soc. Entomol. France* 88 (3-4):176-192.

LEMAIRE, C. 1978. *Les Attacidae Américains. The Attacidae of America (= Saturniidae). Attacinae*. C. Lemaire, Neuilly-sur-Seine.

LEMAIRE, C. 1980. *Les Attacidae Américains. The Attacidae of America (= Saturniidae). Arsenurinae*. C. Lemaire, Neuilly-sur-Seine.

LEMAIRE, C. 1988. *Les Attacidae Américains. The Attacidae of America (= Saturniidae). Ceratocampinae*. Museo Nacional de Costa Rica, San José.

LEMAIRE, C. 1996. Saturniidae. *In:* J. Heppner (ed.), *Atlas of Neotropical Lepidoptera. 5B Checklist: Part 4B Drepanoidea-Bombycoidea-Sphingoidea*, Assoc. Trop. Lep., Scientific Publisher, Gainesville, Washington, Hamburg, Lima, Taipei, Tokyo, pp. 28-50.

LEMAIRE, C. 2002. *The Saturniidae of America. Les Saturniidae américains (=Attaciade). Hemileucinae*. Goecke & Evers, Keltern.

LEMAIRE, C. & J. MINET. 1998. 8. The Bombycoidea and their relatives. *In*: Kristensen N.P. (ed.), Part 35. *Lepidoptera, Moths and Butterflies*. Volume 1: Evolution, Systematics and Biogeography, *Handbuch der Zoologie. Volume IV Arthopoda: Insecta*. W. de Gruyter, Berlin, pp. 321-353.

MEISTER F. & A. KNORKE. 2004. *Hyperchiria schmiti* n. sp., un nouveau Saturniidae d'Argentine (Lepidoptera: Saturniidae, Hemileucinae). *Bull. Lépid. Paris*. 13(28): 65-70.

MEISTER, F. & P. SCHMIT.2004a. Inventaire des Saturniidae du Parc National de El Rey, Prov. Salta (Argentine) (Lepidoptera, Saturniidae). *Bull. Lépid. Paris*. 13(28): 46-51.

MEISTER, F. & P. SCHMIT.2004b. *Pseudodirphia knorkei* n. sp., un nouveau Saturniidae d'Argentine (Lepidoptera: Saturniidae, Hemileucinae). *Bull. Lépid. Paris*. 13(29): 114-120.

MICHENER, C.D. 1952. The Saturniidae (Lepidoptera) of the Western Hemisphere. Morphology, phylogeny, and classification. *Bull. Am. Mus. Nat. Hist*. 98: 335-502.

MINET, J. 1994. The Bombycoidea: phylogeny and higher classification (Lepidoptera: Glossata). *Ent. Scand*. 25: 63-88.

MOSHER, E. 1916. A classification of the Lepidoptera based on characters of the pupa. *Bull. Illinois State Lab. Nat. Hist*. 12 (2): [17]-159.

OBERPRIELER, R.G. 1997. Classification of the African Saturniidae (Lepidoptera)– the quest for natural groups and relationships. *Metamorphosis*, Occas. Suppl. 3: 142-155.

PARITSIS, J. & T.T. VEBLEN. 2011. Dendroecological analysis of defoliator outbreaks on *Nothofagus pumilio* and their relation to climate variability in the Patagonian Andes. *Global Change Biology* 17: 239-253.

PASTRANA, J.A. 2004. *Los lepidópteros argentinos. Sus plantas hospedadoras y otros sustratos alimenticios*. Soc. Entomol. Arg., Buenos Aires.

PEASE, R.W. 1961 (1960). A study of first instar larvae of the Saturniidae, with special reference to neartic genera. *J. Lepid. Soc*. 14: 89-111.

PEIGLER, R.S. 1989. *A revision of the Indo-Australian genus Attacus*. The Lepidoptera Research Foundation, Beverly Hills.

PEIGLER, R.S. 1993. Wild Silks of the World. *Am. Entomol*. 30(3): 151-161.

PEIGLER, R.S. & M. MALDONADO. 2005. Uses of cocoons of *Eupackardia calleta* and *Rothschildia cincta* (Lepidoptera: Saturniidae) by yaqui indians in Arizona and Mexico. *Nachr. Entomol. Ver. Apollo, N.F.* 26(3): 111-119.

QUEZADA, J.R. & A. RODRIGUEZ. 1989. Brote de larvas de *Rothschildia orizaba* (Lepidoptera: Saturniidae) en café, una experiencia en manejo integrado de plagas. *Manejo integrado de Plagas* (Costa Rica) 12: 21-37.

REGIER, J.C., C. MITTER, R. PEIGLER & T.P. FRIEDLANDER. 2002. Monophyly, composition and relationships within Saturniinae (Lepidoptera: Saturniidae): Evidence from two nuclear genes. *Insect Syst. Evol*. 33: 9-21.

REGIER, J.C., M.C. GRANT, C. MITTER, C.P. COOK, R.S. PEIGLER & R. ROUGERIE. 2008. Phylogenetic relationships of wild silkmoths (Lepidoptera: Saturniidae) inferred from four protein-coding nuclear genes. *Syst. Entomol*. 33: 219-228.

RIDDIFORD, L.M. & C.M. WILLIAMS. 1971. Role of the corpora cardiaca in the behavior of saturniid moths part I release of sex pheromone. *Biol. Bull*. 140: 1-7.

RODRIGUEZ-ACOSTA, A., H. RUBIANO, M. REYES & C.T. FERNÁNDEZ. 1998. Dermatitis causada por *Hylesia metabus* (Lepidoptera: Hemileucidae) en la región costera del Estado del Delta del Amacuro, Venezuela. *Rev. Cub. Med. Trop*. 50(3): 215-7.

SCHREITER, R. 1925. Observaciones biológicas sobre las especies tucumanas de los géneros *Dysdaemonia*, *Rothschildia* y *Copaxa*. *Bol. Mus. Hist. Nat. Univ. Nac. Tucumán* 1(4): 1-17.

SCHREITER, R. 1943. Notas entomo-biológicas y otras. *Acta zool. Lilloana* 1: 7-44.

SCOBLE, M. 1995. *The Lepidoptera: Form, function and diversity*. Oxford University Press, Oxford.

SCRIBER, J.M. 1983. Evolution of feeding specialization. Physiological efficiency and host races in selected Papilionidae and Saturniidae. *In:* Denno R.F. & M.S. McClure (eds.), *Variable plants and herbivores in natural and managed systems*. Academic Press, New York.

STONE, S.E. 1991. *Foodplants of world Saturniidae*. The Lepidopterologists' Society Memoir 4. The Lepidopterologists' Society Natural History Museum, Los Angeles.

TUSKES, P., J. TUTTLE & M. COLLINS. 1996. *The wild silk moths of North America. A natural history of the Saturniidae of the United States and Canada*. The Cornell Series in Arthropod Biology, Cornell University, Ithaca.

WEYENBERGH, H.H. 1881. Nova Species Generis "Ceratocampa". *Periódico Zoológico* 3(4): 369.

ZAPATA, A.I. (Inéd.). Sistemática y biología de *Rothschildia* Grote, 1897 (Lepidoptera: Saturniidae) del centro y noroeste de la Argentina. Tesis doctoral. 2009. Universidad Nacional de Córdoba, Córdoba.

ZAPATA A.I. & G. JURADO. 2002. Sobre la utilidad de los capullos de mariposas del género *Rothschildia* (Lepidoptera: Saturniidae). *In:* Resúmenes V Congr. Arg. Entomol., Buenos Aires, 2002, p. 388.

ZAPATA, A.I. & F.F. LUDUEÑA-ALMEIDA. 2005. Aspectos de la biología y distribución de *Rotshchildia schreiteriana* y *Rothschildia maurus* (Lepidoptera: Saturniidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 64(4): 326.

ZAPATA, A.I. & F.R. NAVARRO. 2005. Caracterización de larvas de primer y último estadio de cinco especies de *Rothschildia* Grote, 1896 (Lepidoptera: Saturniidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 64(4): 170-171.

ZAPATA, A.I. & G. SAN BLAS. 2008. Ciclo de vida de *Rotschildia erycina erycina* (Shaw, [1796]) (Lepidoptera: Saturniidae: Saturniinae) en Argentina, con el aporte de nuevos registros. *In:* Resúmenes VII Congr. Arg. Entomol., Córdoba, 2008, p. 308.

ZAPATA, A.I., A.O. CONTERAS CHIALCHIA, M.D. TORRES MORINIGO & F. LUDUEÑA-ALMEIDA. 2008. Ciclo de vida de *Rothschildia lutea* Jordan 1911 (Lepidoptera: Saturniidae: Saturniinae). *In:* Resúmenes VII Congr. Arg. Entomol., Córdoba, 2008, p. 250.

ZAPATA, A.I., F.R. NAVARRO, J. ALTAMIRANO, H.M. BECCACECE, N.A. VILLAFAÑE, A. ZARCO, M.P CHERINI & M.E. DREWNIAK. 2010. Nuevos registros de especies de Saturniidae para Argentina. *In:* Resúmenes I Congr. Lat. (IV Arg.) Cons. Biodiv., S.M. de Tucumán, 2010, http://www.biodiversidad2010.com.ar/rpdf/B7P-0094.pdf.

ZARCO, A., A.I. ZAPATA, H.M. BECCACECE & N.A. VILLAFAÑE. 2008. Ciclo de vida de *Psilopygida crispula* (Dognin 1905) (Lepidoptera: Saturniidae: Ceratocampinae). *In:* Resúmenes VII Congr. Arg. Entomol., Córdoba, 2008, p. 250.

Apéndice 1. Especies de satúrnidos registrados en Argentina detallando las provincias en las que se han informado o registrado ejemplares hasta 2011. El signo de interrogación indica que la determinación o el registro son dudosos. Un solo asterisco indica una especie incorrectamente determinada con anterioridad.

Arsenurninae
Arsenurini

Arsenura armida (Cramer, 1779)*: Mnes., Sal., Tuc.
Arsenura orbignyana (Guérin-Méneville, [1844]): Mnes.
Arsenura xanthopus, (Walker, 1855): Mnes.
Copiopteryx virgo Zikán, 1929: Ju., Sal., S.Fe.
Dysdaemonia fosteri W. Rothschild, 1906: Cha., Ju., L.R., Sal., Tuc.
Paradaemonia thelia (Jordan, 1922): Mnes.
Titaea tamerlan (Maasen, 1869): Sal.
Ceratocampinae
Adeloneivaia catharina (Bouvier, 1927): Mnes.
Adeloneivaia fallax (Boisduval, 1872): Mnes.
Adeloneivaia sabulosa sabulosa (W. Rothschild, 1907): Fo., Ju., Sal., Tuc.
Adeloneivaia subangulata subangulata (Herrig-Schäffer, [1855]): Mnes.
Adelowalkeria flavosignata (Walker, 1865): Mnes.
Almeidella approximans (Schaus, 1920): Mnes.
Ceratesa hemirhodia (W. Rothschild, 1907): Cm., Sal., Tuc.
Cicia nettia (Schaus, 1921): Mnes.
Citioca anthonilis (Herrich-Schäffer, 1854): Mnes.
Citheronia aroa Schaus, 1896: Mnes.
Citheronia brissotti brissotti (Boisduval, 1868): Mnes.
Citheronia brissotti meridionalis Bouvier, 1927: Bs.As., E.R.
Citheronia hamifera hamifera W. Rothschild, 1907: Ju., Sal.
Citheronia laocoon (Cramer, 1777): E.R., Cs., Ju., Mnes., Sal.
Citheronia vogleri (Weyenbergh, 1881): Cm., Cha., Cba., E.R., L.R., Sal., Tuc.
Citheronula armata sonyae Breyer, 1957: Sal.
Eacles ducalis Walker, 1855: Mnes.
Eacles imperialis opaca (Burmeister, 1878): Bs.As., Cha., E.R., S.Fe.
Eacles imperialis tucumana W. Rothschild, 1907: Cm., Cba., Ju., L.R., Sal., Tuc.
Giacomellia bilineata (Burmeister, 1878): Cm., Cha., Cba., E.R., Fo., Ju., L.R., Mza., Nq., Sal., S.E., S.J., Tuc.
Giacomellia inversa (Giacomelli, 1911): L.R., S.E.
Neorcarnegia basirei (Schaus, 1892): Ju., Sal., Tuc.
Oiticella brevis (Walker, 1855): Mnes.
Oiticella lutecia (Bouvier, 1924): Mnes.
Othorene cadmus (Herrig-Schäffer, [1854]): Mnes.
Othorene purpurascens (Schaus, 1905): Mnes.
Psilopygida (P.) crispula (Dognin, 1905): Bs.As., Cm., Cha., Cba., E.R., Ju., L.R., Sal., S.E., Tuc.
Ptiloscola cinerea (Schaus, 1900): Mnes.
Ptiloscola photophila (W. Rothschild, 1907): Ju.
Ptiloscola burmeisteri Brechlin & Meister, 2008: Ju.
Scolesa hypoxantha (W. Rothschild, 1907): Tuc., Cba.
Syssphinx molina (Cramer,1780): Bs.As., Cha., Cba., E.R., Ju., Mnes., Sal., Tuc.
Cercophaninae
Cercophana venusta (Walker, 1856): Chu., R.N.
Cercophana frauenfeldi C. Felder, 1862: Chu.
Microdulia mirabilis (Rothschild, 1895): Nq.
Hemileucinae
Hemileucini
Adetomeris erythrops (Blanchard, 1852): Chu., Nq., R.N., S.C., T.F.
Automerina (Automerina) cypria (Gmelin, 1790): Sal., Tuc.
Automeris amanda tucumana Bouvier, 1930: Cm., Ju., Sal., Tuc.
Automeris amoena rotunda Lemaire, 1971: Ju., Sal., Tuc.
Automeris coresus (Boisduval, 1859): Bs.As., Mnes., Tuc.
Automeris illustris (Walker, 1855): Bs.As., Mnes.
Automeris melanops (Walker, 1865): Mnes.
Automeris naranja Schaus, 1898: E.R., Mnes.
Automeris oberthurii (Boisduval, 1875): Cba., Sal., Tuc.
Automeris umbrosa umbrosa Weymer, 1906: Ju., Sal., S.E., Tuc.
Cerodirphia brunnea (Draudt, 1930): Ju.
Cerodirphia vagans (Walker, 1855): Mnes.
Cinommata bistrigata Butler,1882: Chu.
Dirphia avia (Stoll, 1780): Cba.(?)
Dirphia araucariae Jones, 1908: Mnes.
Dirphia cadioui Lemaire, 1980: Sal.
Dirphia curitiba Draudt, 1930: Mnes.
Dirphia moderata Bouvier, 1929: Sal., Tuc.
Dirphia muscosa Schaus, 1898: Cba., Mnes.
Dirphia ursina Walker, 1855: Tuc., For.
*Dirphiopsis epiolin*a (R. Felder & Rogenhofer, 1874): Mnes.
Dirphiopsis schreiteri (Schaus, 1925): Sal. Tuc.
Eubergia caisa (Berg, 1883): Bs.As., Ju., Sal., Tuc.
Eubergia radians (Dognin, 1911): Cha., Sal., S.E., Tuc.
Eudyaria venata (Butler, 1871): Bs.As., Cha.
Eudyaria zeta (Berg, 1885): Bs.As., E.R.
Gamelia catharina (Draudt, 1929): Mnes.
Heliconisa pagenstecheri (Geyer, [1835]): Bs.As.
Hidripa ruscheweyhi (Berg, 1885): Ju., Sal., Tuc.
Hidripa taglia (Schaus, 1896): Mnes.
Hirpida nigrolinea (Druce, 1906): Sal.
Hylesia ebalus (Cramer, 1775): Tuc.
Hylesia nigricans (Berg, 1875): Bs.As., Tuc., Mnes.
Hylesia remex Dyar, 1913: Sal., Tuc.
Hylesia subcottica Lemaire, 2002: Tuc.
Del género Hylesia existen numerosos ejemplares de determinación dudosa. Debe realizarse una revisión más profunda, incluyendo el estudio de los genitales, ya que la morfología externa de los adultos es muy variable dentro de cada especie y al mismo tiempo existe gran solapamiento entre especies próximas.
Hyperchiria incisa incisa Walker, 1855: Mnes.
Hyperchiria incisa bicolor (Bouvier, 1930): Ju., S.E., Tuc.
Hyperchiria orodina (Schaus, 1906): Sal., Tuc.
Hyperchiria schmiti Meister & Knorke, 2004: Sal., Tuc.
Ithomisa kinkelini Obertür, 1881: Bs.As.
Leucanella anikae Meister & Brechlin, 2002: Sal.
Leucanella aspera aspera (R. Felder & Rogenhofer, 1874): Cm., Cha., Cba., E.R., Ju., L.R., Sal., S.Fe., S.E., Tuc.
Leucanella aspera patagonica (Breyer, 1957): Chu., Mza., Nq., R.N.
Leucanella contempta contempta (Lemaire, 1967): Sal.
Leucanella gibbosa (Conte, 1906): Mnes.
Leucanella lama (Berg, 1883): Ju., Sal., S.E., Tuc.
Leucanella memusae gardineri Lemaire, 1973: For., Mnes.
Leucanella stuarti koehleri (Gemignani, 1931): Cm., Ju., Sal., Tuc.
Leucanella viridescens viridescens (Walker, 1855): Mnes.
Leucanella viridescens viridior Lemaire, 1973: E.R., Bs.As.
Lonomia obliqua Walker, 1855: Mnes.
Molippa binasa (Schaus, 1924): Cm., Ju., Sal., Tuc.
Molippa convergens (Walker, 1855): Cba.
Molippa eophila (Dognin, 1919): Cba., S.Fe., Tuc., E.R.
Molippa cruenta (Walker, 1855): Mnes.
Molippa sabina Walker, 1855: Mnes.
Molippa simillima Jones, 1907: Ju., Mnes., Sal., Tuc.
Molippa *strigosa* Maassen & Weyding, 1885: Cba.
Molippa superba superba (Burmeister, 1878): Sal., Tuc.
Ormiscodes amphinome amphinome (Fabricius, 1775): Chu., Nq., R.N., T.F.
Ormiscodes amphinome lauta (Berg, 1881): Nq., R.N., S.C.
Ormiscodes amphinome nigrolutea (Bouvier, 1924): R.N., S.C.
Ormiscodes bruchi (Köhler, 1930): Chu., S.C.
Ormiscodes cinnamomea (Feisthamel, 1839): Chu., Nq., R.N.
Ormiscodes cognata (Philippi, 1859): Chu., Nq., R.N., T.F.
Ormiscodes nigrosignata (Philippi, 1859): Nq., S.C.
Ormiscodes schmidtnielseni Lemaire, 1985: Nq.
Pseudautomeris grammivora (Jones, 1908): Bs.As., Cha.
Pseudautomeris hubneri (Boisduval, 1875): Mnes.
Pseudodirphia uniformis (Lemaire, 1975): Sal.
Pseudodirphia knorkei Meister & Schmit, 2004: Sal.
Polythysanini
Polythysana rubrescens (Blanchard, 1852): Chu., Nq., R.N.
Oxyteninae
Asthenidia podaliriaria (Westwood, 1841): Mnes.
Oxytenis modestia (Cramer 1780): Mnes.

Saturniinae
Attacini
Rothschildia arethusa arethusa (Walker, 1855): Cha., E.R., Mnes., S.Fe.
Rothschildia aurota (Cramer, 1775): Mnes., Tuc.
Rothschildia condor (Staudinger, 1894): Cm., Ju., L.R., Sal., Tuc.
Rothschildia erycina erycina (Shaw, [1796]: Ju., Sal.
Rothschildia hopfferi (C. Felder & R. Felder, 1859): Cs., Mnes.
Rothschildia jacobaeae (Walker, 1855): Bs.As., Cba., Ju., Mnes., S.Fe., Tuc.
Rothschildia lutea Jordan, 1911: Cha., Cs., Mnes.
Rothschildia maurus (Burmeister, 1879): Cm., Cha., Cba., Ju., Mnes. (?), Sal., S.E., Tuc.
Rothschildia schreiteriana Breyer & Orfila, 1945: Cm., Cha., Fo., Ju., L.R., Mnes. (?), Sal., S.E., Tuc.
Rothschildia tucumani (Dognin, 1901): Cm., Tuc.
Saturniini
Copaxa decrescens Walker, 1855: Mnes.
Copaxa satellita Walker, 1865: Mnes.
Copaxa flavina flavina Draudt, 1929: Mnes.
Copaxa flavina miranda Lemaire, 1971: Ju., Sal., Tuc.

Apéndice 2. Número de especies y subespecies registradas en cada una de las provincias de la Argentina (se excluyen registros dudosos).

Provincia	Número de especies y subespecies registradas
Misiones	52
Salta	45
Tucumán	44
Jujuy	30
Buenos Aires	15
Chaco	14
Córdoba	14
Catamarca	13
Entre Ríos	13
Neuquén	11
Santiago del Estero	10
Chubut	10
La Rioja	9
Río Negro	9
Santa Fe	6
Formosa	5
Santa Cruz	5
Corrientes	3
Tierra del Fuego	3
Mendoza	2
San Juan	1
La Pampa	0
San Luis	0

SPHINGIDAE

***Marcela MORÉ**
****Ian J. KITCHING**
***Andrea A. COCUCCI**

*Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal, CONICET y Universidad Nacional de Córdoba, CC 495, X5000ZAA, Córdoba, Argentina.
mmore@efn.uncor.edu
aacocucci@gmail.com

**Department of Life Sciences, Natural History Museum, Cromwell Road, London SW7 5BD, Reino Unido.
i.kitching@nhm.ac.uk

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

La familia de polillas Sphingidae (esfíngidos) tiene distribución cosmopolita. Los adultos varían en tamaño, de pequeño a muy grande y, generalmente, son de actividad nocturna cuando cumplen un importante papel ecológico como polinizadores. Las larvas llaman la atención por el gran tamaño que pueden alcanzar y por portar un conspicuo cuerno caudal presente en la mayoría de las especies. Presentamos una revisión sobre la familia en la Argentina, con comentarios sobre su clasificación, morfología, biología, ecología, importancia económica y patrones de distribución. Proveemos la lista de las 117 especies y una clave para identificar los 30 géneros presentes en el país, junto con datos sobre su distribución geográfica y las especies de plantas huéspedes de larvas y adultos.

Abstract

The moth family Sphingidae (hawkmoths, sphinx moths) has a cosmopolitan distribution. The adults range in size from small to very large and are generally nocturnal in activity, when they play an important ecological role as pollinators. The caterpillars are also noticeable for the large size many can reach and for the conspicuous caudal horn present in most species. We review the family in Argentina, with comments on classification, morphology, biology, ecology, economic importance and distribution patterns. We provide a checklist of the 117 species and a key to identifying the 30 genera present in the country, together with data on geographical distribution and the host plant species used by caterpillars and adults.

Introducción

Los esfíngidos (familia Sphingidae) son lepidópteros de pequeño a gran tamaño. Los adultos poseen un cuerpo robusto y aguzado, ojos prominentes y pueden ser observados en vuelo al atardecer libando néctar de las flores con sus largas probóscides. Sus larvas llaman la atención porque alcanzan un gran tamaño y están provistas de un conspicuo cuerno en la parte distal. Los integrantes de este grupo cumplen un papel importante en los ecosistemas como herbívoros, polinizadores y presas de otros animales (Hodges, 1971; Janzen, 1984; Haber & Frankie, 1989). La familia está conformada por cerca de 1400 especies y 200 géneros y se encuentra ampliamente distribuida a nivel mundial con excepción de la Antártida y Groenlandia. En América del Sur se encuentran presentes 414 especies y 34 géneros (Kitching & Cadiou, 2000).

Los esfíngidos pertenecen al grupo Ditrysia, que contiene al 98% de las especies de lepidópteros y al 80% de las familias. El nombre hace referencia a que las hembras tienen dos orificios sexuales, uno para aparearse y otro para depositar los huevos. Dentro de este grupo se encuentra el clado Macrolepidoptera, con 100.000 especies de mariposas y grandes polillas agrupadas en 11 superfamilias y 33 familias, entre las que se encuentra Sphingidae. Análisis moleculares realizados recientemente incluyen a la familia dentro de Bombycoidea (*sensu stricto*) junto con las familias Apatelodidae, Eupterotidae, Brahmaeidae+Lemoniidae,

Bombycidae (la última incluyendo a los antiguos taxones Oberthueriini, Prismostictini, Phiditiinae, Bombycinae y Apatelodinae según Minet, 1994), Saturniidae, Anthelidae, Endromidae, Mirinidae y Carthaeidae (Regier *et al.*, 2008). La familia Sphingidae es situada en un clado con Bombycidae (grupo al que pertenece la mariposa de la seda) y Saturniidae (Regier *et al.*, 2008, 2009; Zwick, 2008). El estado más actual de la clasificación de Lepidoptera se puede consultar en el sitio web LepTree Team (2009).

Breve reseña histórica

El conocimiento del grupo tuvo un gran avance a nivel mundial a partir de la publicación del monumental trabajo de Rothschild & Jordan (1903), que incluye descripciones, ilustraciones y claves para la identificación de las especies hasta ese momento descriptas. Más recientemente, otros trabajos que focalizaron su estudio en el grupo fueron el resumen biogeográfico de Schreiber (1978) para la región Neotropical y las revisiones de Hodges (1971) y Pittaway (1993) para las regiones Neártica y Paleártica oeste, respectivamente. Además, el catálogo fotográfico de D'Abrera (1986) ilustra a casi la mayoría de las especies. Finalmente, la reciente revisión de Kitching & Cadiou (2000) aclara minuciosamente los problemas nomenclaturales del grupo y proporciona información de diferentes aspectos de la familia. Cabe mencionar los siguientes sitios web: proyecto CATE ("Creating a taxonomic e-science"), una valiosa herramienta para la identificación de las especies, que incluye la taxonomía actualizada del grupo con fotografías de adultos, estados inmaduros y genitalia de ambos sexos (Kitching *et al.*, 2013); el inventario de esfíngidos del Área de Conservación Guanacaste (Costa Rica), que proporciona información de las plantas consumidas por las larvas y fotografías de los estados inmaduros y adultos (Janzen & Hallwachs, 2009); HOSTS, que proporciona información de las plantas consumidas por las larvas (Robinson *et al.*, 2009); y "Sphingidae of the Americas", donde se proporcionan imágenes de adultos capturados en Argentina (Oehlke, 2009).

Para la Argentina, el primer catálogo incluyó 30 especies (Burmeister, 1878) y trabajos posteriores realizados por Schreiter (1926) y Orfila (1933) elevaron este número a 71 especies. Trabajos recientes se reducen a inventarios de faunas locales, como el Parque Nacional Calilegua (Valverde, 1999; Schmit *et al.*, 2004), el Parque Nacional El Rey (Schmit *et al.*, 2004), el Refugio de Vida Silvestre Yacutinga (Núñez-Bustos, 2008) y la zona de Aguas Blancas (Núñez-Bustos, 2009). La publicación del inventario de especies argentinas determinó la presencia de 106 especies actualizando la nomenclatura y distribución geográfica (Moré *et al.*, 2005). Con posterioridad se adicionaron 11 especies nuevas para el país (Apéndice 1, Moré, inéd. y referencias allí citadas, Núñez-Bustos, 2009; Vaglia & Haxaire, 2009).

Clasificación

Análisis morfológicos y moleculares respaldan fuertemente la monofilia de Sphingidae (Kitching & Cadiou, 2000; Kawahara *et al.*, 2009 y referencias allí citadas). Modernamente la familia fue separada en tres subfamilias: Macroglossinae, Smerinthinae y Sphinginae (Pittaway, 1993; Kitching & Cadiou, 2000; Kitching, 2002). Estudios moleculares y morfológicos respaldan una divergencia basal entre Macroglossinae y Smerinthinae+Sphinginae (Nakamura, 1976; Kawahara *et al.*, 2009). Estos dos grupos fueron tempranamente reconocidos por Rothschild & Jordan (1903), quienes dividieron a las especies en dos series, "Semanophorae" y "Asemanophorae", basados en la presencia o ausencia de un penacho de pelos sensoriales muy cortos que se disponen en la superficie interna del primer segmento del palpo labial respectivamente (Figs. 1A-B). Hasta el momento, ninguna sinapomorfía morfológica ha sido observada para el linaje Smirinthinae+Sphinginae (Kawahara *et al.*, 2009). En la Argentina se encuentran representados tanto el clado Macroglossinae como Smirinthinae+Sphinginae (Fig. 2). En Macroglossinae, a diferencia de Smirinthinae+Sphinginae, las divergencias basales no están claramente resueltas. Provisionalmente, Kawahara *et al.* (2009) reconocen tres grandes grupos: Hemarina, Dilophonotina *sensu lato* y Macroglossini *sensu stricto*. Dilophonotina *sensu lato* está conformado exclusivamente por representantes del Nuevo Mundo e incluye especies agrupadas previamente de manera provisoria en las tribus Dilophonotini y Philampelini (Kitching & Cadiou, 2000). Macroglossini *sensu stricto* incluye especies agrupadas previamente en Macroglossina y Choerocampina (Kitching & Cadiou, 2000). La monofilia de Choerocampina es apoyada por la presencia de un órgano acústico en el segundo segmento del palpo labial que detecta las frecuencias ultrasónicas emitidas por los murciélagos (Roeder & Treat, 1970; Kitching & Cadiou, 2000). En el otro gran clado, Smirinthinae+Sphinginae, Kawahara *et al.* (2009) sugieren tratar a Ambulycini+Smerinthini menos el género *Langia*, como Smerinthinae *sensu stricto* y a Sphinginae+Sphingulini como Sphinginae *sensu stricto*. *Langia* representaría la condición plesiomórfica de Smerinthinae+ Sphinginae. La tribu Sphingulini, incluida previamente en Smerinthinae, conformaría el grupo hermano de Sphinginae. Los caracteres morfológicos que respaldan la monofilia de la tribu Smerinthinae *sensu stricto* incluyen el que las pupas de las especies estudiadas hasta el momento tienen una única muesca en la base del cremaster y las larvas de muchas especies se alimentan en plantas pertenecientes a las familias Anacardiaceae y Lauraceae (Nakamura, 1977; Robinson *et al.*, 2009).

Caracteres generales

Al igual que en el resto de los lepidópteros, los esfíngidos presentan metamorfosis completa y pasan a través de cuatro estados de desarrollo: huevo, larva, pupa y adulto. Los huevos son esféricos, de 1 a 3 mm de diámetro, lisos y brillantes. Presentan coloración verde o amarilla al ser depositados, cambiando a medida que la larva se desarrolla en su interior (Pittaway, 1993). En la mayoría de las especies, los huevos son depositados individualmente o en grupos de 2-3 en el envés de las hojas de las plantas que hospedan las larvas (Janzen,

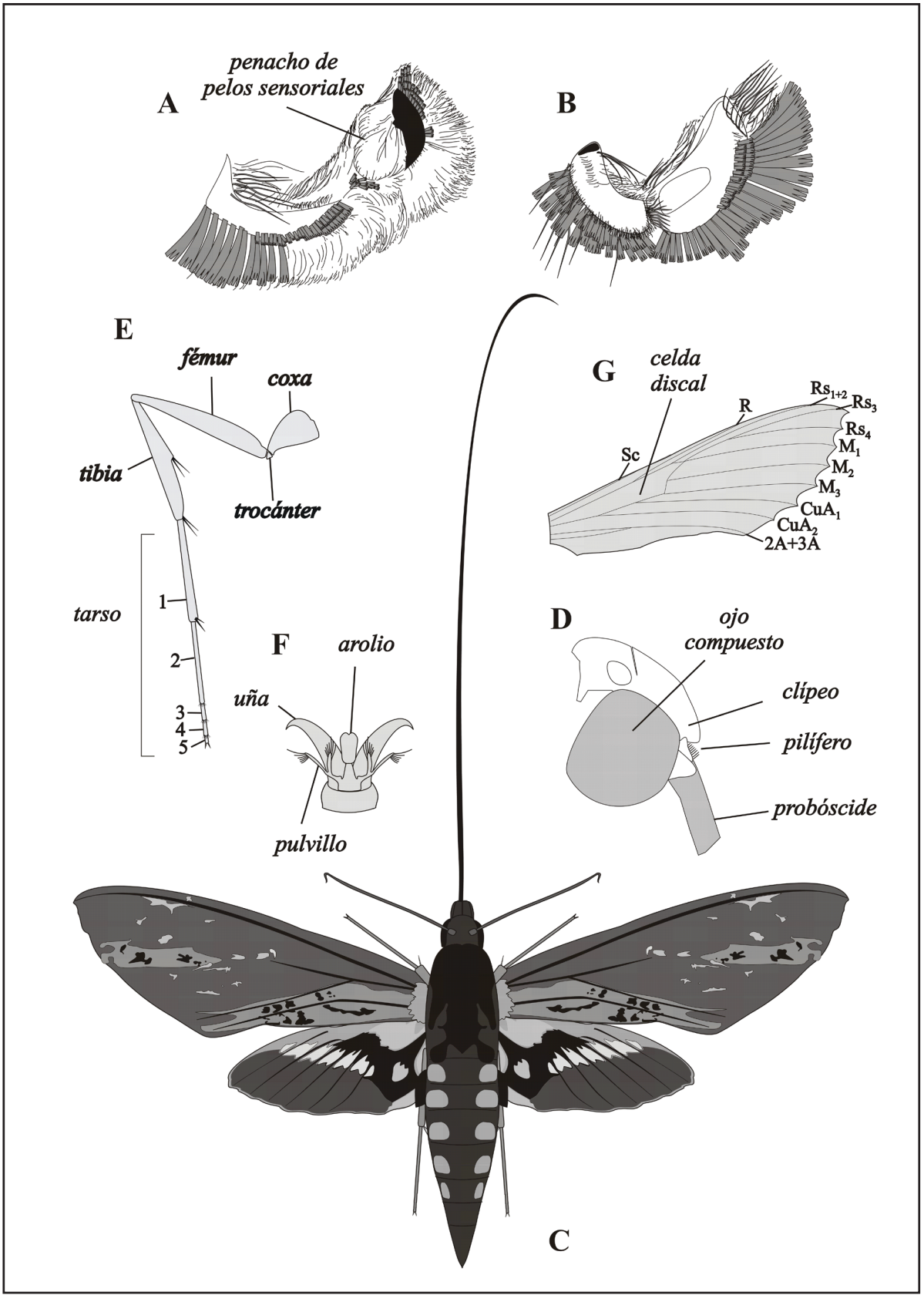


Fig. 1. Aspectos generales de la anatomía de esfíngidos adultos. A, Palpo labial de *Hyles lineata;* B, palpo labial de *Agrius cingulata*; C, adulto de *Neococytius cluentius* con probóscide extendida; D, vista lateral de la cabeza de un adulto mostrando la ubicación del pilífero; E, pata; F, pretarso; G, ala anterior derecha mostrando la venación con su correspondiente nomenclatura. A y B, modificadas de Hodges (1971); E-G, modificadas de Moré *et al.* (2005).

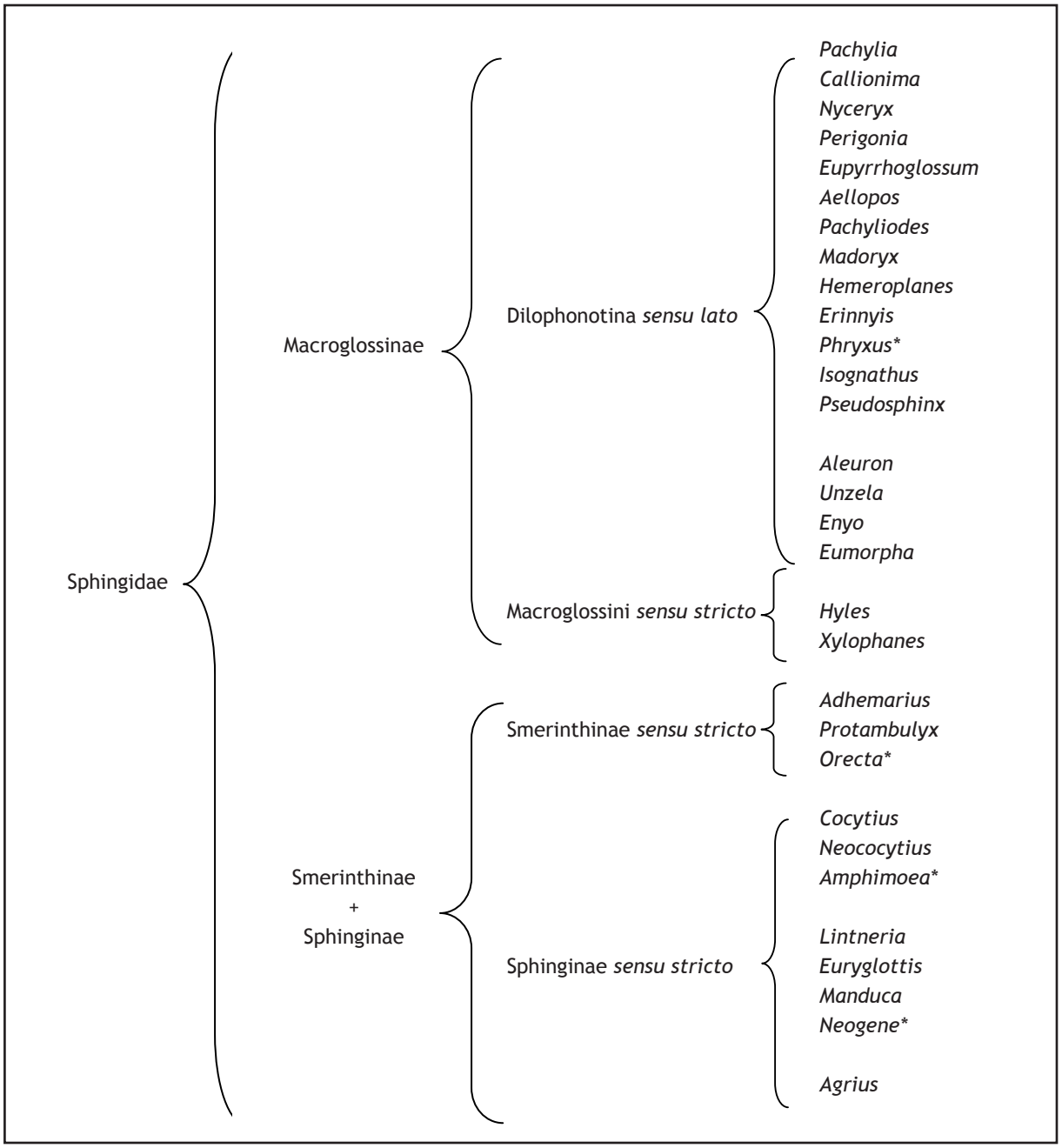


Fig. 2. Clasificación de los géneros de Sphingidae presentes en la Argentina, según lo propuesto por Kawahara *et al.* (2009). Los asteriscos indican la ubicación provisoria de aquellos géneros que no fueron incluidos en los análisis moleculares.

1988). Las hembras de la mayoría de las especies depositan los huevos en sólo unas pocas especies de plantas huéspedes, eligiendo con gran cuidado el sitio de oviposición guiadas por estímulos visuales, olfatorios y táctiles (Pittaway, 1993; ver Apéndice 1).

Las larvas del primer estadio emergen aproximadamente luego de 4 a 7 días, son muy pequeñas, delgadas y están cubiertas de cerdas cortas. Luego mudan entre 3 a 5 veces dependiendo de la temperatura y de la especie. El cuerpo se torna robusto, cilíndrico y aguzado hacia la cabeza pudiendo superar los 10 cm de largo en el último estadio (Brewer & Argüello, 1986). El cuerpo de la larva está conformado por la cabeza, tres segmentos torácicos y diez segmentos abdominales. Las larvas son polípodas, y además de los tres pares de patas torácicas presentan una serie de pares de "falsas" patas en los segmentos abdominales III a VI y X. Poseen un apéndice dorsal en el segmento abdominal VIII en forma de arista o cuerno que es característico, aunque no exclusivo, de la familia. El desarrollo larval dura entre 2 y 5 semanas (Janzen, 1984). La coloración y el diseño difieren considerablemente entre especies y estadios y pueden ser crípticos o aposemáticos (Janzen, 1988). Cuando son molestadas, muchas especies retraen la cabeza dentro del primer segmento torácico y se yerguen, adoptando una postura

que recuerda a una esfinge egipcia. De esta peculiaridad deriva el nombre latino y español de la familia.

Una vez completado el desarrollo, las larvas se convierten en pupas en donde los tejidos larvales son degradados y reconstituidos. Las pupas pueden yacer sobre el suelo envueltas en hojas o cubiertas por hojarasca, o pueden estar enterradas hasta 15 cm bajo tierra (Janzen, 1988). El cuerpo es generalmente liso, corto y fusiforme, y los apéndices principales (alas, patas, antenas y probóscide) son evidentes externamente. Los segmentos abdominales V a VII son movibles gracias a bandas tegumentarias flexibles lo que permite a las pupas enterradas alcanzar la superficie del suelo antes de emerger como adultos (Oberprieler & Duke, 1994). El estado de pupa dura de dos semanas a varios meses, dependiendo de la especie, la temperatura ambiental y si hibernan o no (Janzen, 1984).

Los adultos emergen al abrirse lateral y dorsalmente la cubierta de la pupa, y se trepan en algún soporte que les permita colgarse para expandir sus alas usando la presión de la hemolinfa (Pittaway, 1993). La mayoría de los esfíngidos descansa con sus alas horizontalmente plegadas en forma de "V" invertida y las antenas son retraídas a ambos lados del cuerpo. En esta posición son crípticos y se mimetizan con cortezas de árboles, líquenes, hojas secas y otros tipos de sustratos circundantes. El cuerpo del adulto está claramente articulado en cabeza, tórax y abdomen (Fig. 1 C).

La cabeza está provista de un par de ojos compuestos grandes, un par de antenas y la probóscide, que generalmente está enrollada y escondida entre los palpos labiales. Las antenas son comparativamente gruesas, aproximadamente triangulares en sección transversal en los machos y circulares en las hembras, característica que hace que los machos sean fácilmente distinguibles de las hembras (Janzen, 1984). La probóscide está flanqueada por un par de palpos maxilares muy reducidos y un par de palpos labiales. El palpo labial es ancho en vista lateral y está formado por tres segmentos. El primer segmento es generalmente el más largo y es curvo siguiendo el contorno del ojo. Su cara interna está desprovista de escamas excepto en el borde. En esta superficie hay un carácter de gran importancia en la clasificación que consiste en un parche de tamaño variable de pelos sensoriales (Figs. 1 A-B). El segundo segmento varía en forma y ésta es de importancia diagnóstica en algunos géneros. El tercer segmento es muy corto y está oculto entre las escamas del segundo (Rothschild & Jordan, 1903). A los lados de la probóscide hay sendos procesos grandes, denominados pilíferos. Normalmente éstos son cóncavos en la cara interna y cubiertos por un gran número de cerdas largas y rígidas que se proyectan hacia la base de la probóscide a la cual tocan (Fig. 1D).

El tórax está formado por tres segmentos más o menos fusionados, cada uno llevando un par de patas. El protórax es reducido y porta las patas delanteras; el mesotórax es el segmento de mayor tamaño y porta el segundo par de patas, las alas anteriores y un par de tégulas que cubren y protegen dorsalmente la base de las alas; el metatórax es más pequeño y porta las alas posteriores y el tercer par de patas. Cada segmento torácico está formado por una serie de placas rígidas unidas por membranas flexibles. Estas placas, cuando dorsales, son denominadas tergitos, cuando ventrales esternitos y cuando laterales pleuritos. El *merum* es el pleurito que está por encima de la coxa y tiene importancia en la identificación de géneros. Todo el tórax está densamente cubierto por escamas con aspecto de pelos. Típicamente, los tres pares de patas están completamente desarrollados y constan de cinco secciones: coxa, trocánter, fémur, tibia y tarso (Fig. 1E). El segundo y tercer par de patas usualmente presentan un par de espinas apicales, y el tercer par posee un par adicional de espinas subapicales. Los tarsos están subdivididos en cinco tarsómeros, cada uno de los cuales usualmente posee cuatro filas de espinas dispuestas ventralmente a todo lo largo. El quinto tarsómero lleva el pretarso, que generalmente consiste de un par de uñas, por fuera de los cuales se encuentra un lóbulo membranoso (pulvillo) y entre los cuales se dispone una almohadilla carnosa (arolio) que posibilita que los adultos se adhieran a superficies lisas (Fig. 1F). Tanto el arolio como el pulvillo pueden estar reducidos o faltar (Rothschild & Jordan, 1903). Las alas de los esfíngidos están densamente cubiertas por escamas y generalmente tienen forma triangular. Las alas anteriores son relativamente largas y estrechas (2-4 veces más largas que anchas) y las alas posteriores son más pequeñas y anchas. Con fines taxonómicos y descriptivos, tanto las alas anteriores como las posteriores son divididas en áreas claramente definidas y la venación se designa con letras y números (Fig. 1G). Las alas posteriores se unen a las anteriores por medio del *frenulum*, un cepillo de cerdas en las hembras y una única cerda firme en los machos (Pittaway, 1993).

El abdomen es generalmente robusto y fusiforme y está formado por diez segmentos. Los tergitos 2-8 en los machos y 2-7 en las hembras rematan posteriormente con una o varias series de espinas, que son importantes para la identificación de géneros. Las pleuras presentan espiráculos, orificios en el cuerpo a través de los cuales se intercambian los gases respiratorios. En los machos, los dos últimos segmentos abdominales están fusionados y modificados para formar la genitalia externa. Los órganos genitales son de importancia diagnóstica en la taxonomía de los esfíngidos ya que difieren tanto entre especies como entre géneros (Rotschild & Jordan, 1903; Kitching *et al.*, 2013).

Biología y ecología

La biología de los adultos está dominada por su extraordinaria capacidad de vuelo y por la presencia de una probóscide que utilizan para libar néctar de las flores o agua de arroyos y charcos (Janzen, 1984). Los esfíngidos son capaces de mantener el vuelo en un punto fijo, de volar hacia atrás y aun de manera invertida y algunas especies son capaces de desplazarse velozmente en semicírculos alrededor de la flor mientras que la probóscide se mantiene fija libando el néctar (Wasserthal, 1994). Pueden, además, desplazarse a grandes distancias como es el caso de algunas especies que son conocidas por realizar migraciones y volar sobre

el Mediterráneo desde África hasta Europa, o desde el continente hacia islas oceánicas como Islandia o las Islas Malvinas (Pittaway, 1993). Algunas especies presentan probóscides que superan los 20 cm de longitud, lo que los convierte en el grupo de insectos con las piezas bucales de mayor tamaño conocido (Müller, 1873; Rotschild & Jordan, 1903). El caso extremo lo representa la especie neotropical *Amphimoea walkeri*, algunos de cuyos individuos presentan trompas que alcanzan los 28 cm de longitud (Amsel, 1938). En algunas especies la probóscide es reducida, delgada, frágil y no funcional, al menos para libar néctar de las flores. Excepcionalmente en el genéro *Acherontia* la probóscide es corta, robusta y terminada en punta, y se encuentra modificada para perforar las celdas de las colmenas y alimentarse de miel (Kitching, 2003). El rango de variación en la longitud de la probóscide en especies presentes en Argentina se extiende desde menos 1 cm en *Orecta lycidas* hasta más de 25 cm en *Neococytius cluentius* (Tabla I).

Los órganos de los sentidos de los adultos (audición, visión y olfato) están notablemente adaptados a la

Tabla I. Longitud media de la probóscide (mm) en orden creciente de longitud de 61 especies de esfíngidos presentes en Argentina. CV= coeficiente de variación, Mín.= valor mínimo y Máx.= valor máximo medido

Especie	*n*	Longitud media de la probóscide (mm)	CV	Mín.	Máx.
Orecta lycidas	1	8,63			
Callionima grisescens	82	15,5	7,47	12,53	18,18
Callionima nomius	1	17,29			
Callionima innus	4	17,91	5,16	16,94	18,72
Perigonia ilus	1	18,02			
Callionima parce	2	18,38	7,2	17,44	19,31
Neogene revei	3	19,37	8,31	18,19	21,2
Eupyrrhoglossum sagra	1	22,77			
Adhemarius gannascus	12	23,99	8,07	21,01	27,57
Erinnyis domingonis	4	26,83	5,43	25,27	28,71
Erinnyis obscura	22	26,97	6,97	22,68	29,47
Hyles euphorbiarum	23	28,03	11,64	24,93	41,22
Pachylioides resumens	1	28,06			
Manduca undata	8	30,12	13,44	23,54	35,65
Xylophanes tersa	111	30,92	8,67	20,09	37,95
Xylophanes pluto	37	34,3	7,69	22,98	38,33
Hyles lineata	16	34,36	9,51	26,21	38,74
Xylophanes schreiteri	64	35,08	7,21	21,83	40,75
Pachylia syces	1	35,41			
Erinnyis ello	20	35,65	10,25	30,83	47,24
Xylophanes ceratomioides	6	35,97	5,67	33,55	39,28
Manduca jordani	1	36,74			
Xylophanes titana	13	36,93	4,8	33,66	40,19
Erinnyis impunctata	2	38,16	2,21	37,56	38,75
Erinnyis crameri	3	38,34	5	36,29	40,09
Xylophanes anubus	1	38,61			
Xylophanes docilis	2	38,74	4,22	37,58	39,89
Erinnyis alope	3	38,81	8,65	34,97	41,18
Erinnyis oenotrus	15	39,16	9,45	28,58	43,47
Erinnyis lassauxii	5	39,78	13,61	32,95	46,24
Eumorpha triangulum	1	41,02			
Eumorpha analis	22	41,11	21,41	4,42	48,02
Pseudosphinx tetrio	3	44,38	1,48	43,63	44,82
Eumorpha neuburgeri	35	45,04	6,5	36,2	50,23
Manduca armatipes	31	45,74	8,1	38,77	55,77
Xylopahnes chiron	2	46,01	1,72	45,45	46,57
Eumorpha labruscae	1	47,14			
Madoryx oiclus	1	47,24			
Pachylia ficus	1	47,65			

Eumorpha fasciatus	6	48,08	15,62	43,24	63,04
Lintneria phalerata	33	48,7	6,21	41,53	53,28
Lintneria aurigutta	4	55,63	25,85	47,09	77,09
Manduca bergi	93	56,13	6,79	44,94	70,46
Eumorpha labruscae	6	56,29	4,33	53,2	58,87
Lintneria maura	219	56,5	8,31	38,2	71,16
Manduca diffissa	282	61,48	14,85	34,29	101,25
Manduca albiplaga	2	64,74	17,26	56,84	72,64
Euryglottis guttiventris	14	65,85	3,79	60,63	70,22
Manduca scutata	4	72,12	6,86	67,41	78,66
Cocytius duponchel	10	75,6	10,98	63,65	85,75
Manduca stuarti	15	78,59	6,08	66,23	85,34
Manduca tucumana	201	79,05	5,83	63,01	94,47
Cocytius lucifer	4	84,94	9	78,09	95,35
Cocytius beelzebuth	1	87,85			
Manduca sexta	124	98,24	13,79	53,58	118,36
Agrius cingulata	43	104,59	9,64	77,08	121
Cocytius antaeus	17	112,1	9,64	88,17	137,01
Manduca rustica	59	118,93	11,33	68,93	139,64
Amphimoea walkeri	1	172,28			
Neococytius cluentius	15	185,41	17,67	125,37	246,1

vida nocturna y cumplen un papel fundamental en la localización tanto de la fuente de alimento como de los depredadores. Un órgano auditivo formado a partir de piezas bucales modificadas evolucionó dos veces de manera independiente en la familia (Choerocampina y Acherontini). Este órgano permite a las polillas detectar las frecuencias ultrasónicas emitidas por los murciélagos y modificar su comportamiento realizando cambios bruscos en la velocidad y dirección de vuelo (Roeder & Treat, 1970; Göpfert & Wasserthal, 1999; Göpfert *et al.*, 2002). Los esfíngidos poseen una excelente visión gracias a la presencia de grandes ojos compuestos que les proporcionan un amplio ángulo de visión y les permiten ver tanto hacia delante como detrás de la cabeza (Warrant *et al.*, 2003). Es sorprendente que, de forma contraria a lo que sucede con la mayoría de los mamíferos incluyendo a los humanos, los esfíngidos adultos tienen la capacidad de percibir los colores en condiciones de penumbra como cuando la iluminación proviene de las estrellas en noches sin luna (Kelber *et al.*, 2002; Johnsen *et al.*, 2006). El sentido del olfato también se encuentra muy desarrollado. Debido a la presencia de sensilias en las antenas, son capaces de percibir gran diversidad de compuestos volátiles. Los machos detectan las feromonas sexuales emitidas por las hembras para la localización de hembras receptivas (Tumlinson *et al.*, 1989) y las hembras utilizan diferentes volátiles producidos por la parte vegetativa de las plantas para localizar el sitio de oviposición, donde posteriormente se alimentarán sus larvas (Fraser *et al.*, 2003). Tanto los machos como las hembras utilizan diferentes compuestos volátiles florales (terpenos y compuestos aromáticos principalmente) como señales para la localización de las flores donde obtienen su alimento (Daly & Smith, 2000; Daly *et al.*, 2001; Raguso *et al.*, 2005). Los esfíngidos viven de semanas a meses como adultos y visitan muchas flores cada noche en busca de néctar para satisfacer las necesidades energéticas de su vuelo poderoso (Heinrich & Casey, 1973; Janzen, 1984). Es por esta razón que cumplen un papel muy importante como polinizadores en regiones tropicales y subtropicales (Apéndice 2; Silberbauer-Gottsberger & Gottsberger, 1975; Cruden *et al.*, 1976; Grant, 1983, 1985; Nilsson *et al.*, 1987; Haber & Frankie, 1989; Bawa, 1990). Los adultos de la mayoría de las especies son activos principalmente durante la noche, y en consecuencia, las flores de las que se alimentan generalmente son de antesis nocturna y se caracterizan por presentar corolas de colores claros con tubos o espolones de gran longitud, emitir perfumes dulces e intensos y ofrecer grandes cantidades de néctar diluido como recompensa (Vogel, 1954; Baker, 1961; Haber & Frankie, 1989; Moré, inéd.). El ajuste estructural entre los esfíngidos y las flores que ellos polinizan es tan evidente que Darwin (1862) fue capaz de predecir la existencia de un esfíngido, hasta ese momento desconocido, con una probóscide extraordinariamente larga capaz de libar el néctar contenido en el tercio inferior del espolón de 40 cm de largo de la orquídea malgache, *Angraecum sesquipedale*. En 1873, Fritz Müller dio a conocer un esfíngido de Brasil con una probóscide de cerca de 25 cm de longitud, demostrando así que una polilla tan descomunal realmente existía, aunque no en Madagascar. Posteriormente, 41 años luego de la predicción de Darwin, el respectivo esfíngido proveniente de Madagascar fue descripto por Rothschild & Jordan (1903) como *Xanthopan morganii praedicta*. Sin embargo, fue sólo recientemente que Wasserthal (1997) capturó un esfíngido que transportaba un polinario de *A. sesquipedale* adherido a su probóscide, comprobando que la polinización de la orquídea por ese lepidóptero efectivamente tiene lugar en la naturaleza.

Los órganos de los sentidos de los esfíngidos adultos cumplen un papel fundamental tanto en la localización de las flores como en la obtención del néctar (Kelber *et al.*, 2002; Raguso & Willis, 2002, 2005; Balkenius *et al.*, 2004; Goyret & Raguso, 2006). Por mucho tiempo se ha conocido que estímulos visuales (Knoll, 1922) y olfativos (Brantjes, 1978) atraen a diferentes especies de esfíngidos a las flores. Aunque, fue sólo recientemente que se dilucidó, tanto en condiciones de laboratorio como en la naturaleza, que es necesaria la presencia simultánea de señales visuales y olfativas para que se desencadene el comportamiento de alimentación (vuelo de acercamiento y extensión de la probóscide) en el esfíngido nocturno *Manduca sexta* (Raguso & Willis, 2002, 2005; Raguso *et al.*, 2005). La presencia de señales táctiles en las flores, como por ejemplo limbos con forma estrellada y la existencia de guías tridimensionales en los pétalos dirigidos al centro de la flor, cumplen papel importante en *M. sexta* para que los adultos introduzcan exitosamente la probóscide en los angostos tubos de las flores (Goyret & Raguso, 2006). Además, estudios de comportamiento realizados con *Deilephila elpenor* y *Macroglossum stellatarum* utilizando flores artificiales inodoras de diferentes colores, que contenían o no una solución azucarada como recompensa, demostraron que al menos esfíngidos de estas especies son capaces de modificar sus preferencias innatas de coloración de corola a través de aprendizaje asociativo (Kelber, 1996; Balkenius & Kelber, 2004). Por otro lado, estudios realizados con *M. sexta* demuestran que los esfíngidos son capaces de asociar determinados compuestos químicos, que habitualmente se encuentran presentes en los perfumes de flores esfingófilas, con la presencia de néctar (Daly & Smith, 2000; Daly *et al.*, 2001). Estos estudios demostraron que los esfíngidos adultos tienen la notable capacidad de asociar determinadas señales visuales y olfativas con la presencia de recompensa en flores artificiales. Los esfíngidos nocturnos utilizarían las fragancias florales y el CO_2 emitido por las flores como señales a larga distancia, ya que los adultos se acercan típicamente a las flores volando en forma de zig-zag en dirección contraria al viento, siguiendo la estela de olor; mientras que las señales visuales se utilizarían como señales a distancias medias y cortas (Raguso *et al.*, 2005; Goyret, 2008; Goyret *et al.*, 2008).

Los adultos no sólo aprenden a localizar a las flores dentro de su territorio, sino que además recuerdan la posición de las mismas y visitan cada parche de flores aproximadamente a la misma hora cada día (Janzen, 1984; Pittaway, 1993). El esfíngido nocturno *Deilephila elpenor* es capaz de utilizar dos estrategias diferentes para localizar y utilizar repetidamente a flores artificiales como fuente de alimento, ya sea un estímulo visual (el color) o la posición espacial relativa de las mismas. Lo interesante es que esta polilla cambia la estrategia para localizar a sus flores según la coloración que éstas presenten. Así, cuando las flores son de colores diferentes utiliza un estímulo visual para alimentarse pero cuando el color es semejante lo hace recordando la posición espacial relativa de las flores en el parche (Balkenius & Kelber, 2004; Balkenius *et al.*, 2004).

Importancia económica

Dado que las larvas son voraces defoliadoras, principalmente en el último estadio de desarrollo, pueden potencialmente infligir daños considerables en cultivos (Janzen, 1984, 1988). Sin embargo, la existencia solitaria de la mayoría de las larvas no predispone explosiones demográficas a gran escala y en sus hábitats naturales sólo parecen defoliar ocasionalmente a sus plantas huéspedes (Hodges, 1971; Janzen, 1984). Una de las especies que origina mayores pérdidas económicas en los cultivos es *Manduca sexta*, ampliamente distribuida en todo el continente americano, que puede ocasionar daños considerables en plantaciones de tomate y tabaco (Kitching & Cadiou 2000). Otras especies que han sido citadas como plagas son *Manduca quinquemaculata* en plantaciones de tomate, *Erinnyis ello* en plantaciones de varias especies de Euphorbiaceae como la mandioca, el caucho y algunas variedades de "*Poinsettia*" (*Euphorbia pulcherrima*), *Erinnyis alope* en papaya, *Eumorpha labruscae* en plantaciones de vid y *Agrius cingulata* en plantaciones de batata (Winder, 1976; Brewer & Argüello, 1986; Belloti *et al.*, 1992).

Los adultos son importantes polinizadores en regiones tropicales y subtropicales, y un gran número de especies de plantas dependen de la visita de los adultos para la formación de frutos (Haber & Frankie, 1989; Bawa, 1990; Darrault & Schlindwein, 2005; Raguso *et al.*, 2003; Moré *et al.*, 2006, 2007; Schlumpberger *et al.*, 2009, entre otros).

Diversidad y distribución geográfica

Se encuentran presentes en Argentina 117 especies de esfíngidos pertenecientes a 30 géneros (Apéndice 1; Moré *et al.*, 2005 y referencias allí citadas; Núñez-Bustos, 2005, 2009; Schmit *et al.*, 2004; Vaglia & Haxaire, 2005; Moré, inéd.). Las especies presentes en la Argentina representan el 37% de las especies neotropicales y el 8% de las especies citadas a nivel mundial (Kitching & Cadiou, 2000). Las provincias biogeográficas de las Yungas (y zonas de transición entre ésta y el Chaco Occidental) y Selva Paranaense son las que presentan la mayor diversidad (riqueza y uniformidad) de especies en Argentina (Moré, inéd.). Sin embargo, hay regiones en las que los esfíngidos aun han sido poco estudiados, como las provincias de Catamarca, Chaco, Formosa, y regiones de la provincia de Salta como el Parque Nacional Baritú, donde habría alta diversidad.

Se desconoce si alguna de las especies presentes en la Argentina requiere de consideraciones especiales para su conservación, ya que para la mayoría no se cuenta con suficiente información acerca de su ecología y biología. Varias especies sólo cuentan con registros de captura esporádicos y de más de un siglo de antigüedad, los que seguramente corresponden a especies que no se reproducen en Argentina y cuyos individuos arriban de forma errática al salirse de sus rutas habituales de vuelo (Janzen, 1984; Pittaway, 1993). Cabe mencionar que especies como *Orecta acuminata* y *Neogene carrerasi* sólo se conocen por el holotipo, recolectado

en ambos casos a principios del siglo XX (depositados en el Carnegie Museum of Natural History, Pittsburgh, Estados Unidos). Estas especies pueden ser raras en las colecciones porque se desconoce dónde viven y cuándo emergen los adultos.

Con respecto a los patrones de distribución geográfica, 11 de los 30 géneros presentes en el país son de distribución exclusivamente neotropical y se detallan a continuación con el correspondiente número de especies: *Aleuron* (1), *Amphimoea* (1), *Eupyrrhoglossum* (1), *Euryglottis* (1), *Hemeroplanes* (2), *Isognathus* (3), *Neococytius* (1), *Neogene* (3), *Nyceryx* (2), *Orecta* (2) y *Pachylioides* (1). Asimismo, los géneros que presentan el mayor número de especies en Argentina, *Erinnyis* (8), *Eumorpha* (10), *Manduca* (20) y *Xylophanes* (18), son exclusivamente americanos. Algunas especies comunes en Argentina, como *Agrius cingulata*, *Eumorpha labruscae*, *Hyles lineata*, *Manduca rustica*, *M. sexta* y *Xylophanes tersa*, presentan distribución amplia en todo el continente americano. Por otro lado, varias especies de *Eumorpha*, *Lintneria*, *Manduca*, *Neogene* y *Xylophanes* se restringen a zonas montañosas del sur de América del Sur. En la Argentina se encuentran presentes dos centros de concentración de especies, uno en el noroeste correspondiente a las Yungas (provincias de Jujuy, Salta y Tucumán) y otro en el noreste que se corresponde a la Selva Paranaense (Fig. 3; Cabrera, 1976; Schreiber, 1978; Valverde, 1999; Núñez-Bustos, 2005, 2009; Moré *et al.*, 2005; Schmit *et al.*, 2004; Moré, inéd.). Las Yungas se caracterizan por la presencia de las siguientes especies endémicas: *Eumorpha neuburgeri*, *Lintneria maura*, *L. phalerata*, *Manduca armatipes*, *M. bergamatipes*, *M. bergi*, *M. jordani*, *M. tucumana*, *M. undata*, *Neogene albescens*, *N. carrerasi*, *Orecta acuminata* y *Xylophanes schreiteri*. La Selva Paranaense se caracteriza por la presencia de *Manduca fosteri*, *M. lichenea*, *Xylophanes fosteri*, *X. isaon* y *X. marginalis* (Moré *et al.*, 2005; Moré, inéd.). Algunas especies de distribución sudamericana se asocian con regiones selváticas con estación seca marcada como es el caso de *Hyles euphorbiarum* y *Callionima grisescens* que se encuentran presentes en las regiones Chaqueña y de las Yungas en Argentina y en la región del Cerrado en Brasil (Moré *et al.*, 2005; Amorim *et al.*, 2009).

Colecciones de Sphingidae argentinas

En la Argentina, las colecciones más importantes se encuentran depositadas en el Instituto Fundación Miguel Lillo de San Miguel de Tucumán (IFML), el Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia" de Buenos Aires (MACN) y el Museo de La Plata (MLP). Los registros presentes en cada una de estas colecciones y en otras de menor envergadura no mencionadas aquí pueden consultarse en Moré *et al.* (2005). Estas colecciones cuentan con muchos ejemplares de la mayoría de los géneros y, en su mayor parte, están identificados hasta especie, aunque la nomenclatura no está siempre en el estado más actualizado. Varios ejemplares fueron estudiados y determinados por los expertos mundiales del grupo, J. M. Cadiou e I. J. Kitching. En el IFML se preservan las colecciones realizadas por Schreiter, Navarro y Valverde, entre otras. En el MACN se preservan las colecciones realizadas y estudiadas por Burmeister, Orfila, Partridge y Viana. La colección de Giacomelli se encuentra en parte aquí y en parte en el "Carnegie Museum of Natural History" de Pittsburg, EEUU (CMNH). La colección que previamente perteneció al Instituto de Investigaciones Entomológicas Salta (INESALT), con especímenes principalmente recolectados por Williner, se encuentra repartida entre el IFML, el MACN y diferentes colecciones del exterior que adquirieron los ejemplares. En el MLP se preserva parte de las colecciones de Breyer, Hayward, Jörgensen, Köhler y Zischka, entre otros. Cabe mencionar a las colecciones extranjeras del "The Natural History Museum" (Londres, Reino Unido; BMNH) y del "Carnegie Museum" (Pittsburgh, Estados Unidos; CMNH), que cuentan con valiosos ejemplares de esfíngidos capturados en la Argentina.

Clave para la identificación de los géneros argentinos de Sphingidae

1- Primer segmento del palpo labial con área de pelos sensoriales cortos en la base y en la superficie interna (Fig. 1A).....13
- Primer segmento del palpo labial sin área de pelos sensoriales cortos en la base y sobre la superficie interna (Fig. 1B).....2
2- Segmento terminal de la antena corto y densamente escamoso en el dorso; probóscide reducida (no supera la longitud del tórax).....3
- Segmento terminal de la antena no como arriba; probóscide de mayor longitud.....5
3- Tibia anterior termina en púa prominente...*Orecta*
- Tibia anterior no termina en púa prominente.....4
4- Segmento final de la antena largo; alas posteriores de color amarillo u ocre.....*Protambulyx*
- Segmento terminal de la antena menos de cuatro veces el ancho en la base; alas posteriores con tonos rosados.....*Adhemarius*
5- Arolio de la pata vestigial; abdomen con marcas rosadas laterales.....*Agrius*
- Arolio presente o ausente; abdomen con distintas coloraciones pero nunca con áreas rosadas laterales.....6
6- Tercer segmento del palpo desnudo, puntiagudo y prominente; gran espolón tibial terminal menor que la tibia.....7
- Tercer segmento del palpo no desnudo.....8
7- Ala posterior sin área discal translúcida.....*Neococytius*
- Ala posterior con área discal translúcida.....*Cocytius*
8- Arolio presente (Fig. 1F).....9
- Arolio ausente o reducido a un corto lóbulo triangular.....10
9- Pulvillo con dos lóbulos a cada lado (Fig. 1F).....*Amphimoea*
- Pulvillo con un lóbulo a cada lado.....*Manduca*
10- Tibia anterior no espinosa, si con pocas espinas en el ápice entonces con áreas amarillas en el abdomen.....11

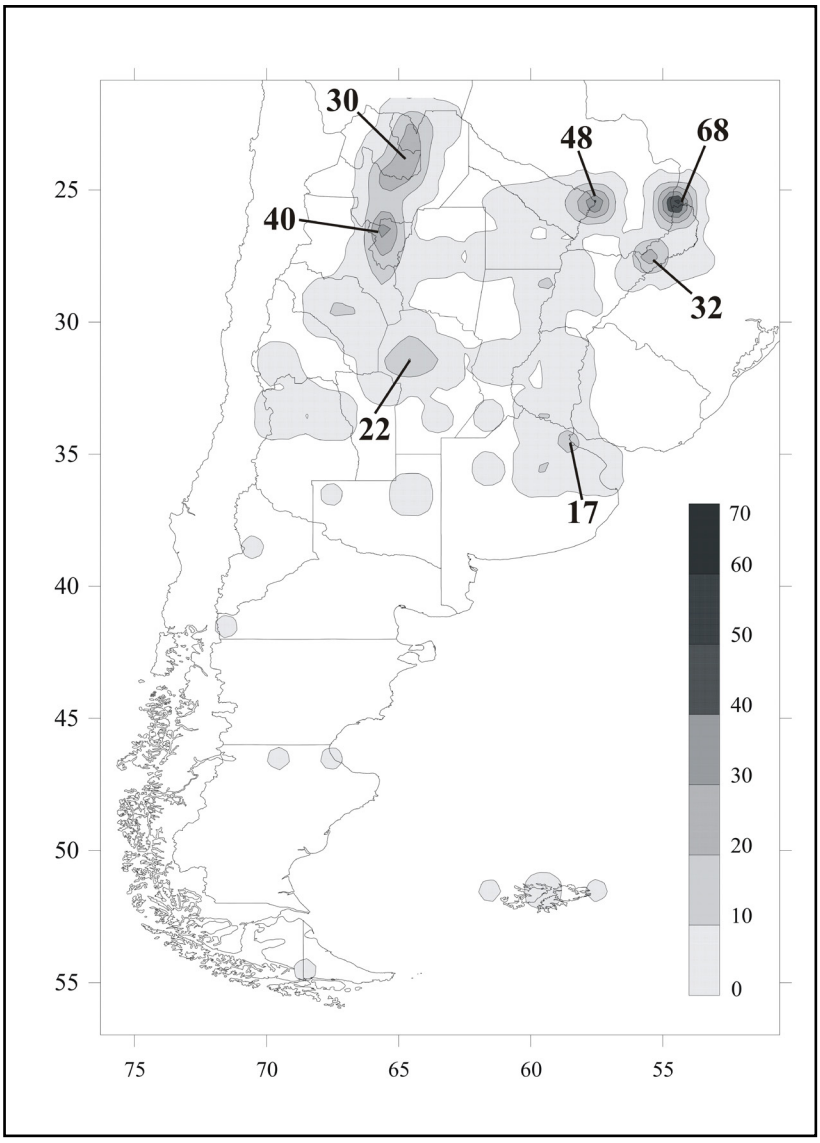


Fig. 3. Riqueza de especies de esfíngidos en la Argentina. Se indica el número de especies presentes en los sitios más ricos. Contornos realizados con Surfer® (Golden, EEUU).

- Tibia anterior espinosa, abdomen sin áreas amarillas.....*Lintneria*
11- Tórax y patas hirsutos, con escamas pilosas erguidas.....*Euryglottis*
- Tórax y patas no hirsutos.....12
12- Pilífero normal, con cerdas pardo amarillentas (Fig. 1D).....*Manduca*
- Pilífero con cerdas y escamas o todas las cerdas modificadas.....*Neogene*
13- Setas del lado interno del pilífero mucho más largas que las del lado externo.....14
- Setas del lado interno y externo del pilífero aproximadamente de la misma longitud.....15
14- Antenas setiformes.....*Xylophanes*
- Antenas notablemente engrosadas hacia el extremo.....*Hyles*
15- Espinas del abdomen en varias series.....16
- Espinas de los tergitos distales uniseriadas, todas largas o largas y cortas alternando.....17
16- Espinas de tergitos proximales del abdomen más anchas que largas.....30
- Espinas de tergitos proximales más largas que anchas.....26
17- Tergitos posteriores con espinas largas y cortas alternando.....19
- Tergitos posteriores con espinas largas solamente o con muy pocas espinas cortas.....20
18- Ala posterior con tonos ocres o rojizos o tórax con cresta dorsal.....*Callionima*
- Distinto que arriba.....19
19- Ala anterior angulosa.....*Madoryx*
- Ala anterior no angulosa.....*Pachylioides*
20- Tórax sin cresta dorsal.....21
- Tórax con cresta dorsal.....23
21- Margen exterior del ala anterior anguloso... .....*Hemeroplanes*
- Margen exterior del ala anterior no anguloso.....22
22- Abdomen dorsalmente de coloración uniforme o con franjas trasversales oscuras.....*Pachylia*

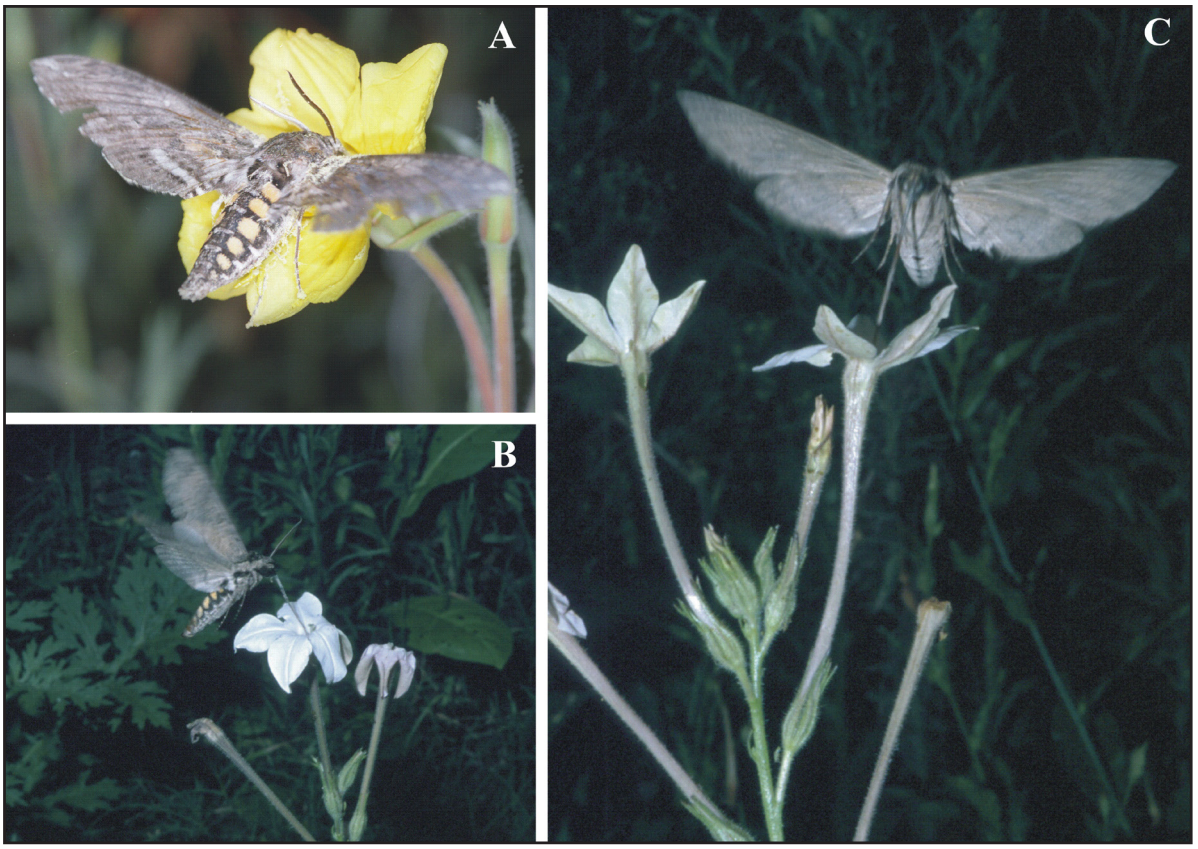


Fig. 4. A, *Manduca sexta* libando néctar de *Oenothera affinis* (vista caudal); B, *M. sexta* introduciendo su probóscide en una flor de *Nicotiana longiflora* (vista lateral); C, *M. bergi* visitando una flor de *N. longiflora* (vista frontal). (Foto A tomada por Alicia Sérsic.).

- Abdomen dorsalmente con al menos un par de manchas laterales o con una serie de manchas laterales que delimitan una franja longitudinal.....*Eumorpha*

23- Ala anterior dentada.....24
- Ala anterior de borde casi liso.....*Phryxus*

24- Ala posterior amarilla o de color rojizo al menos ventralmente en la base.....25
- Ala posterior gris y negra.....*Pseudosphinx*

25- Cresta del tórax alta.....*Erinnyis*
- Cresta del tórax baja.....*Isognathus*

26- Tibias espinosas.....*Unzela*
- Tibias no espinosas.....27

27- Segmento terminal de la antena filiforme.....29
- Segmento terminal de la antena corto, no filiforme.....28

28- Segundo segmento del palpo anguloso en la esquina superior externa.....*Aleuron*
- Palpo no anguloso.....*Enyo*

29- Ápice del ala anterior agudo.....*Perigonia*
- Ápice del ala anterior ondeado.....*Nyceryx*

30- Venas RS^3 y RS^4 anastomosadas en el extremo; banda transversal blanca en el abdomen y manchas blancas en las alas anteriores o con banda diagonal amarilla en alas posteriores y sin manchas blancas en las alas anteriores.....*Aellopos*
- Venas RS^3 y RS^4 no anastomosadas en el extremo; alas posteriores con banda diagonal amarilla y alas anteriores con manchas blancas.....*Eupyrrhoglossum*

Literatura citada

AMORIM, F., R.S. JR. ÁVILA, A.J.A. CAMARGO, A.L. VIEIRA & P.E. OLIVEIRA. 2009. A hawkmoth crossroads? Species richness, seasonality and biogeographical affinities of Sphingidae in a Brazilian Cerrado. *J. Biogeogr.* 36: 662-674.

AMSEL, H.G. 1938. *Amphimoea walkeri* Bsd., der Schwärmer mit dem längsten Rüssel! *Entomol. Rundsch.* 55: 165-167.

BAKER, H.G. 1961. The adaptation of flowering plants to nocturnal and crepuscular pollinators. *Quart. Rev. Biol.* 36: 64-73.

BALKENIUS, A. & A. KELBER. 2004. Colour constancy in diurnal and nocturnal hakwmoths. *J. Exp. Biol.* 207: 3307-3316.

BALKENIUS, A., A. KELBER & C. BALKENIUS. 2004. A model of selection between stimulus and place strategy in a hawkmoth. *Adapt. Behav.* 12: 21-35.

BAWA, K.S. 1990. Plant-pollinator interactions in tropical rain forests. *Annu. Rev. Ecol. Syst.* 21: 399-422.

BELLOTTI, A.C., V.B. ARIAS & O.L. GUZMAN. 1992. Biological control of the cassava hornworm *Erinnyis ello* (Lepidoptera: Sphingidae). *Fla. Entomol.* 75: 506-515.

BRANTJES, N.B.M. 1978. Sensory responses to flowers in night-flying moths. *En* Richards, A. J. (ed.). *The pollination of flowers by insects*. Academic Press, Londres.

BREWER, M.M. & N.V. ARGÜELLO. 1986. *Guía ilustrada de los insectos comunes de Argentina.* Fundación Miguel Lillo, San Miguel de Tucumán.

BURMEISTER, H. 1878. *Description physique de la République Argentine d´après des observations personelles et étrangères.* Paul-Émile Coni, Paris.

CABRERA, A.L. 1976. *Regiones Fitogeográficas Argentinas.* Acme, Buenos Aires.

COCUCCI A.A., M. MORÉ & A.N. SÉRSIC. 2009.¿Por qué son asimétricas las interacciones planta-polinizador?: Estudio de casos en plantas polinizadas por esfíngidos. *In:* Medel R., R. Zamora, M. Aizen & R. Dirzo (eds), *Interacciones planta-animal y la conservación de la biodiversidad*. CYTED, Madrid.

CRUDEN, R.W., S. KINSMAN, R.E. STOCKHOUSE II. & Y.B. LINHART. 1976. Pollination, fecundity, and the distribution of moth-flowered plants. *Biotropica* 8: 204-210.

D'ABRERA, B. 1986. *Sphingidae Mundi. Hawk moths of the world*. Classey, Faringdon.

DALY, K.C. & B.H SMITH. 2000. Associative olfactory learning in the moth *Manduca sexta*. *J. Exp. Biol*. 203: 2025-2038.

DALY, K.C., S. CHANDRA, M.L. DURTSCHI & B.H SMITH. 2001. The generalization of an olfactory-based conditioned response reveals unique but overlapping odour representations in the moth *Manduca sexta*. *J. Exp. Biol*. 204: 3085-3095.

DARRAULT, R.O. & C. SCHLINDWEIN. 2005. Limited fruit production in *Hancornia speciosa* (Apocynaceae) and pollination by nocturnal and diurnal insects. *Biotropica* 37: 381-38.

DARWIN, C. 1862. *On the various contrivances by which British and foreign orchids are fertilized by insects*. Murray, Londres.

FRASER A.M., W.L. MECHABER & J. HILDERBRAND. 2003. Electroantennographic and behavioral responses of the sphinx moth *Manduca sexta* to host plant headspace volatiles. *J. Chem. Ecol*. 29: 1813-1833.

GÖPFERT, M.C. & L.T. WASSERTHAL. 1999. Hearing with the mouthparts: behavioural responses and the structural basis of ultrasound perception in acherontiine hawkmoths. *J. Exp. Biol*. 202: 909-918.

GÖPFERT, M.C., A. SURLYKKE & L.T. WASSERTHAL. 2002. Tympanal and atympanal "mouth-ears" in hawkmoths (Sphingidae). *Proc. R. Soc. Biol. Sci. Ser. B* 269: 89-95.

GOYRET, J. 2008. The breath of a flower CO2 adds another channel -and then some- to plant-pollinator interactions. *Com. Integr. Biol*. 1: 1-3.

GOYRET, J. & R.A. RAGUSO. 2006. The role of mechanosensory input in flower handling efficiency and learning by *Manduca sexta*. *J. Exp. Biol*. 209: 1585-1593.

GOYRET, J., M. PFAFF, R.A. RAGUSO & A. KELBER. 2008. Why do *Manduca sexta* feed from white flowers? Innate and learnt colour preferences in a hawkmoth. *Naturwissenschaften* 95: 569-576.

GRANT, V. 1983. The systematic and geographical distribution of hawkmoth flowers in the temperate North American flora. *Bot. Gaz*. 144: 439-449.

GRANT, V. 1985. Additional observations on temperate North American hawkmoth flowers. *Bot. Gaz*. 146: 517-520.

HABER, W.A. & G.W. FRANKIE. 1989. A tropical hawkmoth community: Costa Rican dry forest Sphingidae. *Biotropica* 21: 155-172.

HEINRICH, B. & T.M. CASEY. 1973. Metabolic rate and endothermy in sphinx moths. *J. Comp. Physiol*. 82: 195-206.

HODGES, R.W. 1971. Sphingoidea. *The moths of America North of Mexico, including Greenland* 21: 1-158. The Curwen Press, Londres.

JANZEN, D.H. 1984. Two ways to be a tropical big moth: Santa Rosa saturniids and sphingids. *Oxford Surv. Evol. Biol*. 1: 85-140.

JANZEN, D.H. 1988. Ecological characterization of a Costa Rican dry forest caterpillar fauna. *Biotropica* 20: 120-135.

JANZEN, D.H. & W. HALLWACHS. 2009. Dynamic database for an inventory of the macrocaterpillar fauna, and its food plants and parasitoids, of Area de Conservacion Guanacaste (ACG), northwestern Costa Rica. *http://janzen.sas.upenn.edu*.

JOHNSEN S., A. KELBER, E. WARRANT, A.M. SWEENEY, E.A. WIDDER, R.L. JR. LEE & J. HERNÁNDEZ. 2006. Crepuscular and nocturnal illumination and its effects on color perception by the nocturnal hawkmoth *Deilephila elpenor*. *J. Exp. Biol*. 209: 789-800.

KAWAHARA, 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: 5719.

KELBER, A. 1996. Colour learning in the hawkmoth *Macroglossum stellatarum*. *J. Exp. Biol*. 199: 1127-1131.

KELBER, A., A. BALKENIUS & E.J. WARRANT. 2002. Scotopic colour vision in nocturnal hawkmoths. *Nature* 419: 922-925.

KITCHING, I.J. 2002. The phylogenetic relationships of Morgan´s Sphinx, *Xanthopan morganii* (Walker), the tribe Acherontiini, and allied long-tongued hawkmoths (Lepidoptera: Sphingidae, Sphinginae). *Zool. J. Linn. Soc*. 135: 471-527.

KITCHING, I.J. 2003. Phylogeny of the death's head hawkmoths, *Acherontia* [Laspeyres], and related genera (Lepidoptera: Sphingidae: Sphinginae: Acherontiini). *Syst. Entomol*. 28: 71-88.

KITCHING, I.J. & J.-M CADIOU. 2000. *Hawkmoths of the World: An Annotated and Illustrated Revisionary Checklist*. Cornell University Press, Ithaca- The Natural History Museum, Londres.

KITCHING, I.J., C.R. SMITH, V. BLAGODEROV, S.J. SADLER, R.P.W. YOUNG & M.J. SCOBLE (CATE SPHINGIDAE CONTENT TEAM). 2013. CATE (Creating a Taxonomic e-Science). Sphingidae, version 1.3. (*http://www.cate-sphingidae.org*).

KNOLL, F. 1922. Lichtsinn und Blumenbesuch des Falters von *Macroglossum stellatarum* (Insekten und Blumen III). *Abh. der Zool.-Bot. Ges. Wien* 12: 121-378.

LEPTREE TEAM. 2009. LepTree: A genomics inspired community collaboration. *(http://Leptree.net*).

MINET, J. 1994. The Bombycoidea: phylogeny and higher classification (Lepidoptera, Glossata). *Entomol. Scand*. 25: 63-88.

MORÉ, M. Inédito. *Estudios sobre esfingofilia en plantas con longitudes florales extremas de Argentina subtropical*. Tesis doctoral. Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales, Universidad Nacional de Córdoba. 2008.

MORÉ, M., I.J. KITCHING & A.A. COCUCCI. 2005. *Sphingidae: Esfíngidos de Argentina. Hawkmoths of Argentina*. L.O.L.A., Buenos Aires.

MORÉ, M., A.N. SÉRSIC & A.A. COCUCCI. 2006. Specialized use of pollen vectors by *Caesalpinia gilliesii*, a legume species with brush-type flowers. *Biol. J. Linn. Soc*. 88: 579-592.

MORÉ, M., A.N. SÉRSIC & A.A. COCUCCI. 2007. Restriction of pollinator assemblage through flower length and width in three long-tongued hawkmoth-pollinated species of *Mandevilla* (Apocynaceae, Apocynoideae). *Ann. Missouri Bot. Gard*. 94: 485-504.

MÜLLER, H. 1873. Proboscis capable of sucking the nectar of *Angraecum sesquipedale*. *Nature* 8: 223.

NAKAMURA, M. 1976. An inference on the phylogeny of Sphingidae in relation to habits and the structures of their immature stages. *Yugâto* 63: 19-28.

NAKAMURA, M. 1977. Supplement to the pupae of Japanese Sphingidae (Lepidoptera). *New Entomol*. 26: 1-13.

NATTERO, J., M. MORÉ, A.N. SÉRSIC & A.A. COCUCCI. 2003. Possible tobacco progenitors share long-tongued hawkmoths as pollen vectors. *Plant Syst. Evol*. 241: 47- 54.

NILSSON, L.A., L. JONSSON, L. RALISON & E. RANDRIANJOHANY. 1987. Angraecoid orchids and hawkmoths in central Madagascar: Specialized pollination systems and generalist foragers. *Biotropica* 19: 310-318.

NÚÑEZ-BUSTOS, E.O. 2008. Las especies de Sphingidae de la Reserva Privada Yacutinga, provincia de Misiones, Argentina (Lepidoptera: Sphingidae). *SHILAP Revta. Lepid*. 36: 219-226.

NÚÑEZ-BUSTOS, E.O. 2009. Sphingidae de la zona de Aguas Blancas, provincia de Salta (Argentina), con comen-

tarios sobre nuevos registros provinciales (Lepidoptera: Sphingidae). *SHILAP Revta. Lepid.* 37: 363-369.
OBERPRIELER, R.G. & N.J. DUKE. 1994. The life history and immature stages of *Spiramiopsis comma* Hampson, 1901 (Lepidoptera: Bombycoidea), with comments on its taxonomic position and on preimaginal characters of the Bombycoidea. *Nachr. Ent. Ver. Apollo (N.F.)* 15: 199-244.
OEHLKE, B. 2009. Sphingidae of the Americas. http://www.silkmoths.bizland.com/SphArgentina.htm
ORFILA, R.N. 1933. Estudios de Lepidopterología III. Catálogo Sistemático de los Sphingidae (Lep.). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 23: 189-206.
PITTAWAY, A.R. 1993. *The hawkmoths of the Western Palaearctic*. Harley Books, Colchester.
RAGUSO, R.A. & M.A. WILLIS. 2002. Synergy between visual and olfactory cues in nectar feeding by naïve hawkmoths, *Manduca sexta*. *Anim. Behav.* 64: 685-695.
RAGUSO, R.A. & M.A. WILLIS. 2005. Synergy between visual and olfactory cues in nectar feeding by wild hawkmoths, *Manduca sexta*. *Anim. Behav.* 69: 407-418.
RAGUSO R.A., C. HENZEL, S.L. BUCHMAN & G.P. NABHAM. 2003. Trumpet flowers of the Sonoran desert: floral biology of *Peniocereus* cacti and sacred *Datura*. *Int. J. Pl. Sci.* 164: 877-892.
RAGUSO, R.A., A.R. LECLERE & B. SCHLUMPBERGER. 2005. Sensory flexibility in hawkmoth foraging behavior: lessons from *Manduca sexta* and other species. *Chem. Senses* 30: i295-i296.
REGIER, J.C., A. ZWICK, M.P. CUMMINGS, A. KAWAHARA, S. CHO, S. WELLER, A. ROE, J. BAIXEIRAS, J.W. BROWN, C. PARR, D.R. DAVIS, M. EPSTEIN, W. HALLWACHS, A. HAUSMANN, D.H. JANZEN, I.J. KITCHING, M.A. SOLIS, S. YEN, A.L. BAZINET & C. MITTER. 2009. Toward reconstructing the evolution of advanced moths and butterflies (Lepidoptera: Ditrysia): an initial molecular study. *BMC Evol. Biol.* 9: 280.
REGIER, J.C., C.P. COOK, C. MITTER & 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. *Syst. Entomol.* 2008: 175-189.
ROBINSON, G.S., P.R. ACKERY, I.J. KITCHING, G.W. BECCALONI & L.M. HERNÁNDEZ. 2009. HOSTS - a database of the World's lepidopteran hostplants. http://www.nhm.ac.uk/research-curation/projects/hostplants/.
ROEDER, K.D. & A.E. TREAT. 1970. An acoustic sense in some hawkmoth (Choerocampinae). *J. Insect Physiol.* 16: 1069-1089.
ROTHSCHILD, L.W. & K. JORDAN. 1903. A revision of the lepidopterous family Sphingidae. *Novit. Zool.* 9: 1-972.
SCHLUMPBERGER, B., A. A. COCUCCI, M. MORÉ, A.N. SÉRSIC & R.A. RAGUSO. 2009. Extreme variation in floral characters and its consequences for pollinator attraction among populations of an Andean cactus. *Ann. Bot.* 103: 1489-1500.
SCHMIT, P., F. MEISTER & A. KNORKE. 2004. Contribution à la connaissance des Sphingidae (Lepidoptera) de deux Parcs Nationaux du Nord de l´ Argentine. *Bull. Lépid. parisiens.* 13: 42-45.
SCHREIBER, H. 1978. Dispersal centres of *Sphingidae* (Lepidoptera) in the Neotropical Region. *Biogeographica* 10: 1-195.
SCHREITER, R. 1926. Sphingidae: Estudio sobre las especies tucumanas de esta familia. *Mus. Hist. Nat. Univ. Nac. Tucumán.* 9: 3-24.
SILBERBAUER-GOTTSBERGER, I.S. & G. GOTTSBERGER. 1975. Über sphingophile Angiospermen brasiliens. *Plant Syst. Evol.* 123: 157-184.
SINGER, R.B. & A.A. COCUCCI. 1997. Eye attached hemipollinaria in the hawkmoth and settling moth pollination of *Habenaria* (Orchidaceae): A study on functional morphology in 5 species from subtropical South America. *Bot. Acta* 110: 328-337.
TUMLINSON, J.H., M.M. BRENNAN, R.E. DOOLITTLE, E.R. MITCHELL, A. BRABHAM, B.E. MAZOMENOS, A.H. BAUMHOVER & D.M. JACKSON. 1989. Identification of a pheromone blend attractive to *Manduca sexta* (L.) males in a wind tunnel. *Arch. Ins. Biochem. Physiol.* 10: 255-271.
VAGLIA, T. & J. HAXAIRE. 2005. Revision des *Adhemarius* du complexe *gannascus*. *Lambillionea* 1: 1-40.
VAGLIA, T. & J. HAXAIRE. 2009. Description d'un nouveau Sphingidae néotropical, *Xylophanes crenulata*. *The European Entomologist* 1: 79-86.
VALVERDE, L. 1999. Sphingidae del Parque Nacional Calilegua, Jujuy, Argentina (Insecta: Lepidoptera). *SHILAP Revta. Lepid.* 27: 215-223.
VESPRINI, J.L. & L. GALETTO. 2000. The reproductive biology of *Jaborosa integrifolia* (Solanaceae): Why its fruits are so rare? *Pl. Syst. Evol.* 225: 15-28.
VOGEL, S. 1954. Blütenbiologische Typen als Elemente der Sippengliederung. *Bot. Stud.* 1: 1-338.
WARRANT, E., A. KELBER & N.P. KRISTENSEN. 2003. Eyes and vision. *In:* Kristensen, N.P. (ed.), *Handbook of zoology. Vol IV. Lepidoptera 2*. De Gruyter, Berlín.
WASSERTHAL, L.T. 1994. Flower jumping and swing-hovering of long tongued hawkmoths, adaptation for predator avoidance during flower visits. *Ver. Dtsch. Zool. Ges.* 271.
WASSERTHAL, L.T. 1997. The pollinators of the Malagasy star orchids *Angraecum sesquipedale*, *A. sororium* and *A. compactum* and the evolution of extremely long spurs by pollinator shift. *Bot. Acta* 110: 343-359.
WINDER, J.A. 1976. Ecology and control of *Erinnyis ello* and *E. alope*, important insect pests in the New World. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 22: 449-466.
ZWICK, A. 2008. Molecular phylogeny of Anthelidae and other bombycoid taxa (Lepidoptera: Bombycoidea). *Syst. Entomol.* 33: 190-209.

Apéndice 1. Especies argentinas de esfíngidos, detallando las provincias en las que se realizaron capturas de ejemplares y las familias de plantas sobre las que han sido registradas larvas alimentándose (Moré *et al.*, 2005; Moré, inéd. y bibliografía allí citada, Nuñez-Bustos, 2009; Vaglia & Haxaire, 2009). Los registros entre paréntesis están basados en sólo una observación y están seguidos con un signo de pregunta cuando se considera que el registro es dudoso. s.d. sin datos.

Adhemarius daphne (Boisduval, 1875). Cs., Ju., Mnes., Sal. Lauraceae.
Adhemarius gannascus (Stoll, 1790). Cs., Ju., Mnes., Sal. Lauraceae, (Rubiacaeae).
Adhemarius palmeri (Boisduval, [1875]). Mnes.
Aellopos ceculus (Cramer, 1777). s.d. Rubiaceae.
Aellopos clavipes (Rothschild & Jordan, 1903). s.d. Rubiaceae.
Aellopos fadus (Cramer, 1775). Mnes. Rubiaceae.
Aellopos tantalus (Linnaeus, 1758). Bs.As., Cm., Cha., Fo., Mnes., Tuc. Buddlejaceae, (Combretaceae), Rubiaceae.
Aellopos titan (Cramer, 1777). Fo., Sal., Mnes. (Buddlejaceae), Rubiaceae.
Agrius cingulata (Fabricius, 1775). Bs.As., Cba., Ju., L.P., L.R., Mnes., Sal., S.Fe, Tuc. Annonaceae, Asteraceae, Convolvulaceae, Solanaceae.
Aleuron chloroptera (Perty, [1833]). Mnes. Dilleniaceae.
Aleuron neglectum Rothschild & Jordan, 1903. Mnes. Dilleniaceae.
Amphimoea walkeri (Boisduval, [1875]). Mnes. (Annonaceae).
Callionima grisescens (Rothschild, 1894). Cm., Cba., Cha., Ju., L.R., Mnes., Sal., S.L., S.E., Tuc. Apocynaceae.

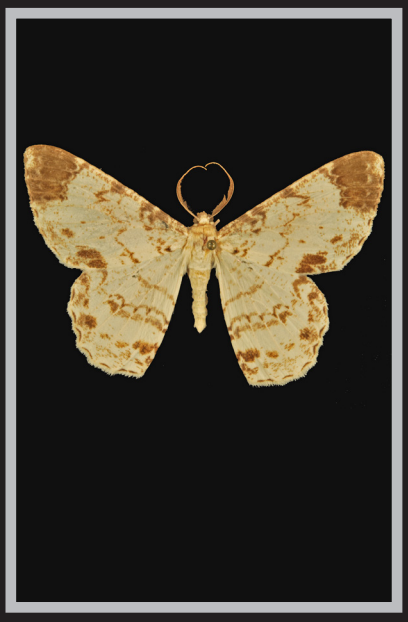
Callionima inuus (Rothschild & Jordan, 1903). Mnes., Cs. Apocynaceae.
Callionima nomius (Walter, 1856). Mnes. (Apocynaceae).
Callionima parce (Fabricius, 1775). Mnes. Apocynaceae.
Cocytius antaeus (Drury, 1773). Cha., Fo., Mnes., Sal., Tuc. Annonaceae, Euphorbiaceae.
Cocytius duponchel (Poey, 1832). Mnes., Sal., Tuc. Annonaceae, Euphorbiaceae, (Piperaceae).
Cocytius lucifer Rothschild & Jordan, 1903. Mnes. Annonaceae.
Enyo gorgon (Cramer, 1777). Mnes. (Dilleniaceae), Vitaceae.
Enyo lugubris (Linnaeus, 1771). Bs.As., Cha., Fo., L.R., Sal., Mnes., Tuc. Dilleniaceae, (Rosaceae), Rubiaceae, Solanaceae, Vitaceae.
Enyo ocypete (Linnaeus, 1758). Mnes., Sal. Actinidiaceae, (Buddlejaceae), Dilleniaceae, Onagraceae, Vitaceae.
Erinnyis alope (Drury, 1773). Cba., Mnes., Sal., Tuc. Apocynaceae, Caricaceae, Euphorbiaceae, (Malvaceae?), (Papaveraceae).
Erinnyis crameri (Schaus, 1898). Cs., Fo., L.R., Mnes. Apocynaceae, (Euphorbiaceae).
Erinnyis domingonis (Butler, 1875). Cba., Sal., Tuc. (Apocynaceae).
Erinnyis ello (Linnaeus, 1758). Bs.As., Cm., Cba., Cs., Ju., L.R., Mnes., Sal., Tuc. Apocynaceae, Caricaceae, Chrysobalanaceae, Euphorbiaceae, Malvaceae, Moraceae, Myrtaceae, (Pedaliaceae), Sapotaceae, Solanaceae, (Urticaceae), (Vitaceae).
Erinnyis impunctata Rothschild & Jordan, 1903. Cba., Cs., Sal. (Apocynaceae).
Erinnyis lassauxii (Boisduval, 1859). Bs.As., Cba., Cha., Ju., Mnes., Sal., Tuc. Apocynaceae, (Caricaceae), (Euphorbiaceae).
Erinnyis obscura (Fabricius, 1775). Bs.As., Cm., Cba., Cs., Cha., E.R., Fo., Ju., L.R., Mnes., Sal., S.Fe, Tuc. Apocynaceae, Euphorbiaceae, (Rubiaceae?).
Erinnyis oenotrus (Cramer, 1780). Bs.As., Cba., Ju., Mnes., Sal., Tuc. Apocynaceae, Euphorbiaceae.
Eumorpha analis (Rothschild & Jordan, 1903). Cm., Cba., Fo., Ju., Mnes., Sal., S.L., Tuc. Vitaceae.
Eumorpha anchemolus (Cramer, 1779). Mnes. Dilleniaceae, Vitaceae.
Eumorpha capronnieri (Boisduval, [1875]). s.d.
Eumorpha cissi (Schaufuss, 1870). Ju.
Eumorpha fasciatus (Sulzer, 1776). Bs.As., Cs., Cha., Fo.,Mnes. (Dilleniaceae), (Lythraceae), Onagraceae.
Eumorpha labruscae (Linnaeus, 1758). Bs.As., Cba., Cs., E.R., Mnes., Sal., Tuc. Asteraceae, (Magnoliaceae ?), (Menispermaceae), Onagraceae, Vitaceae.
Eumorpha neuburgeri (Rothschild & Jordan, 1903). Cm., Ju., Sal., Tuc.
Eumorpha translineatus (Rothschild, 1895). s.d.
Eumorpha triangulum (Rothschild & Jordan, 1903). Mnes., Tuc. Actinidiaceae.
Eumorpha vitis (Linnaeus, 1758). Bs.As., Cba., Fo., L. R., Sal., S.Fe, Tuc. Vitaceae.
Eupyrrhoglossum sagra (Poey, 1832). Bs.As., Cha., Mnes. Rubiaceae.
Euryglottis guttiventris Rothschild & Jordan, 1903. Ju.
Hemeroplanes longistriga (Rothschild & Jordan, 1903). Mnes.
Hemeroplanes triptolemus (Cramer, 1779). Tuc. Apocynaceae.
Hyles annei (Guérin-Méneville, 1839). S.J. Nyctaginaceae, (Polygonaceae), (Vitaceae).
Hyles euphorbiarum (Guérin-Méneville & Percheron, 1835). Bs.As.,Cm., Cba., Cs., Chu., Ju., L.P., L.R., Mza., Mnes, Nq., Sal., S.L., T.F., Tuc. (Euphorbiaceae?), (Fabaceae), (Nyctaginaceae), Onagraceae, (Polygonaceae), Portulacaceae, (Solanaceae).
Hyles lineata (Fabricius, 1775). Cm., Cba., E.R., L.R., Sal., Tuc. (Adoxaceae), Amaranthaceae, (Anthericaceae), Asteraceae, Brassicaceae, (Caryophyllaceae), (Convolvulaceae), Cucurbitaceae, (Ericaceae), (Escalloniaceae), (Euphorbiaceae), (Fabaceae), (Geraniaceae), Grossulariaceae, (Lythraceae), Malvaceae, (Melastomataceae), Nyctaginaceae, (Oleaceae), Onagraceae, (Plantaginaceae), Polygonaceae, Portulacaceae, Rosaceae, Rubiaceae, (Salicaceae), Scrophulariaceae, Solanaceae, (Ulmaceae), (Urticaceae), Vitaceae.
Isognathus caricae (Linnaeus, 1758). Bs.As., Cba., Mnes. Apocynaceae, (Euphorbiaceae).
Isognathus leachii (Swainson, 1823). Mnes. Apocynaceae?, (Moraceae).
Isognathus menechus (Boisduval, [1875]). Tuc. Apocynaceae, (Moraceae).
Lintneria aurigutta (Rothschild & Jordan, 1903). Ju.
Lintneria justiciae Walker, 1856. E.R. Acanthaceae?.
Lintneria maura Burmeister, 1879. Cba., Ju., Sal., Tuc.
Lintneria phalerata Kernbach, 1955. Ju., Tuc.
Madoryx bubastus (Cramer, 1777). Mnes. Bignoniaceae, Rubiaceae.
Madoryx oiclus (Cramer, 1779). Sal. Bignoniaceae, Verbenaceae.
Madoryx plutonius (Hübner, [1819]). Mnes. Melastomataceae, (Vochysiaceae).
Manduca albiplaga (Walker, 1856). Ju., Mnes. Annonaceae, (Boraginaceae), (Solanaceae?).
Manduca armatipes (Rothschild & Jordan, 1916). Cm., Ju., Sal.,Tuc.
Manduca bergarmatipes (Clark, 1927). Tuc.
Manduca bergi (Rothschild & Jordan, 1903). Bs.As., Cm., Cba., Ju., L.R., Mnes., Sal., Tuc.. Bignoniaceae.
Manduca contracta (Butler, 1875). Bs.As., Cs., E.R., Sal., Tuc. (Piperaceae?), Solanaceae.
Manduca diffissa (Butler, 1871). Bs.As., Cba., Cha., E.R., Ju., L.R., Mza., Mnes., Sal., S.L., Tuc. Solanaceae.
Manduca florestan (Stoll, 1782). Cs., Ju., Mnes., Sal., S.Fe, Tuc. Bignoniaceae, Boraginaceae, (Garryaceae?), (Olacaceae), Verbenaceae.
Manduca fosteri (Rothschild & Jordan, 1906). s.d.
Manduca hannibal (Cramer, 1779). Mnes. Solanaceae, Verbenaceae.
Manduca jordani (Giacomelli, 1912). Cba., L.R., Sal., S.L., Tuc.
Manduca lefeburii (Guérin-Méneville, [1844]). Mnes. Salicaceae.
Manduca leucospila (Rothschild & Jordan, 1903). Ju., Sal.
Manduca lichenea (Burmeister, 1855). Mnes. (Bignoniaceae), Solanaceae.
Manduca manducoides (Rothschild, [1895]). Mnes. Annonaceae.
Manduca rustica (Fabricius, 1775). Bs.As., Cba., Cs., Cha., E.R., Fo., Ju., Mnes., Sal., S.E., Tuc. Araliaceae, Asteraceae, Bignoniaceae, Boraginaceae, Convolvulaceae, (Euphorbiaceae), Lamiaceae, (Lythraceae), Malvaceae, (Nyctaginaceae), Oleaceae, Pedaliaceae, (Rubiaceae), (Scrophulariaceae), Sterculiaceae, Verbenaceae.
Manduca scutata (Rothschild & Jordan, 1903). Ju., Sal.. Solanaceae.
Manduca sexta (Linnaeus, 1763). Cba., Cs., Ju., Fo., L.P., L.R., Mnes., Sal., S.L., S.E., Tuc. (Anacardiaceae), (Asteraceae), Brassicaceae, (Cannaceae), Convolvulaceae, (Geraniaceae), (Myrtaceae), Pedaliaceae, Solanaceae, Verbenaceae.
Manduca stuarti (Rothschild, 1896). Ju., Sal., Tuc.
Manduca tucumana (Rothschild & Jordan, 1903). Cm., Ju., Sal.,Tuc.
Manduca undata (Rothschild & Jordan, 1903). Cba., L.R., Sal., S.E., Tuc.
Neococytius cluentius (Cramer, 1775). Cba., Cha., Mnes., Sal., S.Fe, Tuc. Annonaceae, (Convolvulaceae?), Piperaceae.
Neogene albescens Clark, 1929. Cba., L.P., L.R., Sal.
Neogene carrerasi (Giacomelli, 1911). L.R..
Neogene reevei (Druce, 1882). Cba., E.R., L.R., Sal., Tuc.
Nyceryx alophus (Boisduval, [1875]). Bs.As., E.R., Mnes.
Nyceryx continua (Walter, 1856). Ju., Mnes.
Nyceryx nictitans (Boisduval, [1875]). Mnes. (Apocynaceae).
Nyceryx riscus (Schaus, 1890). Mnes. Bignoniaceae.
Orecta acuminata Clark, 1923. Tuc.

Orecta lycidas (Boisduval, [1875]). Bs.As., Cs., Mnes. Lauraceae.
Pachylia ficus (Linnaeus, 1758). Bs.As., Cba., Fo., Ju., Mnes., Sal. (Apocynaceae), Cecropiaceae, Moraceae, (Myrtaceae?).
Pachylia syces (Hübner, [1819]). Mnes., Sal. Cecropiaceae, Moraceae, Rosaceae?.
Pachylioides resumens (Walker, 1856). Bs.As., Cs., Cha., Fo., Ju., Mnes, Tuc. Apocynaceae.
Perigonia ilus Boisduval, 1870. Mnes. Aquifoliaceae, Rubiaceae.
Perigonia pallida Rothschild & Jordan, 1903. Cha., Mnes., Sal., S.Fe, Tuc.
Perigonia passerina Boisduval, [1875]. Mnes.
Phryxus caicus (Cramer, 1777). Mnes. Apocynaceae, (Caricaceae).
Protambulyx astygonus (Boisduval, [1875]). Mnes.
Protambulyx strigilis (Linnaeus, 1771). Fo., Ju., Mnes., Sal. Anacardiaceae, (Asteraceae), Erythroxylaceae, Simaroubaceae, (Smilacaceae).
Pseudosphinx tetrio (Linnaeus, 1771). Sal, Tuc. Apocynaceae, Euphorbiaceae.
Unzela japix (Cramer, 1776). Mnes. Dilleniaceae.
Xylophanes anubus (Cramer, 1777). Mnes. Fabaceae, Rubiaceae.
Xylophanes ceratomioides (Grote & Robinson, 1867). Ju., Mnes., Sal. Rubiaceae.
Xylophanes crenulata Vaglia & Haxaire 2009. Mnes.
Xylophanes chiron (Drury, 1773). Bs.As., Mnes, Sal., Tuc. (Icacinaceae), Rubiaceae.
Xylophanes docilis (Butler, 1875). Ju., Sal.
Xylophanes fosteri Rothschild & Jordan, 1906. s.d.
Xylophanes isaon (Boisduval, [1875]). Mnes.
Xylophanes loelia (Druce, 1878). Mnes. Onagraceae, Rubiaceae.
Xylophanes marginalis Clark, 1917. Mnes.
Xylophanes nabuchodonosor Oberthür, 1904. Ju.
Xylophanes pistacina (Boisduval, [1875]). Mnes. Rubiaceae.
Xylophanes pluto (Fabricius, 1777). Cs., Ju., Tuc. Erythroxylaceae, Rubiaceae.
Xylophanes porcus (Hübner, [1823]). Mnes. Rubiaceae.
Xylophanes resta Rothschild & Jordan, 1903. Ju., Sal.
Xylophanes schreiteri Clark, 1923. Cba., Ju., Tuc.
Xylophanes tersa (Linnaeus, 1771). Bs.As., Cm., Cba., Cs., E.R., Fo., Ju., Mnes., Sal., S.L., S.Fe, Tuc. (Bignoniaceae), (Ebenaceae), Fabaceae, (Lythraceae), (Malvaceae?), (Myrtaceae?), Rosaceae, Rubiaceae.
Xylophanes thyelia (Linnaeus, 1758). Mnes.
Xylophanes titana (Druce, 1878). Ju., Mnes., Sal. Rubiaceae.
Xylophanes tyndarus (Boisduval, [1875]). Mnes. Rubiaceae.

Apéndice 2. Especies de plantas presentes en Argentina subtropical en las que se observaron esfíngidos adultos visitando las flores o se capturaron individuos transportando polen sobre sus cuerpos. * Especie cultivada como ornamental.

Apocynaceae
Mandevilla laxa (Ruiz & Pav.) Woodson: *Lintneria maura, Manduca bergi, M. diffissa, M. tucumana* (Moré *et al.*, 2007).
Mandevilla longiflora (Desf.) Pichon: *Manduca sexta* (Moré *et al.*, 2007).
Mandevilla petraea (A. St.-Hil.) Pichon: *Lintneria maura, Manduca diffissa, M. sexta, M. rustica* (Moré *et al.*, 2007).
Asteraceae
Barnadesia odorata Griseb.: *Eumorpha analis, Manduca diffissa, Xylophanes tersa* (More, inéd.).
Bromeliaceae
Tillandsia xiphioides Ker. Gawl.: *Callionima grisescens, Hyles euphorbiarum, H. lineata, Manduca diffissa, M. rustica, M. sexta, S. maura* (More, inéd).
Cactaceae
Echinopsis ancistrophora Speg.: *Lintneria aurigutta, Manduca stuarti, M. tucumana* (Schlumpberger *et al.*, 2009).
Trichocereus candicans (Gillies ex Salm-Dick) Britton & Rose: *Callionima grisescens* (Moré, ined.).
Caprifoliaceae
**Lonicera japonica* Thunb. ex Murray: *Callionima grisescens, Hyles euphorbiarum, H. lineata, Manduca diffissa, M. rustica, M. sexta, S. maura, X. tersa*.
Convolvulaceae
Ipomoea alba L.: *Manduca sexta* (Moré, inéd.).
Fabaceae
Caesalpinia gilliesii (Wall. ex Hook.) D. Dietr.: *Agrius cingulata, Callionima grisescens, Hyles euphorbiarum, H. lineata, Lintneria maura, Manduca bergi, M. diffissa, M. florestan, M. sexta, Xylophanes tersa* (Moré *et al.*, 2006).
Lamiaceae
Hyptis mutabilis (Rich.) Briq.: *Callionima grisescens, Hyles euphorbiarum, H. lineata, Manduca diffissa, M. rustica, M. sexta, S. maura, X. tersa* (Moré, inéd.).
Malvaceae
Ceiba chodatti (Hassl.) Ravenna: *Manduca bergi, M. florestan, M. sexta* (Moré, inéd.).
Pseudobombax argentinum (R. E. Fr.) A.Robyns: *Manduca armatipes, M. bergi, M. florestan* (Moré, inéd.).
Martyniaceae
Craniolaria integrifolia Cham.: *Manduca tucumana* (Moré, inéd.).
Nyctaginaceae
**Mirabilis jalapa* L.: *Aellopos ceculus*? (Nuñez-Bustos, 2009), *Manduca diffissa* (Moré, inéd.).
Onagraceae
Oenothera affinnis Cambess.: *Hyles lineata, Lintneria maura, Manduca diffissa, M. sexta* (Moré, inéd.).
Oenothera indecora Cambess.: *Xylophanes tersa* (Moré, inéd.).
Orchidaceae
Habenaria gourlieana Gillies ex Lindl.: *Manduca sexta* (Singer & Cocucci, 1997).
Plumbaginaceae
Plumbago scandens L.: *Erinnyis ello, Manduca bergi, M. tucumana* (Moré, inéd.).
Rubiaceae
Heterophyllaea pustullata Hook.: *Callionima grisescens, Lintneria maura, L. phalerata, Manduca armatipes, M. bergi, M. diffissa, M. sexta, M. tucumana* (Moré, inéd.).
Solanaceae
Cestrum parqui L'Hér: *Callionima grisescens, Erinnyis lassauxii, Eumorpha analis, E. neuburgeri, Hyles euphorbiarum, H. lineata, Lintneria maura, L. phalerata, Manduca armatipes, M. bergi, M. diffissa, M. rustica, M. sexta, M. tucumana, Xylophanes pluto, X. tersa* (Moré, inéd.).
Jaborosa integrifolia Lam. (Solanaceae) *Eumorpha fasciatus, Manduca tucumana* (Vesprini & Galetto, 2000; Moré, inéd.).
Nicotiana longiflora Cav.: *Hyles lineata, Eumorpha neuburgeri, Euryglottis guttiventris, Lintneria maura, L. phalerata, Manduca bergi, M. diffissa, M. rustica, M. sexta, M. stuarti, M. tucumana, Xylophanes tersa, X. schreiteri* (Cocucci *et al.*, 2009; Moré, inéd.).
Nicotiana sylvestris Spegazzini & Comes: *Agrius cingulata, Manduca sexta, Manduca tucumana, Manduca diffissa* (Nattero *et al.*, 2003).
Nicotiana otophora Grisebach: *Manduca diffissa, Euryglottis guttiventris, Erinnyis ello* (Nattero *et al.*, 2003).
Petunia axillaris (Lam.) Britton, Stern & Poggenb.: *Manduca diffissa, M. rustica, M. sexta, M. tucumana, S. maura, X. tersa* (Moré, inéd.).
Verbenaceae
Glandularia platensis (Spreng.) Schnack & Covas: *Callionima grisescens, Eumorpha analis, E. neuburgeri, Hyles euphorbiarum, Lintneria maura, L. phalerata, Manduca bergi, M. diffissa, M. sexta, M. tucumana, Xylophanes pluto, X. tersa.*

GEOMETRIDAE



Adriana CHALUP

Fundación Miguel Lillo, Miguel Lillo 251, San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina
adriana.chalup@yahoo.com.ar

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Los geométridos constituyen el segundo grupo más diverso dentro de los lepidópteros, con aproximadamente 21.000 especies pertenecientes a ocho subfamilias. Siete de ellas están representadas en la Argentina, siendo las más diversas Ennominae y Larentiinae. La familia posee distribución mundial, mostrando la región Neotropical la mayor diversidad genérica. La clasificación de las subfamilias está débilmente sustentada y requiere de estudios más profundos para poder definir los grupos y las relaciones existentes entre ellos. Se incluyen descripciones de la familia y subfamilias, basadas en características del adulto, principalmente venación y genitalia; se ilustran los caracteres de mayor importancia taxonómica. Se presenta una reseña de los estudios realizados hasta el momento para la fauna argentina junto con una lista de las subfamilias con la diversidad genérica y específica para el país.

Abstract

Geometrids represent the second most diverse group within the Lepidoptera, with about 21,000 species belonging to eight subfamilies. Seven of them are represented in our country, the most diverse are Ennominae and Larentiinae. The family has worldwide distribution, the Neotropical region shows the higher generic diversity. The classification of the subfamilies is weakly supported and more studies are needed to define the groups and their relationships. I include descriptions of the family and subfamilies based on adult characters, especially venation and genitalia; illustrating the most important taxonomic characters. I provide an overview of the studies conducted so far to the Geometridae of Argentina with a list of subfamilies with generic and specific diversity for the country.

Introducción

La familia Geometridae (figs. 1-12) cuenta con unas 21.000 especies descriptas, siendo la segunda familia en tamaño dentro de los lepidópteros (Munroe, 1982). Se caracterizan por presentar alas anchas y cuerpo delgado, con aspecto y vuelo gráciles; sólo algunos pocos representantes poseen cuerpo robusto (Oenochrominae). Mientras que algunos muestran un colorido brillante y llamativo, otros presentan patrones de coloración críptica (Ennominae); los dibujos de las alas son simples con dos o tres líneas oscuras en las anteriores, las cuales se pueden continuar en las alas posteriores (Sterrhinae y Larentinae).

Los geométridos tienen distribución mundial, un 38% de la totalidad de especies se encuentra en las regiones Neotropical y Andina, siendo la zona tropical la más estudiada y la que más especies aportó (Heppner, 1991). Están definidos por la presencia de un par de órganos timpánicos situados en la base del abdomen con un ansa característica, generalmente ausencia de ocelo externo y la presencia de un grupo de pequeñas setas sensoriales ubicadas detrás de las antenas, el chaetosema (Scoble, 1992).

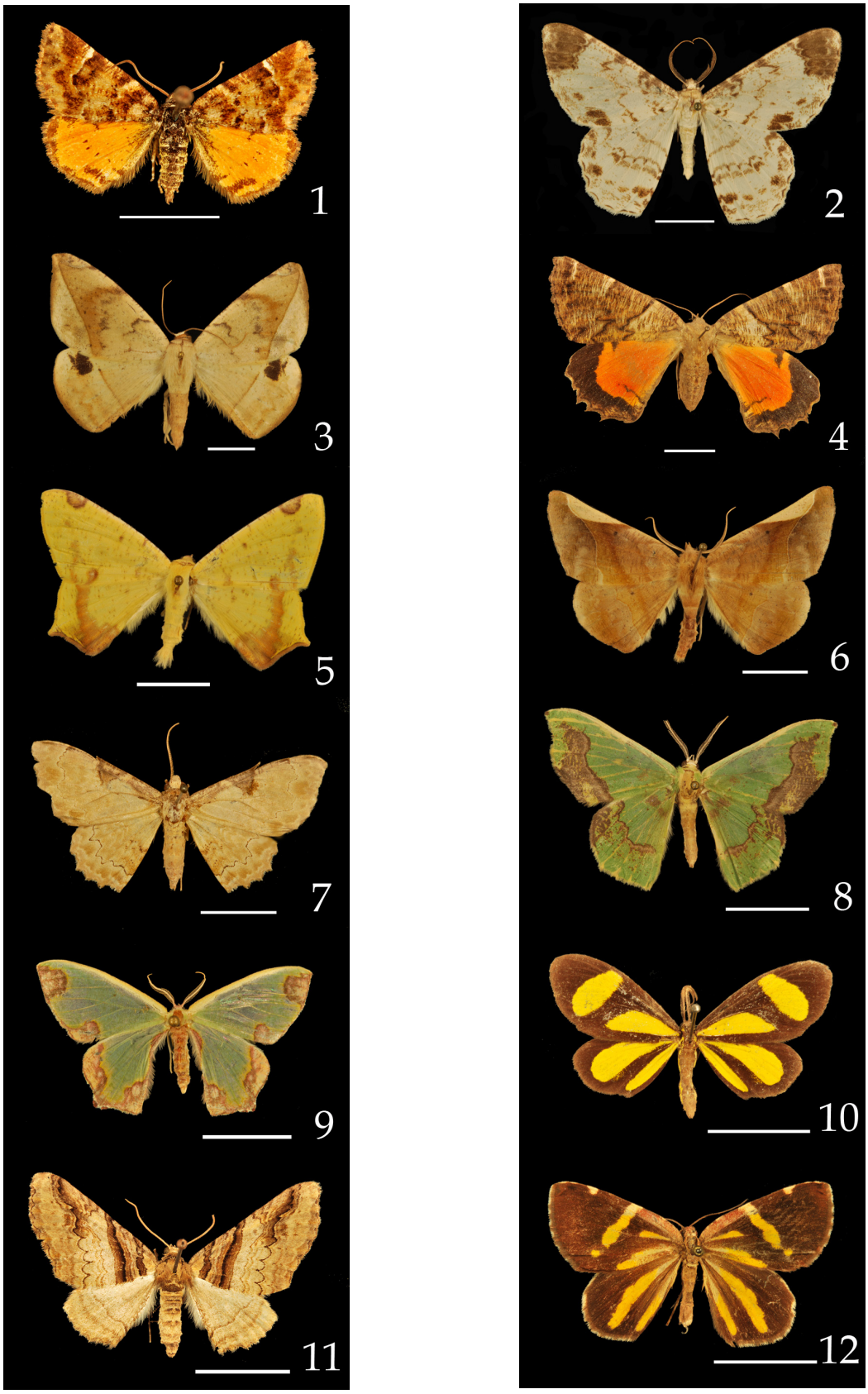


Fig. 1-12. Adultos. **Archieaerinae: 1.** *Archiearides fidonioides*. **Ennominae: 2.** *Epimecis puellaria*; **3.** *Oxydia vesulia vesulia*; **4.** *Catocalopsis medinae*; 5. *Nepheloleuca politia*; 6. *Hygrochroma nondina*. **Oenochrominae:** 7. *Ergavia benesignata*. **Geometrinae:** 8. *Phrudocentra janeira tenuis*; 9. *Oospila asmura*. **Sterrhinae:** 10. *Cyllopoda claudicola catabathmus*. **Larentiinae:** 11. *Anomozela cirrhiata*; 12. *Heterusia quadruplicaria*. (escala = 1 cm)

Se reconocen ocho subfamilias: Archiearinae, Oenochrominae, Geometrinae, Sterrhinae, Larentiinae, Ennominae, Desmobathrinae y Orthostixinae (http: // www. Herbulot.de); de todas ellas las siete primeras tienen representantes en Argentina. La filogenia a nivel de subfamilias está pobremente resuelta, y al menos una de ellas (Oenochrominae *sensu lato*) es claramente polifilética (Scoble, 1992). Algunos grupos están mejor definidos que otros y dentro de ellos hay algunos géneros homogéneos (Holloway *et al.*, 1987). Tal es el caso de la subfamilia Ennominae que ha recibido la atención de numerosos autores y posee grupos claramente definidos, como las tribus Macariini, Palyadini, Nacophorini y Lithinini; sin embargo, ciertos problemas aun necesitan ser resueltos dentro de la subfamilia, haciéndose ésto extensivo al resto de las Geometridae.

Antecedentes para la Argentina

Numerosos aportes al conocimiento de los geométridos de Argentina han sido realizados por diferentes autores. Los primeros trabajos referidos a nuestro país se encuentran incluidos en los extensos trabajos de Warren (1894, 1895, 1897, 1900, 1905, 1908) sobre fauna sudamericana; Druce (1891-1900, 1900) en su Biologia Centrali-Americana y Dognin (1885, 1890, 1897, 1900, 1924), con una larga serie de contribuciones sobre heteróceros de América del Sur. Todos ellos han sido de gran importancia pero no alcanzan a brindar una idea precisa de la fauna argentina.

Los trabajos de Giacomelli (1911, 1915) y Gahan (1953) se remiten a descripciones de algunos géneros y especies del centro y noroeste de Argentina, al igual que los estudios de Ricardo Orfila y Sergio Schajovskoy (Orfila & Schajovskoy, 1958, 1959, 1960, 1963) sobre lepidópteros del sur, que aportaron enormes conocimientos sobre nuestra fauna andino-patagónica.

Las revisiones sistemáticas realizadas por Frederick Rindge sobre la fauna argentino-chilena pertenecientes a las tribus Nacophorini (Rindge, 1961, 1971, 1973, 1983), Lithininii (Rindge, 1986) y Melanolophiini (Rindge, 1990b); y sobre varios géneros neotropicales (*Glena*, *Sabulodes* y *Phyle*) (Rindge, 1967, 1978, 1990a) permitieron conocer más sobre la diversidad de los geométridos en Argentina. El catálogo de Fletcher (1979) sobre géneros de Geometroidea a nivel mundial también aportó datos al conocimiento de la familia en nuestro país.

El primer trabajo en conjunto sobre la diversidad de geométridos fue el realizado por Prout (1910): "On the Geometridae of the Argentine Republic". Basándose en estudios de Burmeister (1878) y Berg (1877), material recolectado por los hermanos Bayne, en Buenos Aires y Mendoza, Giacomelli en La Rioja y trabajos mencionados anteriormente (Warren, Dognin, Druce), Louis Prout pudo recopilar el material necesario para dar lugar a la primera revisión de la familia para la Argentina.

Otras revisiones de subfamilias, tribus y géneros representados en Argentina, han sido realizadas en los últimos años por distintos autores. El equipo del British Museum conformado por Scoble, Pitkin, Parsons, Krüger y Honey, ha dedicado especial atención a la fauna de geométridos de América del Sur y Central, generando así una extensa lista de trabajos que aportaron enormes conocimientos sobre los Geometridae. Entre los más importantes se pueden citar el catálogo de Scoble (1999) sobre el cual se basa casi la totalidad de la sistemática actual de la familia; las revisiones de Geometrinae y Ennominae neotropicales (Pitkin, 1993, 1996, 2002); y las revisiones de las tribus de Ennominae: Palyadini (Scoble, 1994, 1995) y Macariini (Scoble & Krüger, 2002).

Asimismo, los estudios sistemáticos y de filogenia de Parra (1987, 1993, 1999, 2003, 2005, 2010) sobre géneros y tribus andino-patagónicas de Larentiinae y Ennominae han permitido conocer y ampliar la diversidad de esta fauna tan particular, al igual que los aportes de Chalup (2003, inéd (a), inéd. (b)) sobre géneros de Larentiinae y Ennominae de la Argentina.

Después de 100 años y, sobre la base de los trabajos de todos los autores mencionados anteriormente y de las colecciones de geométridos de Argentina y del exterior, se presenta una revisión de la composición faunística de la familia Geometridae para la Argentina.

Morfología del adulto

Para la diagnosis de los distintos taxones se sigue la clasificación propuesta por Scoble (1992). Todos los caracteres usados para el estudio de las subfamilias fueron tomados de estructuras de ejemplares adultos, principalmente los relacionados a patrones de coloración, venación alar y genitalia de machos y hembras. La terminología usada para referirse a estos últimos sigue a Klots (1956).

Cabeza finamente recubierta de escamas, para algunas subfamilias el recubrimiento suele tener importancia taxonómica como en Geometrinae (Figs. 8-9). Ojos compuestos pequeños en especies de hábitos diurnos, mientras que en especies nocturnas el diámetro ocular es mayor. Ocelos externos generalmente ausentes. Antenas pueden presentar dimorfismo sexual y ser pectinadas en los machos, como en muchos representantes de Nacophorini y Lithinini (Ennominae), o ser filiformes en ambos sexos, como en Euduliini (Larentiinae). La presencia de chaetosemata caracteriza a los geométridos y consiste en un pequeño grupo de setas sensoriales ubicadas por detrás de las antenas (Fig. 13).

Espinas tibiales 0-2-4, la tibia del tercer par de patas de los machos suele presentar un pincel o penacho de pelos alojado en un surco medio (Fig. 14). Epífisis tibial presente y con bordes dentados (Fig. 15). Alas grandes en relación a la delgadez del cuerpo y la fragilidad del vuelo. En algunos géneros se presenta reducción o apterismo en las hembras. En general patrón de coloración críptico, con predominancia de colores pardos y castaños, pero hay representantes de colores brillantes, característica que coincide con los hábitos de vuelo diurno o crepuscular (Fig. 10). Sin embargo hay excepciones de polillas de colores llamativos y brillantes cuyo vuelo y hábitos son nocturnos, como *Catocalopsis*

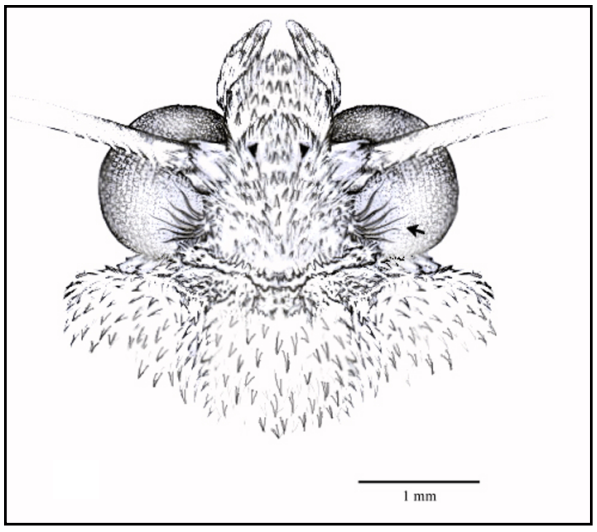


Fig. 13. Cabeza de adulto con detalle de chaetosemata

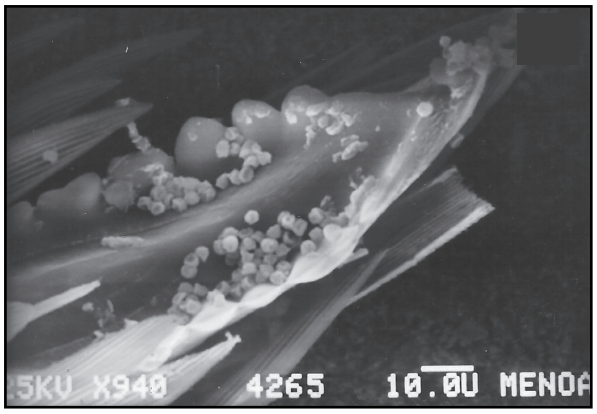


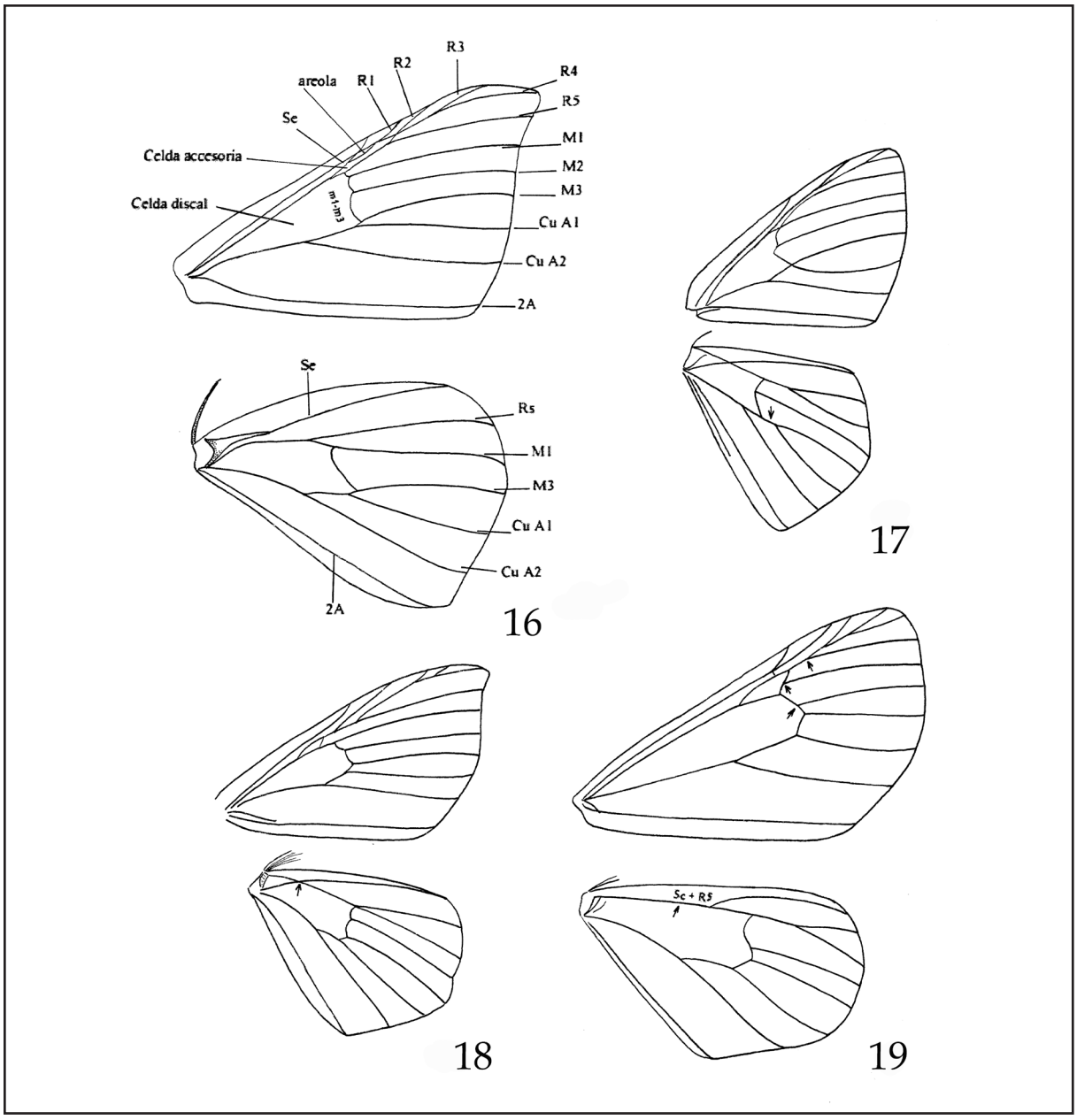
Fig. 15. Microfotografía mostrando detalle de epífisis tibial (Ennominae).

Fig. 14. Pata con surco y pincel tibial *Sericoptera chiffa* (Ennominae).

medinae (Ennominae) (Fig. 4), *Archiearides fidonioides* (Archiearinae) (Fig.1) y los representantes de Geometrinae: *Phrudocentra janeira tenuis* y *Oospila asmura* (Figs. 8-9). En la mayoría de los géneros las alas son atravesadas por bandas que se continúan desde las alas anteriores a las posteriores. La venación alar es muy usada como carácter taxonómico a nivel de subfamilias, en las alas anteriores hay una o dos areolas generalmente formadas por las venas R_1 y Rs (Fig. 16). La vena R_5 está unida y ramificada con R_3 y R_4 (Figs. 17-19). M_2 se origina más cerca de M_1 que de M_3, pero también puede nacer entre M_1 y M_3. En el ala posterior la vena Sc está fuertemente curvada en la base y recorre el ala muy cerca de Rs, llegando a fusionarse en algunos tramos del recorrido (Fig. 18). M_2 puede originarse entre M_1 y M_3, o cerca de M_1 (Fig. 19). En muchos casos puede estar ausente o ser muy débil (Ennominae) (Fig. 16).

En el primer segmento abdominal y parte del segundo se sitúa la cavidad timpánica (ct), en número par y con abertura ventrolateral (Scoble, 1992); presenta un orificio timpánico (ot), una membrana timpánica de forma ovalada (mt) y una estructura quitinosa curvada sobre la cavidad timpánica a manera de asa de canasta: el ansa o asa timpánica (at) cuyo extremo está unido al borde del tímpano por músculos (Kennel & Eggers, 1933), desde allí pende el escoloparium (es), carácter apomórfico para la familia (Figs. 20-21). En hembras ápteras se observó la pérdida secundaria del órgano timpánico (Scoble, 1992). Otras características del abdomen en muchos géneros de la subfamilia Ennominae, es la presencia de uno o dos grupos de setas deciduas en el tercer esternito abdominal de los machos (Fig. 22). En Geometrinae y Larentiinae, el esternito A8 es el que presenta modificaciones; en Geometrinae puede observarse el borde posterior con lóbulos de profundidad variable (Fig. 23). En Larentiinae la presencia de corematas está acompañada por esclerotizaciones de los segmentos A7 y A8. En algunas especies de *Eudule* y *Eubaphe* hay estructuras esclerotizadas en los segmentos A5 y A6 (apodemas) acompañando la presencia de corematas (Fig. 24).

La genitalia del macho tiene especial importancia para la diagnosis de los géneros y especies; básicamente se caracteriza por la presencia de valvas bien desarrolladas, generalmente anchas, con procesos costales (La-



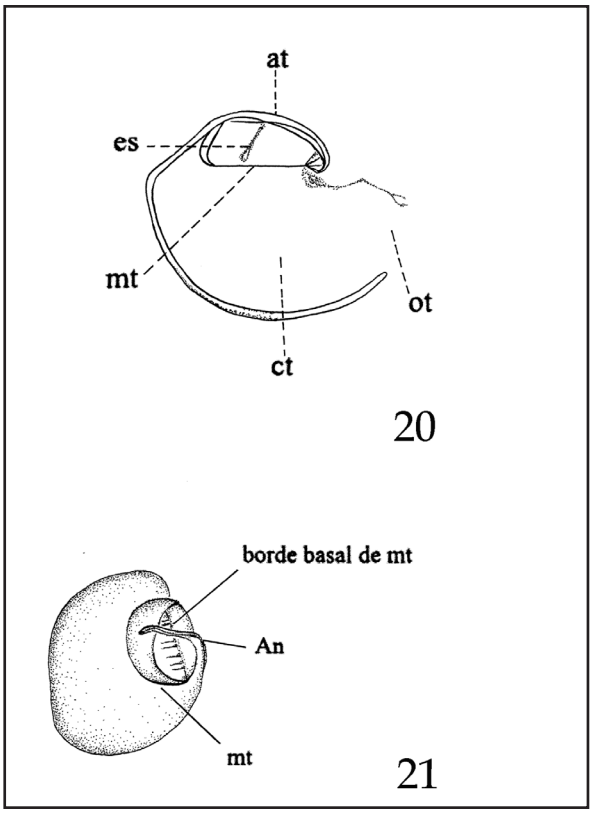
Figs. 16 – 19. Venación alar: **16** Ennominae (*Sabulodes*); **17** Geometrinae (*Nemoria*); **18** Sterrhinae (*Eois*); **19** Larentiinae (*Eudule*).

rentiinae) o espinas apicales (Ennominae), en algunos taxones son más largas que anchas (Geometrinae); uncus bien desarrollado en la mayoría de los representantes, puede ser largo y delgado, terminado en punta o en un ápice romo (Ennominae); o corto, ancho y bífido como en Larentiinae; socii membranosos, de longitud variable, en algunos pocos casos ausentes; gnathos con ramas delgadas unidas por un extremo aguzado, formando una estructura triangular (Geometrinae) o conectadas por una placa o barra con distinta ornamentación en forma de estribo (Ennominae); aedeagus con extremo distal romo o aguzado y generalmente con vesica ornamentada por espinas y setas de distinta longitud, en pocos taxones la vesica se presenta libre de ornamentaciones (Figs. 25 - 27).

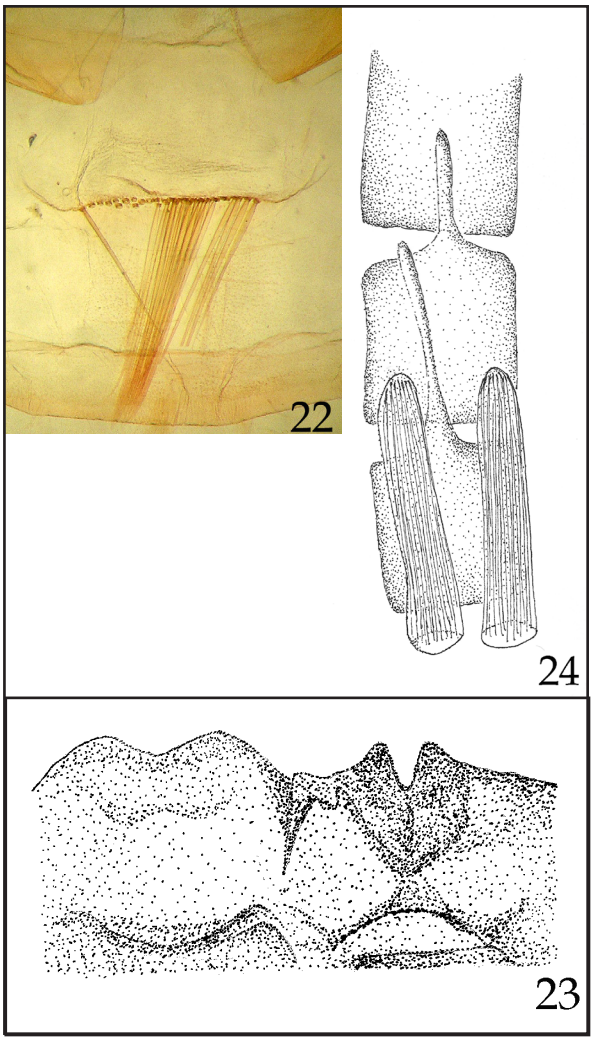
La genitalia de la hembra con papilas anales de extremos redondeados y de longitud variable; corpus bursae membranoso, generalmente globoso, con o sin signa; cuando presente, en forma de placa esclerosada, cuernos, parches cubiertos de espinas o setas deciduas (Figs. 28 y 29).

Clasificación y relaciones filogenéticas

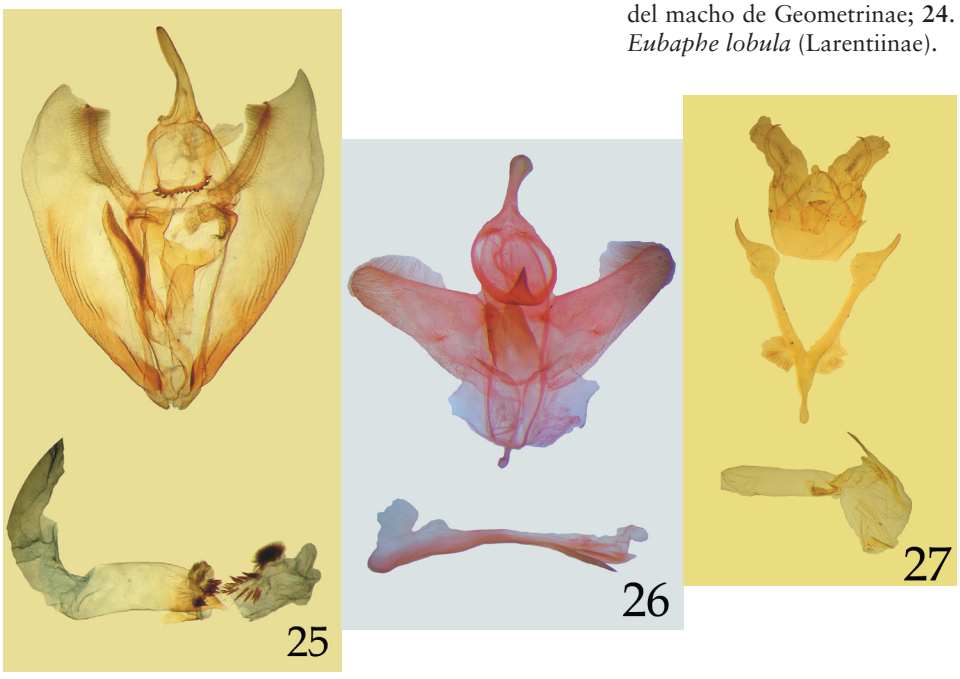
La filogenia de los Dytrisia superiores (hembras de mariposas y polillas con dos aberturas abdominales asociadas con el sistema reproductivo: gonoporo y oviporo) incluye un clado formado por las Drepanoidea y Geometroidea, unidas por pocos caracteres referidos a ornamentaciones de huevo, pupa y estructuras del



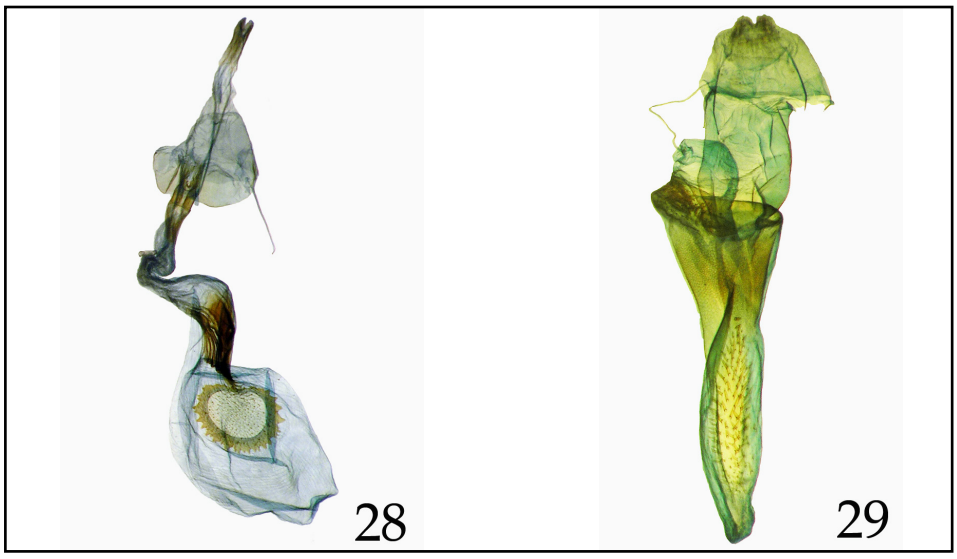
Figs. 20-21. Aparato timpánico. **20**. Esquema de aparato timpánico de Geometridae (Tomado de Parra, 1987). **21**. Aparato timpánico de Ennominae: ct: cavidad timpánica; ot: orificio timpánico; mt: membrana timpánica; at: asa timpánica; es: escoloparium.



Figs. 22-24. Estructuras abdominales. **22** Setas del 3º esternito abdominal de *Sericoptera chiffa* (Ennominae); **23**. Esclerotizaciones del octavo segmento abdominal del macho de Geometrinae; **24**. Detalle de corematas en *Eubaphe lobula* (Larentiinae).



Figs. 25-27. Genitalias macho. **25** *Oxydia nimbata* (Ennominae). **26** *Phrudocentra eccentrica giacomelli* (Geometrinae). 27 *Eubaphe lobula* (Larentiinae).



Figs. 28-29. Genitalias hembra. 28 *Nepheloleuca politia* (Ennominae). 29 *Eubaphe weyenberghii* (Larentiinae).

órgano timpánico de los adultos (Minet, 1991). Aunque existen controversias respecto a qué familias incluye la superfamilia Geometroidea, la composición adoptada aquí es la propuesta por Minet (1991) y Minet & Scoble (1999); Geometridae queda incluida en los geometroideos, junto con Uraniidae y Sematuridae, basado en la presencia de dos caracteres: la espinereta larval más corta que el prementón y la forma del brazo de la tégula (esclerito del mesotórax). Previamente se habían relacionado ambas familias por la presencia del órgano timpánico abdominal, pero esto se descartó ya que éstos difieren en cuanto a estructura (Kennel & Eggers, 1933).

Geometridae se divide en ocho subfamilias y actualmente esta clasificación se encuentra pobremente resuelta (Scoble, 1992). A las numerosas revisiones sistemáticas realizadas deben sumarse los estudios moleculares de los últimos años (Abraham *et al.*, 2001, Young, 2004), que plantean diferencias entre los resultados sobre la base de estudios morfológicos. Sin embargo, y a pesar de estos grandes avances, aun falta mucho por aclarar en la filogenia de este complejo grupo de lepidópteros y cualquier esfuerzo tendiente a ello aportará al ordenamiento interno y a la delimitación de grupos naturales. En nuestro país y de acuerdo a lo estudiado, se reconocen para la familia 221 géneros y 601 especies, de las cuales 15 aun no están asignadas a ningún género.

Se presentan a continuación las subfamilias representadas en Argentina con características de patrones de coloración, venación alar y genitalia.

La subfamilia Archiearinae (Fig. 1) sólo incluye doce especies de tamaño mediano a pequeño, con una distribución disyunta entre la región Paleártica, la región Sur de los Andes y las regiones alpinas de Tasmania (Scoble, 1992). Presentan vuelo diurno. Pobremente representada en la Argentina, con sólo un género, está restringida a los bosques andino-patagónicos. Las Archiearinae se caracterizan por su coloración brillante, una frente densamente cubierta de escamas como pelos y ojos compuestos ovales; carecen de un tímpano accesorio y sobre el metaposnotum, la fenestra media es muy delgada a diferencia de los demás geométridos (Minet, 1983).

La Ennominae (Figs. 2- 6) es la subfamilia con la mayor cantidad de representantes en todo el mundo, casi incluye la mitad de especies de toda la familia, con aproximadamente 10.000 especies distribuidas en 1100 géneros. En la región Neotropical hay 267 géneros con alrededor de 3400 especies (Pitkin, 2002). Son polillas de tamaño mediano a grande, con el cuerpo delgado generalmente y las alas muy amplias. El patrón de coloración se repite en ambos pares, siendo en muchas ocasiones críptico. Cerca de la base del ala anterior presentan una fóvea, entre las venas Cu y 1A + 2A. En el ala posterior la vena R_1 está generalmente anastomosada con la Sc. La vena M_2 del ala posterior está reducida o ausente (Fig. 16). La tibia del segundo par de patas de los machos de numerosos géneros presenta un pincel de pelos, carácter coincidente con la presencia de un peine de setas en el tercer esternito abdominal A3 (Figs. 14 y 22). La genitalia del macho tiene uncus largo, con ápice romo o aguzado, a veces bifurcado o trifurcado; socii poco desarrollados o ausentes; gnathos en forma de estribo con la barra media ornamentada por espinas o setas (*Oxydia*), o terminado en forma aguzada (*Sabulodes*); valvas bien desarrolladas, comúnmente con un brazo costal esclerotizado, con espinas en la región apical o regiones densamente cubiertas de setas; la forma del aedeago, los procesos que lo acompañan y la ornamentación de la vesica y corpus bursae en la genitalia de las hembras, son de gran importancia taxonómica, y varían con los grupos (Figs. 25 y 28).

Las Oenochrominae (Fig. 7) constituyen un grupo artificial de posición sistemática muy discutida. Se consideran incluidas dentro de Oenochrominae *sensu stricto* a polillas de cuerpo robusto y densamente cubierto de escamas, que además comparten caracteres de la genitalia del macho y venación alar. Los representantes del otro grupo de Oenochrominae, presentan cuerpo

delgado y no comparten características con los del grupo *sensu stricto*, tanto que deberían ser ubicados en otra subfamilia (Scoble, 1992), pero ésto necesita una revisión y análisis más profundo. En Argentina la subfamilia está representada por dos géneros y cuatro especies.

De la discutida posición de los Oenochrominae *sensu stricto*, surge la postura de algunos autores de considerar como válida a las Desmobathrinae. Así Holloway (1996) considera dentro de la subfamilia a las "Oenochrominae" de cuerpo y apéndices delgados tal como lo planteara Scoble (1992). Son cosmopolitas y casi enteramente tropicales y subtropicales. En Argentina la subfamilia está representada por un género (*Dolichoneura*) y una especie de la Selva Paranaense.

Las Geometrinae (Figs. 8- 9) incluyen las llamadas "polillas esmeraldas", fácilmente reconocidas por el característico color verde brillante y la gracilidad de su cuerpo. Hay alrededor de 2300 especies a nivel mundial, distribuidas en 250 géneros; en la región Neotropical se reconocen 38 géneros y 506 especies y subespecies (Pitkin, 1996). En Argentina están representadas por 11 géneros y 23 especies, distribuidas exclusivamente en las provincias biogeográficas de las Yungas y Selva Paranaense. Además de los caracteres mencionados anteriormente, los geometrinos pueden ser reconocidos por la reducción de la probóscide en alguno de sus géneros. En el ala anterior se observa la separación de R_1 de R_2, pero está anastomosada con Sc a una corta distancia; la celda discal está frecuentemente ausente. En el ala posterior M_2 nace más cerca de M_1 que de M_3 (Fig. 17). El esternito abdominal A8, presenta dos lóbulos con una cavidad o muesca central (Fig. 23). En la genitalia del macho el uncus es delgado y largo, en algunos taxones con el extremo apical bifurcado; socii membranosos o esclerotizados, alcanzan un desarrollo que caracteriza a la subfamilia; valvas muy largas y delgadas; aedeagus con la base delgada, usualmente sin verdaderos cornuti (Fig. 26); la genitalia de la hembra se caracteriza por poseer signa en forma de cuernos (Holloway, 1996).

En las Sterrhinae (Fig. 10), las alas anteriores y posteriores presentan patrones de coloración similares, numerosas líneas onduladas surcan las alas y se continúan desde las anteriores hacia las posteriores. Presentan una mancha discal en cada una de sus alas. Venación del ala anterior con una o dos celdas accesorias, localizadas antes del extremo de la celda discal; la Sc no se anastomosa con ellas. Las venas Sc y R_1 de las alas posteriores están fusionadas con Rs cerca de la base del ala; M_2 fuerte (Fig. 18).

La subfamilia Larentiinae (Figs. 11-12) incluye alrededor de 4500 especies de distribución mundial, siendo más diversos en las zonas templadas y de altitud en los trópicos (Holloway *et al.*, 1987). La venación del ala anterior presenta la Sc libre de las radiales, con una o dos celdas accesorias que se originan después del extremo de la celda discal. Ala posterior con Sc y Rs fusionadas por una distancia considerable sobre el lado anterior de la celda discal (Fig. 19). El abdomen del macho se caracteriza por presentar un par de corematas eversibles y un par de procesos a nivel del octavo esternito (A8) (Fig. 24). En la genitalia del macho hay una gran variedad de estructuras, una de las más notables es la unión entre la yuxta y la transtilla; uncus corto y en muchos taxones, bífido o en forma de abanico; valvas bien desarrolladas con numerosos procesos, como el brazo costal en Euduliini; aedeagus con importantes cornuti ubicados en grupo o aislados (Fig. 27); genitalia de la hembra con papilas anales cortas y anchas; corpus bursae de paredes engrosadas con amplias regiones cubiertas de espinas (Fig. 29).

Riqueza específica del grupo por área biogeográfica

Si bien la lista de géneros y especies muestra una riqueza específica muy importante, el porcentaje de géneros por subfamilias de geométridos para Argentina, es muy dispar. En la figura 30 podemos observar que los grupos mejor representados son Ennominae y Larentiinae, porcentajes coincidentes con la riqueza específica de ambos grupos y a la atención que se les ha brindado por distintas razones; los trabajos realizados sobre fauna de Geometridae en las últimas décadas se refieren a tribus o géneros pertenecientes a estas dos subfamilias. Hay mucho por conocer de la fauna del sur de Archiearinae, ya que difícilmente exista sólo un género para la Argentina; lo mismo se plantea con los Oenochrominae más allá de los problemas nomenclaturales que presentan. Además aun faltan explorar regiones de las cuales no se tienen registros y sería apresurado hablar de una mayor diversidad de Ennominae y Larentiinae, como de su preferencia por ambientes pertenecientes a las provincias Paranaense y de las Yungas, cuando aun no se han realizado recolecciones o éstas han sido muy escasas en las provincias del Monte, Chaqueña y Estepa Patagónica.

A pesar de la falta de muestreos extensivos en las regiones antes mencionadas y de acuerdo al número de géneros y especies por provincia, registrados hasta este momento, distinguiremos, dentro de la fauna argentina de geométridos, a tres grupos biogeográficos importantes: el yungueño, formado en su totalidad por géneros que descienden de las yungas bolivianas; el paranaense, con elementos compartidos con la fauna del SE de Brasil y Paraguay; y el grupo andino-patagónico, con un número de géneros menor que los anteriores pero con un alto porcentaje de endemismos para esta región argentino-chilena.

Asimismo se puede observar un gran número de géneros que se encuentran compartidos entre las provincias de las Yungas y Paranaense y hasta que no se realicen los muestreos de la región intermedia (Chaco seco y húmedo) no podremos concluir sobre esta discontinuidad.

Los endemismos dentro de la familia están representados en su mayoría por géneros de Ennominae, y dentro de ella por taxones pertenecientes a Nacophorini y Lithinini. De los 48 géneros de Nacophorini hay 24 que poseen distribución andina-patagónica y cuatro son endémicos para la Argentina: *Arizela dulcis*, *Laninia fletcheri* (ambos monotípicos), *Pucaraia* (con dos especies: *P. izquierdii* y *P. lizeri*), *Hosseusia eoa* y *Plesiophyle cinerascens*; estos dos últimos géneros monotípicos y considerados

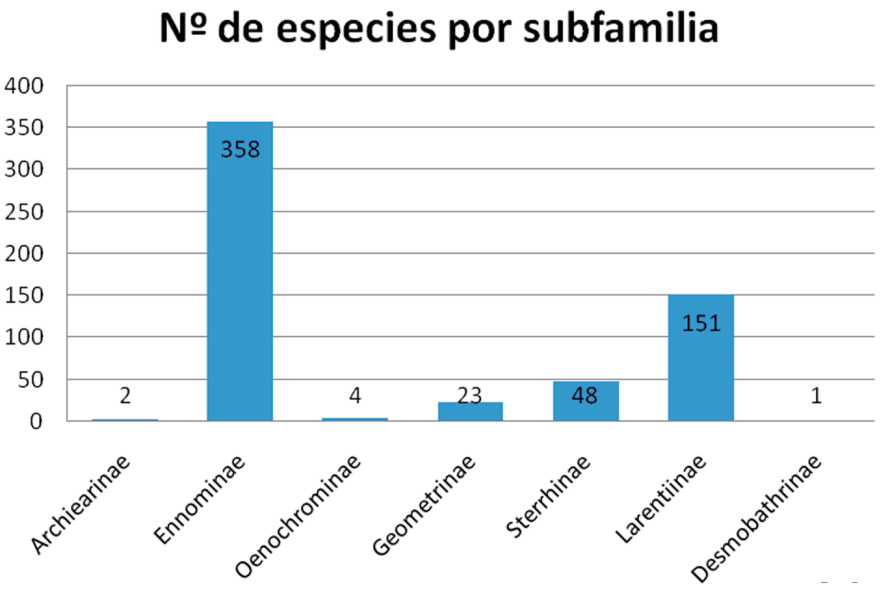


Fig. 30. Gráfico con porcentajes de diversidad de las Subfamilias de Geometridae

como posibles integrantes de la tribu Nacophorini por compartir sólo caracteres externos (Pitkin, 2002). Los doce géneros de Lithinini son endémicos para los bosques andino-patagónicos de Argentina y Chile.

En las Larentiinae hay otros casos de endemismos, en su mayoría para la fauna andino-patagónica y en un 90% son monoespecíficos: *Aloba cinereus*, *Haplopteryx anomala*, *Lagynopteryx botulata*, *Sarobeia angelinae* y *Tomopteryx amoena*. Hay dos géneros de distribución andino-patagónica, *Triptila* y *Triptiloides*, no son monotípicos pero si endémicos de los bosques andino-patagónicos; *Neochesia opistholeuca*, es una especie citada sólo para la región cuyana.

Dentro de la subfamilia Geometrinae, *Dyscheilia inornata*, perteneciente a la provincia de la Selva Paranaense, es un género aparentemente monoespecífico y citado sólo para la provincia antes mencionada. Lo mismo ocurre con *Eueupithecia* (Sterrhinae) con una sola especie, *E. cisplatensis*, que ha sido recolectada en localidades muy distantes (Buenos Aires; Chaco). Todos estos casos requieren de muestreos extensivos para poder inferir si realmente se trata de endemismos para Argentina.

Colecciones de Argentina

Las colecciones de referencia para la familia Geometridae se encuentran en las siguientes instituciones por orden de importancia: Instituto Fundación Miguel Lillo, (IFML) San Miguel de Tucumán; Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia" (MACN) Buenos Aires; Museo de La Plata (MLP) La Plata e Instituto Argentino de Investigaciones de las Zonas Aridas, Mendoza Argentina (IADIZA).

La colección del MACN guarda las colecciones Berg, Burmeister, Shajovskoy, Orfila y Giacomelli, el MPL preserva las colecciones Breyer y Petrowsky, IFML parte de la colección Khöler y la colección general donde investigadores como Hayward, Willink, Golbach, depositaron importante material del NOA y NEA. Por último, el IADIZA alberga en custodio desde hace pocos años a la colección del Instituto Patagónico de Ciencias Naturales (IPCN), poseedora de valioso material proveniente de los bosques andino-patagónicos recolectado por Mario Gentili.

En las últimas dos décadas la colección de Geometridae del IFML se vio incrementada por el ingreso de material recolectado en distintas regiones del país (provincias de las Yungas, Paranaense, Chaco Húmedo, Bosques Andino-patagónicos) alcanzando aproximadamente los 4000 ejemplares, determinados hasta nivel específico.

Respecto a las colecciones del exterior que guardan importante material de Geometridae debemos destacar: BMNH, British Museum, Londres (Natural History); AMNH, American Museum of Natural History; USNM, Smithsonian Institution, U.S.A; HERB, Herbulot collection, Francia; ZSBS, Zoologische Sammlung des Bayerischen Staates, Munich; RMNH, Rijksmuseum van Natuurlijke Historie, Leiden, Holanda; MNHN, Museum National d´Histoire Naturelle, París; INBio, Instituto de Biodiversidad, Costa Rica.

Algunos aspectos biológicos y de importancia económica

Muy poco se sabe sobre la biología de los geométridos neotropicales; pero varios son los aportes realizados por otros autores para la fauna neártica (McGuffin, 1967; Ferguson, 1983), europea y japonesa (Sugi, 1987). Presentan en general hábitos nocturnos o crepusculares, aunque algunas especies vuelan durante el día, como *Atyria basina basina*, *Atyria circumdata* y *Atyria chibcha* (Sterrhinae) y *Eudule limbata* (Larentiinae). A diferencia de otros macrolepidópteros, las especies de Geometridae tienden a ser específicas para ciertos hábitats, en particular en ambientes de altura (Holloway, 1996). Ésto se pudo comprobar en muestreos altitudinales en el Parque Nacional Calilegua, donde la mayor riqueza específica observada fue en los estratos más altos del parque.

Los huevos de las Geometridae son generalmente oblongos o elípticos, con ornamentaciones en la superficie o lisos y las posturas pueden ser en grupo o aisladas. Sus larvas llamadas "geómetras" o medidoras, carecen de algunos de los pares de patas, conservando los dos pares de pseudopatas abdominales posteriores, desplazándose por ello con el característico movimiento "medidor". En algunos géneros australianos los pares de propatas están bien desarrolladas (Forbes, 1948). El mismo autor destaca los colores de las larvas de Oenochrominae de color verde con líneas laterales blancas. Otras características de las larvas son su cuerpo cilíndrico, la cutícula lisa u ornamentada con pequeños tubérculos o cuernitos como en Geometrinae, poseen seis ocelos ubicados en una línea semicircular (McGuffin, 1972).

Las pupas carecen de palpos mandibulares y maxilares expuestos, los ojos son conspicuos y el cremáster está bien desarrollado (McGuffin, 1972).

En general los geométridos son defoliadores de angiospermas y gimnospermas. Entre las familias más comunes de plantas huéspedes citadas para Argentina y Uruguay se incluyen Asteraceae, Solanaceae, Fabaceae, Aquifoliaceae y Myrtaceae. Hayward (1969) cita a *Nephodia marginata* (Ennominae) como defoliador de algarrobo (*Prosopis sp.*); las larvas de una especie muy común, *Pantherodes pardalaria* (Ennominae), se alimentan de ortiga (*Urtica urens*) y de una Bignoniaceae (*Tecoma capensis*). Zhang (1994) cita varias especies de *Oxydia* (Ennominae), depredando sobre cultivos de importancia económica: *O. apidania* sobre yerba mate, (*Ilex paraguayensis*); *O. nimbata* sobre soja (*Glycine max*); *O. vesulia* sobre plantas de café (*Coffea arabica*) y pomelo (*Citrus grandis*); *O. trychiata* sobre ciprés (*Cupressus sp.*) y *O. platypterata* sobre pino colorado (*Pinus patula*). Algunas especies de *Sabulodes*, son citadas como polífagas, S. *aegrotata* como defoliadora de palta (*Persea americana*). Se cita a *Thyrinteina arnobia arnobia* y *Phyle arcuosaria* (Ennominae) sobre varias especies de eucaliptos (*Eucalyptus* sp.) y naranja dulce (*Citrus sinensis*), respectivamente.

Hay datos sobre la biología de *Synchlora gerularia* (Geometrinae) alimentándose de pistilos, pétalos y estambres de chilca (*Baccharis salicifolia*). Asimismo, este geometrino para pupar teje con seda y restos florales un capullo totalmente mimético (Bourquin, 1941).

Aparte de sus hábitos defoliadores dentro de la subfamilia Sterrhinae las especies neotropicales del género *Scopula* se alimentan de sudor, lágrimas y sangre de mamíferos (Büttiker, 1997).

Un aspecto interesante de este grupo de lepidópteros, es que algunas especies sirven como indicadores de las condiciones del medio ambiente por su sensibilidad a los ambientes perturbados, ya que están asociadas con plantas características de la regeneración del bosque.

Agradecimientos

A los editores por su invitación para participar de este volumen. A la Fundación Miguel Lillo por financiar los gastos de viajes a los distintos museos del país. A Fernando Navarro por la lectura crítica, sugerencias sobre el manuscrito y edición de las fotografías.

Literatura citada

ABRAHAM, D., RYRHOLM, N., WITTZELL, H., HOLLOWAY, J.D., SCOBLE, M.J. & C. LÖFSTEDT 2001. Molecular Phylogeny of the subfamilies in Geometridae (Geometroidea: Lepidoptera). *Mol. Phylog. Evol*. 20: 65-77.

BERG, C. 1877. Contribución al estudio de la fauna entomológica de Patagonia (conclusión). *An. Soc. Cient. Argent.* 4: 199-211.

BOURQUIN, F. 1941. Charlas y observaciones entomológicas. *Lepidoptera Americana VII*.

BÜTTIKER, W. 1997. Field observations of ophtalmotropic Lepidoptera in southwestern Brasil (Parana). *Rev. Suisse Zool*. 104: 853-868.

BURMEISTER, H. 1878. Description physique de la République Argentine d´aprè̀s des observations personelles et étrangères 5: 1-524.

CHALUP, A. 2003. Redefinición del género *Prochoerodes*, con la redefinición de las especies argentinas (Lepidoptera: Geometridae). *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 62(3-4): 91-102.

CHALUP, A. Inédito (a). Contribución al conocimiento de los Eudulini (Lep.: Geometridae, Larentiinae) de Argentina. Trabajo de Seminario, Fac. Cs. Naturales e Inst. Miguel Lillo, Universidad Nac. de Tucumán, 1991, 78 pp.

CHALUP, A. Inédito (b). Contribución al conocimiento de los Ennominae argentinos (Lepidoptera: Geometridae). Tesis, Fac. Cs. Naturales e Inst. Miguel Lillo, Universidad Nac. de Tucumán, 2000, 186 pp.

DOGNIN, P. 1885. Descriptions of new species of Lepidoptera Heterocera chiefly from South America. *Proc. Zool. Soc. London* 1885: 518-536.

DOGNIN, P. 1890. Descriptions of new species of Lepidoptera Heterocera from Central American, and South America. *Proc. Zool. Soc. London* 1890: 493-520.

DOGNIN, P. 1897. Hétérocères sud-américains. *Ann. Soc. Entomol. Belgique* 41: 22-31.

DOGNIN, P. 1900. Descriptions of new some new genera and species of Heterocera from tropical South America. *Proc. Zool. Soc. London* 1890: 493-520.

DOGNIN, P. 1924. Hétérocères nouveaux de l´Amérique du Sud. *Ann. Soc. Entomol. Belgique* 24: 1-34.

DRUCE, H. 1891- 1900. Insecta. Lepidoptera-Heterocera. *Biologia Centrali- Americana* 2: 1-622, 3: 101 pls.

DRUCE, H. 1900. Descriptions of some new Genera and Species of Heterocera from Tropical South America. *Annals and Magazine of Natural History* 5 (7): 507- 527.

FERGUSON, D.C. 1983. Geometridae. *In:* Hodges, R.W. (ed.), *Check-list of the Lepidoptera of America north of Mexico*. Londres: EW Classey & The Wedge Entomological Research Foundation.

FLETCHER, D.S.1979. Geometroidea. *In:* Nye I.W.B. (ed.), *The generic names of moths of the world* **3**: 243 pp. London: British Museum (Natural History).

FORBES, W.T.M. 1948. Lepidoptera of New York and neighboring states, pt. 2. *Mem. Cornell Univ. Agric. Exp. Stn.* 274: 1-263.

FORUM HERBULOT. 2003. The Forum Herbulot world list of family group names in Geometridae http:// <www.herbulot.de>, 11 pp., with pdf of update version of 12.6.2007 (A. Hausmann ed.)

GAHAN A.C. 1953. Una especie nueva argentina del género *Carpella* (Lep. Geometridae). *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 16: 95-98.

GIACOMELLI, E. 1911. Lepidópteros riojanos nuevos o poco conocidos. *An. Soc. Cient. Argent*. 72: 19-40.

GIACOMELLI, E. 1915. Algunas novedades de Lepidopterología Argentina. *An. Mus. Nac. Buenos Aires* 27: 359-363.

HAYWARD, K.J. 1969. Datos para el estudio de la ontogenia de lepidópteros argentinos. *Miscelánea* 31, 142 pp. Fundación e Instituto Miguel Lillo, Tucumán

HEPPNER, J.B. 1991. Faunal regions and the diversity of Lepidoptera. *Trop. Lepid.* 2, Suppl.1

HOLLOWAY, J.D. 1996. The moths of Borneo, 9: Family Geometridae, subfamilies Oenochrominae, Desmobatrhrinae y Geometrinae. *Malay. Nat. J.* 49: 147-326

HOLLOWAY, J.D., BRADLEY, J.D. & D.J. CARTER. 1987. Lepidoptera. *In:* Betts, C.R. (ed.), *CIE Guides to Insects of importance to Man* 1: 1-262. CAB International Institute of Entomology & British Museum (Natural History), Londres.

KENNEL, J. & F. EGGERS. 1933. Die abdominalen Tympanalorgane der Lepidopteren. *Zool. Jb. (Anat.)* 57(1): 1-104.

KLOTS, A.B. 1956. Lepidoptera. *In:* Tuxen S.L. (ed.), *Taxonomist´s glossary of genitalia in insects*, pp. 97-111. Copenhage.

MCGUFFIN, W.C. 1967. Guide the Geometridae of Canada (Lepidoptera), I (subfamily Sterrhinae). *Mem. Entomol. Soc. Can.* 50: 1-67.

MCGUFFIN, W.C. 1972. Guide the Geometridae of Canada (Lepidoptera), II (subfamily Ennominae), 1. *Mem. Entomol. Soc. Can.* 86: 1-159.

MINET, J. 1983. Etude morphologique et phylogénétique des organs timpaniques des Pyraloidea. 1 – généralites et homologies (Lep. Glossata). *Ann. Soc. Entomol. France* (N.S.) 19(2): 175-207.

MINET, J. 1991. Tentative reconstruction of the ditrysian phylogeny (Lepidoptera Glossata). *Ent. Scand.* 22(1): 69-65.

MINET, J. & M. SCOBLE. 1999. The geometroid/drepanoid assemblage. En Kristensen, N.P. (ed.), *Handbook of Zoology*. Chapter 17: 301-320.

MUNROE, E.G. 1982. Lepidoptera. *In:* Parker, S.B. (ed.), *Synopsis and classification of living organims* 2: 612-651. McGraw-Hill.

ORFILA, R.N. & S. SCHAJOVSKOY. 1958. Noctuidae (Lep.) nuevas o poco conocidas de Parque Nacional Lanin, Neuquén. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 20: 33-39.

ORFILA, R.N. & S. SCHAJOVSKOY. 1959. Geometridae (Lepidoptera) del Parque Nacional Lanín (Argentina). I. El género *Lacaria* nov. *Acta Zool. Lilloana* 17: 197- 216.

ORFILA, R.N. & S. SCHAJOVSKOY. 1960. Geometridae (Lep.) del Parque Nacional Lanín (Argentina). II. El género "*Euclidiodes*" olim (Ennominae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 22: 7-33.

ORFILA, R.N. & S. SCHAJOVSKOY. 1963. Geometridae (Lep.) del Parque Nacional Lanín (Argentina). III. Géneros y especies nuevos de Ennominae. *Physis* 24: 1-10.

PARRA, L.E. 1987. Morfofuncionalidad y valor taxonómico del órgano timpánico y metafurcaesterno en lepidópteros geométridos (Lepidoptera: Geometridae). Trabajo de Seminario.

PARRA, L.E. 1993. Aportes al conocimiento de las polillas del género *Mallomus* Blanchard, 1852 (Geometridae: Nacophorini). *Bol. Soc. Biol. Concepción* 64: 171-187.

PARRA, L.E. 1999. Revision of the Neotropical genus *Psilaspilates* (Lepidoptera: Geometridae). *Ann. Entomol. Soc. Am.* 92: 460-472.

PARRA, L.E. 2003. Revisión taxonómica de los géneros *Oratha* Walker, 1863 y *Hasodina* Butler, 1882 (Lepidoptera: Geometridae). *Rev. Chil. Hist. Nat.* 76(1): 127-138.

PARRA, L.E. 2005. Revisión y bionomía del género *Syncirsodes* Butler, 1882 (Lepidoptera: Geometridae). *Rev. Chil. Hist. Nat.* 78(1): 89-111.

PARRA, L.E. 2010. Estudio filogenético de los géneros de Lithinini de Sudamérica Austral (Lepidoptera, Geometridae): una nueva clasificación. *Rev. Bras. Entomol.* 54(1): 1-27.

PITKIN, L.M. 1993. Neotropical Emerald moths of the genus *Nemoria, Lissochlora* and *Chavarriella*, with particular reference to the species of Costa Rica (Lepidoptera: Geometridae, Geometrinae). *Bull. Nat. Hist. Mus. (Entomol.)* 62: 39-159.

PITKIN, L.M. 1996. Neotropical Emerald moths: a review of the genera (Lepidoptera: Geometridae, Geometrinae). *Zool. J. Linn. Soc.* 118: 309 - 440.

PITKIN, L.M. 2002. Neotropical ennominae moths: a review of the genera (Lepidoptera: Geometridae). *Zool. J. Linn. Soc.* 135: 121- 401.

PROUT, L.B.1910. On the Geometridae of the Argentine Republic. *Trans. Entomol. Soc. London* 1910: 204-345.

RINDGE, F.H. 1961. A Revision of the Nacophorini (Lepidoptera, Geometridae). *Bull. Am. Mus. Nat. Hist.* 123: 87-154.

RINDGE, F.H. 1967. A Revision of the Neotropical species of the moths genus *Glena* (Lepidoptera, Geometridae). *Bull. Am. Mus. Nat. Hist.* 135: 107-172.

RINDGE, F.H. 1971. A Revision of the Nacophorini from cool and cold temperate southern South America (Lepidoptera, Geometridae). *Bull. Am. Mus. Nat. Hist.*145: 303-392.

RINDGE, F.H. 1973. Notes on and descriptions of South America Nacophorini (Lepidoptera, Geometridae). *Am. Mus. Novit.* 2531: 1-42.

RINDGE, F.H. 1978. A Revision of the genus *Sabulodes* (Lepidoptera, Geometridae). *Bull. Am. Mus. Nat. Hist.*160: 193-292.

RINDGE, F.H. 1983. A generic revision of the New World Nacophorini (Lepidoptera, Geometridae). *Bull. Am. Mus. Nat. Hist.* 175: 147-262.

RINDGE, F.H. 1986. Generic descriptions of New World Lithinini (Lepidoptera, Geometridae). *Am. Mus. Novit.* 2838: 1-68.

RINDGE, F.H. 1990a. A Revision of the genus *Phyle* (Lepidoptera, Geometridae). *Am. Mus. Novit.* 2969: 1-29.

RINDGE, F.H. 1990b. A Revision of the Melanolophiini (Lepidoptera, Geometridae). *Bull. Am. Mus. Nat. Hist.*199: 1-148.

SCOBLE, M.J. 1992. Lepidoptera: Form Function and Diversity. Oxford Univ. Press, Oxford.

SCOBLE, M.J. 1994. A taxonomic revision of the genera *Prhygionis* Hübner and *Pityeja* Walker (Geometridae: Ennominae, Palyadini). *Zool. J. Linn. Soc.* 111: 99-160.

SCOBLE, M.J. 1995. A review of the moth tribe Palyadini with the descriptions of a new genus (Geometridae: Ennominae). *Syst. Entomol.* 20: 35-58.

SCOBLE, M.J. 1999. *Geometrid moths of the world: A Catalogue (Lepidoptera: Geometridae)* xxv, 1016 pp. (2 volumes) Collingwood: CSIRO Publishing.

SCOBLE, M.J. & M. KRÜGER. 2002. A review of the genera of Macariini with a revised classifications of the tribe (Geometridae: Ennominae). *Zool. J. Linn. Soc.* 134: 257-315.

SUGI, S.1987. Larvae of larger moths in Japan. 453 pp. *Kodanscha*,Tokio.

WARREN, W. 1894. New genera and species of Geometridae. *Novit. Zool.* 1: 366-466.

WARREN, W. 1895. New species and genera of Geometridae in Tring Museum. *Novit. Zool.* 2: 82-159.

WARREN, W. 1897. New genera and species of Thyrididae, Epiplemidae and Geometridae, from South and Central America and the West Indies, in Tring Museum. *Novit. Zool.* 4: 408-507.

WARREN, W. 1900. New genera and species of American Drepanulidae, Thyrididae, Epiplemidae and Geometridae. *Novit. Zool.* 7: 117-225.

WARREN, W. 1905. New Thyrididae, Uranidae and Geometridae from South and Central America. *Novit. Zool.* 12: 41-72.

WARREN, W. 1908. Descriptions of new species of South American geometrid moths. *Proc. U. S. Natl. Mus.* 34: 91-110.

YOUNG, C.J. 2004. Characterization of the Australian Nacophorini and a phylogeny for the Geometridae from molecular and morphological data. PhD Thesis, University of Tasmania, Hobart.

ZHANG, B.C. 1994. *Index of economically important Lepidoptera*. Wallingford: CAB International.

Apéndice 1. Lista de géneros y especies presentes en la Argentina, con la distribución geográfica en el país. Los géneros y especies citados por primera vez están marcados con asterisco (*). En los casos donde existía duda al respecto de la identidad de la especie o de su procedencia se colocó signo de interrogación (?).

Archiearinae
Archiearides fidonioides Butler, 1882. Nq.
Archiearides pusila Butler, 1883. Nq. ?
Desmobathrinae
Dolichoneura missionis Prout, 1923. Mnes.
Ennominae
Acrosemia vulpecularia Herrich-Schäffer, [1855]. Ju.*
Acronyctodes mexicanaria (Walker, 1860). Mnes.*
Aenictes polygrapharia Herrich-Schäffer, [1855]. Mnes.*
Anisoperas atropunctaria (Walker, [1855]). Tuc.
Anisoperas cervinicolor Warren, 1907. Tuc.
Apiciopsis stefania Dognin, 1894. Tuc.
Aplogompha sp. Sal.*
Arauco schajovskoyi (Rindge, 1973). Nq.
Argyrotome mira Oberthür, 1883. Mnes.*
Arizela dulcis Prout, 1910. S.L.
Bagodares prosa. Mnes. *?
Bassania amethystata Walker, 1860. Tuc.
Bassania jocosa Schaus, 1923. Ju., Sal.
Bassania schreiteri Schaus, 1923. Tuc., Ju.
Berberodes sp. Mnes.*
Bryoptera subpallida. Mnes.?*
Callipseustes trisecta Warren, 1907. Tuc., Sal.
Cargolia arana Dognin, 1895. Tuc., Sal., Ju.
Carpella interrupta Schaus, 1901. Sal.
Cartellodes sp. Mnes.*
Cataspilates pseudaluma Dognin, 1907. Tuc.
Catocalopsis medinae Bartlett-Calvert, 1891. Nq., R.N., Chu.
Catophoenissa dibapha vesca Rindge, 1971. R.N., Nq.
Certima lojanata (Dognin, 1892). Ju.?*
Certima nivisparsa (Tierry-Mieg, 1896).Ju?*
Chiasmia fragilis Warren, 1904. Tuc., L.R., Mza, S.J.
Chiasmia lineata Dognin, 1911. Mnes.
Chiasmia mesoscia Prout, 1910. Mza.
Chiasmia subscripta Prout, 1910. Mza.
Cimicodes clisthena pallicostata Guenée, [1858]. Ju.?*
Cirsodes acuminata Guenée, [1858]. Mnes.?*
Cnephora cocapata subfumata Dognin, 1911. Tuc., Sal.
Cnephora griseata Maasen, 1890. Ju ?
Cosmophyga privataria privataria (Walker, [1858]). Ju.?*
Cyclomia flavida Dognin, 1911. S.Fe
Cyclomia mopsaria mopsaria Guenée, [1858]. S.Fe, Cha. ?
Cyclomia sororcula Dognin, 1911. Mnes.
Cyclomia vinosa Dognin, 1890. Sal.
Dectochilus antucaria (Felder & Rogenhofer, 1875). Nq.?
Dectochilus brunnea Warren, 1897. Nq.
Dentinalia diversa Rindge, 1973. Chu., Nq.
Dentinalia. forsteri Heimlich, 1960. Nq.
Dentinalia latifascia Rindge, 1973. Nq.
Devarodes interlineata Prout, 1910. Mnes.
"Dichorda" porphyropis Prout, 1925. Mnes.
Digonis aspersa Butler, 1882. Nq.*
Dyscia serena Dognin, 1906. Bs.As.
Ectropis semicana Bastelberger, 1907. Tuc.
Eisothistes melliflua Dognin, 1911. Mnes.
Ennada flavaria Blanchard, 1852. Nq. ?
Epimecis conjugaria (Guenée, [1858]). Tuc., Cs., Ju.
Epimecis curvilinea Warren, 1907. Tuc.
Epimecis detexta (Walker, 1860). Mnes., Cs.
Epimecis fraternaria (Guenée, [1858]). Cs.
Epimecis marcida (Warren, 1906). Tuc., Sal., Mnes.
Epimecis pudicaria Guenée, [1858]. Tuc., Mnes.?
Epimecis puellaria Guenée, [1858]. Tuc., Sal., Mnes.
Erilophodes colorata Warren, 1894. Mnes.
Erosina hyberniata hyberniata Guenée, [1858]. Tuc., Sal.
Erosina sp. Mnes.
Euangerona valdiviae Butler, 1882. Nq.*
Euclidiodes agitata (Butler, 1882). Nq.
Euclidiodes chiloensis Butler, 1883. Nq.
Euclidiodes meridionalis Wallengren, 1860. T.F., S.C.
Euclidiodes ophiusina Butler, 1882. Nq.
Euclysia columbipennis Walker, 1860. Mnes.*
Eusarca cayenaria cayenaria (Guenée, [1858]). Ju., Tuc., Sal., Mnes.
Eusarca crameraria (Guenée, [1858]). Mnes.
Eusarca fusilinea Warren, 1907. Sal.
Eusarca laevipennis Dognin, 1908. Tuc.
Eusarca lintearia (Guenée, [1858]). Ju.
Eusarca olivata Dognin, 1907. Tuc.
Eusarca trifilaria trifilaria (Herrich-Schäffer, [1855]). Tuc.
Eusarca sp. Mnes.
Eutomopepla sp. Mnes. *
Franciscoia morenoi Orfila&Schajovski, 1963. Nq.
Fulgorodes sp. Mnes. *
Glena granillosa Dognin, 1902. Tuc., Sal.
Glena sp. Mnes.
Gnophos carnea Prout, 1910. Mza.
Herbita prouti Giacomelli, 1911. L.R.
Herbita tucumana Dognin, 1923. Tuc.
Herbita Grupo 1
Herbita praeditaria (Herrich-Schäffer, [1856]). Mnes.
Herbita Grupo 2
Herbita asinana Prout, 1910. Mza.
Herbita cyclopeata Möschler, 1882. ? Mnes.
Herbita decurtaria Herrich-Schäffer, [1855]. Tuc., Sal., Ju., Mnes.
Herbita nedusia Druce, 1892. Mnes.
Herbita transcissa (Walker, 1860). Mnes.?
Hosseusia eoa Prout, 1931. Cba.
Huapianus obater Rindge, 1983. R.N.
Hygrochroma nondina Druce, 1892. Ju. *
Hygrochroma olivinaria Herrich-Schäffer, [1855]. Ju., Sal., Mnes. *
Hygrochroma subvenusta Bastelberger, 1907. Ju., Sal. *
Hymenomina amberia Schaus, 1901. E.R., Tuc., Cha.
Hymenomina extersaria Warren, 1897. Tuc.
Hymenomina. nephalia Druce, 1892. Tuc.
Hymenomina perfuscimargo Prout, 1910. Cha.
Hypomecis mollearia, Walker, 1860. Tuc., Mnes.
Idialcis edna (Butler, 1882). Nq.
Idialcis jacintha (Butler, 1882). Nq.
Idialcis metria Prout, 1910. Mza.
Ira somnoleta Warren, 1904. Mnes.*
Ira subcostata Warren, 1900. Ju. ?*
Iridopsis brittonae Prout, 1932. E.R., S. Fe., S.E.
Iridopsis chalcea (Oberthür, 1883). Sal., Tuc.
Iridopsis commixtata Dognin, 1904. Tuc.
Iridopsis fulvitincta. Bs.As., Tuc., L.R.
Iridopsis obliquata Dognin, 1904. Tuc.
Iridopsis plurilineata Warren, 1897. Mza.
Iridopsis rectura Dognin, 1904. Tuc.
Iridopsis schreiteri Prout, 1934. Tuc.
Iridopsis silia Prout, 1931. Cba.
Iridopsis syrnaria (Guenée, [1858]). Mnes.
Ischnopteris chloroclystata (Guenée, [1858]).Tuc.
Ischnopteris rostellaria (Felder&Rogenhofer, 1875). Tuc.
Ischnopteris seriei (Giacomelli, 1911). L.R.
Ischnopteris xylinata xylinata (Guenée, [1858]). Tuc.
Johnlaneia lengaria Orfila & Schajovski, 1964. Nq.
Lacaria aczeli Orfila & Schajovski, [1960]. Nq.
Lacaria araucanaria Orfila & Schajovski, [1960]. Nq., R.N.
Lacaria orfilai Rindge, 1986. Nq., R.N.

Lacaria picuncharia Orfila & Schajovski, [1960]. Nq.
Lacaria schachovskoyi Sperry, 1954. Nq.
Lacaria sperry Orfila & Schajovski, [1960]. Nq.
Laninia fletcheri Orfila & Schajovski, 1958. Nq.
Leuciris fimbriaria Stoll, 1781. Ju.
Leucochesias mesargyrata Mabille, 1889. S.C., Mza.
Leucolithodes lecideata Felder & Rogenhofer, 1875. Nq.*
Leucula festiva (Cramer, [1775]). Mnes.
Leucula toxulca Prout, 1931. Mnes.
Lomographa argentata (Schaus, 1911). Mnes.?
Lomographa bicineta Dognin, 1892. Tuc.
Macaria festivata Guenée, [1858]. Mnes. *
Macaria gambarina Stoll, 1781. Mnes. *
Macaria gigantata Guenée, [1858]. Mnes. *
Macaria mandata Walker, 1861. Sal.
Macaria ramparia Schaus, 1901. Tuc., E.R., Mnes.
Macaria regulata Fabricius, 1775. Sal., Bs.As., Mnes.
Macaria subfulva (Warren, 1906). Mnes.
Macaria subumbrata Dognin, 1906. Sal., Tuc., L.R., Mza., Bs. As.
Macaria tristaria (Schaus, 1901). Sal.
Maeandrogonaria formosa Orfila & Schajovski, 1964. Nq.
Mallomus aenea Butler, 1882. T.F.
Mallomus albipunctaria Mabille, 1885. Nq.
Mallomus antennata Mabille, 1885. Nq., S.C., T.F.
Mallomus carneitincta Prout, 1910. Mza.
Mallomus chilenaria Felder & Rogenhofer, 1875. S.C.
Mallomus decora Rindge, 1973. Nq., R.N.
Mallomus eudora Prout, 1910. Mza.
Mallomus gentilii Rindge, 1973. Nq., Chu.
Mallomus globosa Rindge, 1973. L.P., Nq., Chu., S.C.
Mallomus interrupta Rindge, 1973. Nq.
Mallomus nigrivenosa Rindge, 1973. Nq.
Mallomus orbifera Prout, 1910. Mza.
Mallomus recta Rindge, 1973. Nq.
Mallomus rubens Prout, 1910. Mza.
Mallomus sticte Rindge, 1971. R.N.
Mallomus virgata Rindge, 1971. Nq.
Martindoelloia juradoi Orfila & Schajovski, 1963. Nq.
Melanchroia tepens Wlaker, 1854. Mnes.
Melanolophia apicalis Warren, 1900. Bs.As.
Melanolophia commotaria Maasen, 1890. Sal.
Melanolophia reducta Warren, 1904. Sal.?
Melanolophia tenebrosa Warren, 1909. Tuc.
Melinodes albarita Dognin, 1893. Tuc.*
Melinodes furva Warren, 1900. Tuc.*
Microclysia piersonae Sperry, 1954. Nq.
Microclysia pristopera Prout, 1916. Nq.
Microgonia rhodaria rhodaria Herrich-Schäffer, [1855]. Ju., Sal., Tuc.
Microgonia rufaria Warren, 1901. Sal.,Tuc., Mnes.
Microgonia sp. Mnes.
Microsema gladiaria gladiaria Guenée, [1858]. Tuc., L.R., Bs.As., Mza., S.L.; S.J., S.Fe, Cha., Mnes.
Microsema gladiaria ennomaria (Warren, 1897). Tuc., Cba.
Microsema gladiaria rhombaria (Guenée, [1858]). Sal., Tuc., Mnes.
Microxydia orsitaria Guenée, [1858]. Tuc.
Mimophyle noctuata Warren, 1901. E.R.
Mimophyle sabulosa Prout, 1910. Mza.
Narragodes comminuta Dognin, 1906. Tuc.
Narragodes gyda Prout, 1910. S.L., Mza., Cha.
Narragodes psychidia Warren, 1901. Tuc., E.R.
Nematocampa arenosa Butler, 1881. Tuc.
Nematocampa decolorata Warren, 1900. Sal., Tuc.
Nematocampa resistaria Herrich-Schäffer, [1856]. Tuc.
Neodora glaucularia Snellen, 1874. Ju.
Neorumia gigantea Bartlett-Calvert, 1893. Nq.
Neotaxia plana Dognin, 1904. Tuc.
Nepheloleuca politia politia Cramer, 1777. Sal., Tuc., Mnes.
Nephodia curvifascia Warren, 1901. S.Fe
Nephodia erigone (Thierry-Mieg, 1892). Mnes. ?
Nephodia marginata Warren, 1906. Ju., Sal., Tuc.
Nephodia saturata Dognin, 1906. Sal.
Nephodia styracaria Warren, 1894. Sal., Bs. As.
Nucara recurva Rindge, 1986. Nq.*
Numia deceptrix Warren, 1905. Tuc.
Odontothera valdiviata (Felder& Rogenhofer, 1875). Nq.
Odontothera virecens Butler, 1882. Nq.
Odysia molaria Guenée, [1858]. Mnes. ?
Oenoptila mixtata (Guenée, [1858]). Tuc.
Oenoptila vestita Warren, 1909. Sal.,Tuc.
Omaguaca truncata Rindge, 1973. Nq.
Opisogonia tensata Felder & Rogenhofer, 1875. Nq. ?
Opisthoxia metargyria Walker, 1867. Mnes. ?
Opisthoxia saturniaria saturniaria Herrich-Schäffer, [1855]. Ju.
Opisthoxia sp. Mnes.
Oratha significata Walker, 1863. Nq.
Oxydia affinis (Warren, 1897). Sal., Mnes.
Oxydia chalybeata Felder & Rogenhofer, 1875. Ju., Mnes.
Oxydia dognini Giacomelli, 1915. L.R.
Oxydia falcaturata Oberthür, 1911. Mnes.
Oxydia geminata geminata Maassen, 1890. Ju., Sal.
Oxydia geminata flavidula (Bastelberger, 1908). Ju., Sal.
Oxydia gilva (Schaus, 1898). Mnes.
Oxydia herbetina Dognin, 1891. Ju. ?
Oxydia masthala Druce, 1892. Ju.
Oxydia mundata Guenée, [1858]. Ju, Sal., Tuc.,Cba.,L.R., Mza., Mnes.
Oxydia nimbata Guenée, [1858]. Ju., Sal.,Tuc., Mnes.
Oxydia optima (Dognin, 1900). Ju., Sal., Mnes.
Oxydia peosinata peosinata Guenée, [1858]. Sal., Mnes.
Oxydia platypterata Guenée, [1858]. Ju., Sal., Mnes.
Oxydia recurvaria (Herrich-Schäffer, [1856]). Ju.
Oxydia translinquens (Walker, 1860). Mnes.
Oxydia trychiata Guenée, [1858]. Ju., Sal., Tuc.
Oxydia vesulia vesulia (Cramer, [1779]). Cs., Mnes.
Pantherodes pardalaria Hübner, 1823. Ju., Sal., Tuc., Bs. As., Cs., Mnes.
Paragonia cruraria Herrich-Schäffer, [1855]. Sal., Mnes. *
Patalene aenetusaria Walker, 1860. Ju., Sal., Cs., Mnes.
Patalene asina Druce, 1892. Ju., Sal., Tuc.
Patalene plebejata Snellen, 1854. Tuc., Mnes.
Penthophlebia radiata (Felder & Rogenhofer, 1875). Mnes.?*
Penthophlebia sp. Mnes. *
Perigramma nervaria Guenée, [1858]. Mnes.?
Perissopteryx submarginata (Schaus, 1911).? Cs.*
Pero aeniasaria Walker, 1860. Bs.As.
Pero amanda Druce, 1898. Mnes.
Pero amica Butler, 1881. Mnes.
Pero amnicincta Prout, 1910. Mza., Nq., Bs.As.
Pero arciogona Prout, 1933. Mnes. *
Pero bicurvata Warren, 1901. Tuc., S.E.
Pero carrerasi Giacomelli, 1911. L.R.
Pero clana Poole, 1987. Ju., Tuc., Mnes.
Pero colaloa Poole, 1987. Tuc.
Pero collenetei Prout, 1934 Tuc.
Pero delauta (Warren, 1907). Ju., Mnes.
Pero fragila Poole, 1987. Mnes. ? *
Pero fusaria (Walker, 1860). Mnes.
Pero fusca Warren, 1901. E.R.
Pero gonopteraria Guenée, [1858]. Sal.
Pero hoedularia Guenée, [1858]. Tuc., Mnes.
Pero infantilis (Warren, 1897). Mnes. *
Pero immundaria Walker, 1866. Mnes.
Pero jonesaria Schaus, 1897. Mza., Bs.As., E.R., Mnes.
Pero lignata Warren, 1897 1912. Ju., Sal., Tuc., L.R, Bs.As., Fo., Mnes.
Pero lusa Poole, 1987. Tuc.
Pero maculicostata Warren, 1897. Mnes.
Pero mathilda Butler, 1881. Tuc.
Pero minopenaria Oberthür, 1912. Sal., Tuc., L.R, Cba., E.R., Bs.As.

Pero neuquena Poole, 1987. Mza., Nq.
Pero nigra (Warren, 1904). Mnes. ?*
Pero norma Prout, 1910. Tuc., L.R., Mza., Cha., Cs., E.R., S.Fe, Bs.As.
Pero olivacea Warren, 1904. Ju., Sal., Tuc., Cm., Mnes.
Pero palmirensis Prout, 1910. Mza.
Pero pelota Poole, 1987. E.R.
Pero periculosaria (Oberthür, 1883). Tuc.
Pero polygonaria (Herrich-Schäffer, 1855).Mnes.
Pero refellaria (Guenée, 1857). Tuc.
Pero rumina ? (Druce, 1892). Mnes. ?*
Pero siambona Poole, 1987. Tuc.
Pero sprata Poole, 1987. Tuc.
Pero sula Poole, 1987. Tuc.
Pero teleclyta Prout, 1928. Mnes. *
Pero tridenta Poole, 1987. Mnes.
Pero uniformis Warren, 1897. Sal., Tuc., Fo.*
Pero xylinaria Guenée, 1857. Mnes.
Perusia inusta (Felder & Rogenhofer, 1875). Nq.
Perusia praecisaria aurata Dognin, 1913. Sal., Tuc.
Phrygionis paradoxata incolorata Prout, 1910. Bs.As.
Phrygionis platinata platinata Guenée, [1858]. Ju., Sal.,Tuc.
Phrygionis polita Cramer, [1780]. Mnes.
Phrygionis privignaria Guenée, [1858]. Cs., Mnes.
Phyle arcuosaria Herrich-Schäffer, [1855]. Ju., Sal.
Phyllodonta sp. Sal., Mnes. *
Physocleora enana Dognin, 1895. Tuc.
Physocleora nigrescens Prout, 1910. Tuc., Cha.
Physocleora obscura Schaus, 1898. Bs.As.
Physocleora punctilla Schaus, 1898. Tuc.
Physocleora semirufa Dognin, 1912. Mnes.
Plesiophyle cinerascens Dognin, 1911. S.E.
Polla aristaria Oberthür, 1883. Mnes.
Polla celeraria Walker, 1860. Mnes.
Polla sp. Mnes.
Poya variata Rindge, 1973. Nq.
Praeantarctia albida Rindge, 1971. Nq. *
Praeantarctia decisa Heimlich, 1960. Nq., S.C. *
Praeantarctia indecisa Heimlich, 1956. Nq. *
Prochoerodes flexilinea Warren, 1904. Ju., Sal.,Tuc., Mnes.
Prochoerodes onustaria Geyer, 1832. Sal., Cs., Mnes.
Pseudaleucis cruciferaria Berg, 1877. S.C., T.F.
Pseudaleucis denticulata Butler, 1882. S.C.
Pseudaleucis fasciata Orfila & Schajovski, 1963. Nq.
Pseudobrephos baynei Prout, 1910. Bs.As.
Psilaspilates catillata (Felder & Rogenhofer, 1875). Nq., T.F.
Psilaspilates ceres (Butler, 1882). Nq.
Psilaspilates signistriata.Nq., S.C., T.F.
Psilaspilates striolata Staudinger, 1899. T.F.
Psodopsis tortilinea Prout, 1910. Mza.
Pucaraia izquierdii Bartlett-Calvert, 1893. Nq.
Pucaraia lizeri Orfila & Schajovski, 1963. Nq.
Rhinoligia biocellata Felder & Rogenhofer, 1875. Nq.
Sabulodes adumbrata Warren, 1895. Tuc.
Sabulodes aegrotata Guenée, [1858]. Sal.,Tuc., Mnes.
Sabulodes atropesaria Walker, 1860. Tuc.
Sabulodes caberata caberata Guenée, [1858]. Sal.,Tuc., Bs.As.
Sabulodes caberata oberthuri Rindge, 1978. Ju., Tuc., S.J.
Sabulodes cletiusaria Schaus, 1933. Tuc.
Sabulodes exhonorata Guenée, [1858]. Mnes.
Sabulodes triangula Rindge, 1978. Ju., Sal.,Tuc., S.J.,Mnes.*
Semiothisa arenisca Dognin, 1896. Sal., Cs.
Semiothisa irrufata (Guenée, [1858]). Tuc.
Semiothisa subclathrata Warren, 1897. Tuc., Mnes.
Semiothisa tripartita Prout, 1910. Mza.
"*Semiothisa*" *pallidata* Warren, 1897. Bs.As.
"*Semiothisa*" *peltigerata* Guenée, [1858]. Tuc.
"*Semiothisa*" *praeflavida* Dognin, 1924. Mnes.
"*Semiothisa*" *repetita* Prout, 1910. Mza.
"*Semiothisa*" *tenuilineata* Dognin, 1924. Mnes.
Sericoptera chiffa Tierry Mieg, 1892. Mnes.
Sericoptera peruvianaria Oberthür, 1883. Sal.
Simopteyx torquataria Walker, 1860. Ju.*
Sperrya cervula Rindge, 1958. S.C.
Sphacelodes vulneraria (Hübner, 1823). Tuc., Cs., Mnes.
Stenalcidia celosoides Dognin, 1895. Tuc.
Stenalcidia contempa Prout, 1913. Cba.
Stenalcidia despecta Prout, 1910. Mza.
Stenalcidia differens Warren, 1897. Bs.As.
Stenalcidia dimidiaria Guenée, [1858]. Bs.As.
Stenalcidia dukinfieldia Schaus, 1897. Bs.As.
Stenalcidia fusca Warren, 1897. Tuc.
Stenalcidia grisea Warren, 1900. Tuc.
Stenalcidia illineata Dognin, 1906. Tuc.
Stenalcidia invenusta Dognin, 1904. Tuc.
Stenalcidia junctilinea Warren, 1901 Tuc.
Stenalcidia robusta Warren, 1901. E.R..
Syncirsodes deustata Felder & Rogenhofer, 1875. Nq.
Syncirsodes disticlaria Mabille, 1885. T.F.
Syncirsodes hyadessi Mabille, 1885. T.F.
Synnomos firmamentaria Guenée, [1858]. Sal., Tuc.*
Syrrheuma cretata Dognin, 1911. Mnes.
Talca absconda Heimlich, 1960. Nq.
Talca incurva Rindge, 1971. Nq., S.C.
Tanagridia fusca Butler, 1882. Nq.
Tanagridia rhaphis (Rindge, 1986). Nq.
Tetracis erosinata Dognin, 1907. Tuc.
Thyrinteina arnobia arnobia Stoll, 1782. Tuc., Mnes.
Thyrinteina schadeana (Schaus, 1927). Fo., Mnes.
Thysanopyga abdominaria (Guenée, [1858]). Cs.
Thysanopyga serena Dognin, 1906. Tuc.
Trotopera arrhapa Druce, 1891. Mnes.?*
Trotopera maranharia (Felder& Rogenhofer, 1875). Mnes.
Urepione contorta Thierry-Mieg, 1892. Tuc.*
Urepione quadrilineata Walker, [1863]. Tuc. *

Geometrinae

Anomphax gnoma Butler, 1882. Sal.
Chloropteryx munda Warren, 1897. Bs.As.
Dichorda porphyropis Prout, 1925. Mnes.
Dyscheilia inornata Dognin, 1911. E.R., Mnes.
Hydata apicata Schaus, 1901. Cha.
Hydata satisfacta Walker, 1861. Tuc.
Lissochlora latuta (Dognin, 1898). Ju., Sal., Mnes.
Lissochlora sanguinipunctata Dognin, 1906. Tuc.
Nemoria dentilinea paurocaula Prout, 1932. Mnes.
Nemoria erina Dognin, 1896. Tuc.
Nemoria sigillaria Guenée, [1857]. Cba., E.R.
Nemoria unipunctata Prout, 1912. Tuc.
Oospila asmura (Druce, 1892). Ju., Tuc., E.R.
Oospila includaria Herrich-Schäffer, [1855]. Ju., Sal., Tuc.
Phrudocentra eccentrica giacomellii Dognin, 1923. Tuc.
Phrudocentra janeira tenuis Warren, 1909. Sal., Ju. *
Synchlora apicata (Warren, 1900). Mnes.?
Synchlora frondaria frondaria Guenée, [1858]. Sal., Tuc., Cs.
Synchlora gerularia (Hübner [1823]).Sal., Tuc., Mnes., Bs.As.
Synchlora suppomposa Prout, 1916. Tuc.

Larentiinae

Aloba cinereus Bartlet-Calvert, 1893. Nq.
Anomozela cirrhiata Felder& Rogenhofer, 1875. Nq.
Anticlea badiiplaga Fletcher, 1953. Nq., Chu.
Anticlea crepusculata Fletcher, 1953. Nq.
Anticlea oculisigna Prout, 1923. Nq., Chu.
Apleria ocellaris Felder& Rogenhofer, 1875. Nq.
Apodroma quadrisectaria Mabille, 1885. T.F.
Baynia dismutata Warren, 1904. Tuc.
Baynia odontata Prout, 1910. Cba., Mza.
Butleriana fumosa Butler, 1882. Nq.
Butleriana minor Butler, 1882. Nq.
Butleriana oculata Mabille, 1885. Nq.
Callipia sp. Sal., Ju.*
Chrismopteryx chiliata Guenée, [1858]. R.N.
Chrismopteryx expolita Prout, 1910. Mza.

Chrismopteryx politata Fletcher, 1953. Nq., Chu.
Chrismopteryx vicina Prout, 1910. Mza., S.C.
Costaconvexa centrostrigaria Wollaston, 1858. Bs. As.
Disclisioprocta stellata Guenée, [1858]. Tuc., Cha.
Dyspteris legitimaria Guenée, [1858]. Mnes.?
Dysstroma citrata Linnaeus, 1761. E.R.?
Eois coerulea Warren, 1905. Tuc.
Eois glauculata Walker, [1863]. Tuc.
Eois tegularia Guenée, [1858]. Sal.,Tuc.
Erateina comata sublimata Staudinger, 1894. Ju., Sal.?
Erateina siliquata Guenée, [1858]. Sal.
Eubaphe cupraria Walker, 1854. Cba., Mza., Bs.As., Sta. Fe, Cha.
Eubaphe hesperina Burmeister, 1878. Sal., Tuc., S.E., L.R., Cba., Cha., Mnes., Cs., Bs.As.
Eubaphe lobula Hübner, 1823. Tuc., Mnes.
Eubaphe weyenberghii Snellen, 1878. Ju., Sal., Tuc., L.R., Cba., Mnes., Bs.As., L.P.
Eudule limbata Burmeister, 1878. Tuc., Cm., Sal., L.R., S.E., Cba.
Eudule pulchricolora Hübner, 1823 Sal. ?
Eudule sceata Schaus, 1892 Sal.
Eudule schausi Dognin, 1922 Sal., Mnes.
Eudule trichoptera Perty, [1833]. Sal., Fo., Mnes.
Eudulophasia invaria Walker, 1854. Sal., Tuc., Cha., Cs., E.R., Mnes.
Euphya combustaria Herrich-Schäffer, [1855]. Bs.As.
Euphya corrivulata Warren, 1900. E.R.
Euphya emberizata Guenée, [1858]. Tuc., Cba., E.R.
Euphya euria Prout, 1910. Bs.As.
Euphya fringillata Guenée, [1858]. Tuc., Cs.
Euphya halisma Schaus, 1901. Tuc.
Euphya jugurtharia Guenée, [1858]. Tuc.
Euphya kirschi-kirschi Maassen, 1890. Tuc.
Euphya kirschi chaconis Prout, 1931. Sal.
Euphya limbata Prout, 1910. Mza.
Euphya nigrociliata Prout, 1910. L.R.
Euphya nigrolineata Warren, 1904. Tuc.
Euphya ochribasis Warren, 1905. Sal.,Tuc.
Euphya pontina Druce, 1893. Tuc.
Euphya ruficoesia Dognin, 1904. Tuc.
Euphya ruficorpus Dognin, 1906. Tuc.
Euphya subguttaria Herrich-Schäffer, 1855. Sal., Tuc.
Euphya subvinosa Dognin, 1906. Sal., Tuc.
Euphya zona Dognin, 1901. Tuc., Bs.As., S.C ?
Eupithecia ammorrhoa Prout, 1910. S.J.
Eupithecia arenosissima Vojnits, 1992. R.N.
Eupithecia batida Dognin, 1899. Bs.As.
Eupithecia bellimargo Basterlberger, 1907. Tuc.
Eupithecia chincha Dognin, 1899. Tuc.
Eupithecia collineata Warren, 1906. Bs.As.
Eupithecia frequens frequens Butler, 1882. Nq., T.F.
Eupithecia furvipennis Dognin, 1906. Tuc.
Eupithecia hastaria nebulata Fletcher, 1953. R.N.
Eupithecia haywardi Fletcher, 1953. Nq.
Eupithecia illepidus Vojnits, 1992. R.N.
Eupithecia indefinata Snellen, 1874 Tuc.
Eupithecia lactevirens Dognin, 1908 Sal.
Eupithecia maleformata Warren, 1895 Tuc., Bs. As.
Eupithecia rosalia Butler, 1882 Nq.
Eupithecia semilotaria Mabille, 1885. T.F.
Eupithecia semilugens Dognin 1906. Tuc.
Eupithecia sibylla Butler, 1882.Nq.
Eupithecia truncatipennis Warren, 1897. Bs.As.
Fueguina varians Butler, 1882. T.F.
Graphidipus subpisciata flavirivulata Prout, 1916. Sal., Tuc., L.R.
Hagnagora discordata Guenée, [1858]. Nq.?
Hagnagora mesenata Felder & Rogenhofer, 1875. Nq.
Hammaptera parinotata tenera Warren, 1900. E.R.
Hammaptera repandaria Schaus, 1901. Sal.
Haplopteryx anomala Butler, 1882. Nq.
Heterusia adventa Prout, 1934. Chu.
Heterusia conduplicaria Hübner, [1831]. Mnes.
Heterusia cruciata Staudinger, 1894. Tuc., Sal.
Heterusia quadruplicaria Geyer, 1832. L.R., Sal., Mnes., Tuc.
Heterusia sinuosa Felder & Rogenhofer, 1875. Mnes.
Heterusia zeritis Felder & Rogenhofer, 1875. Tuc.
Hoplolygris cicatriculata Berg, 1815. Cba., Bs.As., R.N
Hoplosauris analogica Prout, 1926. Chu.
Hoplosauris imbricaria Felder & Rogenhofer, 1875. T.F.
Hoplosauris limnetes Prout, 1923. Chu.
Hoplosauris perornata Mabille, 1885. T.F.
Lagynopteryx botulata Felder & Rogenhofer, 1875. Nq.
Larentia horismeata Fletcher, 1953. Chu.
Larentia irma Prout, 1923. S.C
Larentia profugaria Herrich-Schäffer, 1855. Tuc.
Larentia scarata Felder & Rogenhofer, 1875. Nq.
Leptostales praepeditaria flexifascia Prout, 1910. Bs.As.
Lithostege giacomellii Prout, 1910. L.R., Mza.
Lithostege pax Prout, 1910. Mza.
Lithostege scoliogramma Prout, 1922. Mnes.
Lithostege tzaddi Prout, 1910. Mza.
Nebula cynthia Butler, 1882. Nq.
Nebula decipiens Butler, 1882. Nq.
Nebula misera Butler, 1882. Nq.
Nebula mutabilis Mabille, 1885. T.F.
Neochesia opistholeuca Prout, 1910. Mza.
Neodora glaucularia Snellen, 1874. Tuc.
Obila simpliciata Warren, 1905. S.E.
Obila umbrinata Guenée, [1858]. Tuc.
Orthonama obstipata obstipata Fabricius, 1794. Bs.As, Cs., Nq.
Orthonama prouti Bastelberger, 1907. Tuc.
Orthonama suffocata Dognin, 1906. Tuc.
Orthonama vittulata Schaus, 1901. Tuc.
Perizoma iduna Prout, 1910. Tuc.
Perizoma impromissata Walker, 1862. Mza., Cs., E.R.
Perizoma sordescens Dognin, 1908. Mza.
Perizoma spilophylla Prout, 1934. Tuc.
Perizoma tenuisecta Prout, 1934. Tuc.
Physoloba granitata Fletcher, 1953. Nq.
Physoloba indistincta Butler, 1882. Nq.
Physoloba multivirgulata Mabille, 1885. T.F.
Psaliodes prionogramma Prout, 1910. Tuc.
Psaliodes quinquelatera Prout, 1916. Mnes.
Pseudaria debilis Staudinger, 1899. T.F.
Rheumaptera cauquenensis Butler, 1882. Mza.
Rheumaptera exacta exacta Butler, 1882. S.C.
Rheumaptera exacta stygiata Fletcher, 1953. Chu.
Rheumaptera fimbriata Prout, 1910. Mza.
Rheumaptera fuegata Staudinger, 1899. Nq.,T.F.
Rhopalodes argentina Berg, 1833. Cs.
Rhopalodes muscosaria Berg, 1885. Bs.As.
Rhopalodes otophora Prout, 1910. Mza.
Sarobeia angelinae Orfila & Schajovski, 1962. Nq.
Sarracena chlamydaria Herrich-Schäffer, [1853]. Ju., Tuc.
Sarracena euides Prout, 1923. Ju., Tuc.
Scotopteryx superjecta Prout, 1910. Bs.As.
Spargania flavisquamata Dognin, 1904. Tuc.
Stamnodes uniformata Berg, 1877. S.C., T.F.
Synneuria camposi Orfila & Schajovski, 1964. T.F.
Synneuria carcavalloi Orfila & Schajovski, 1962. Cm.
Synneuria triangularia Bartlett & Calvert, 1891. Chu.
Synneuria uniformata Berg, 1877. Nq., S.C., T.F.
Tomopteryx amoena Philippi, 1873. Nq.
Triphosa affirmata Guenée, [1858]. Tuc.
Triphosa antarctica Staudinger, 1899. T.F.
Triphosa inca Prout, 1910. Mza.
Triptila virescens Philippi, 1873. Nq.
Triptiloides fissa Felder & Rogenhofer, 1875. Nq.
Xanthorhoe argentina Prout, 1910. Bs.As.
Xanthorhoe edmondsii Butler, 1882. L.R., Mza.

Oenochrominae
Almodes terraria Guenée, [1858]. Tuc.
Ergavia benesignata Dognin, 1906. Sal.
Ergavia liraria liraria Guenée, [1858].Tuc.
Ergavia venturii Prout, 1917. Cha.
Sterrhinae
Atyria basina basina Boisduval, 1870. E.R.
Atyria circumdata Maassen, 1890. Ju., Sal., Tuc.
Atyria chibcha Schaus, 1892. Sal., Ju., Tuc., Mnes., Cs., S.Fe
Atyria durnfordi Druce, 1899. Bs.As., Mnes.
Atyria fumosa Köhler, 1924. Sal.
Atyria isis isis Hübner, 1823 Mnes.
Cyclophora nanaria Walker, 1861. Tuc., Bs.As.
"Cyclophora" major Dognin, 1911. Tuc. ?*
"Cyclophora" subcarnearia Warren, 1900. Bs.As.*
"Cyclophora" subpallida Warren, 1900. Tuc.
"Cyclophora" tharossa Druce, 1899. Bs.As.
Cyllopoda claudicola catabathmus Prout, 1938. Mnes.
Eueupithesia cisplatensis Prout, 1910. Cha., Bs.As.
Idaea asceta Prout, 1910. Cha.
Idaea denticulata Warren, 1900. E.R., Cs.
Idaea longipedata Warren, 1900. E.R.
Idaea praetextaria Guenée, [1858]. Cha.
Idaea spernata Walker, 1861. Tuc., Cs., Bs.As.
Leptostales praepeditaria flexifascia Prout, 1910. Bs.As.
Leptostales turbata Walker, [1863]. Cha.
Lobocleta flexicosta Warren, 1900. Tuc., Cha., S.L., Mza., Cs., E.R., S.Fe, Bs.As.
Lobocleta muscilineata Dognin, 1906. Tuc.
Lobocleta triangularis Warren, 1897. Cha., Mnes. ?
Lobocleta unigravis Prout, 1920. Bs.As.
Pleuroprucha asthenaria Walker, 1861. Tuc.
Pleuroprucha insulsaria Guenée, [1858]. Tuc., Cha., Bs.As.
Pseudasellodes lacunata lacunata Dognin, 1906. Sal., Tuc.
Pseudasellodes laternaria Guenée, [1858]. Cha.
Ptychamalia platensis Prout, 1910. Bs.As.
Ptychamalia ptychopoda Prout, 1910.Mza.
Scopula ablativa Dognin, 1911. Mnes.
Scopula abornata Guenée, [1858]. Sal., Tuc., Cba., Mza., Mnes., S.Fe.
Scopula albidulata Warren, 1897. Cs.
Scopula atridiscata Warren, 1897. Tuc.
Scopula defixaria Walker, 1861. Cs.
Scopula eburneata Guenée, [1858] Tuc., Cs., Cha.
Scopula eclipes Prout, 1910 Bs.As., Cha.
Scopula subquadrata Guenée, [1858]. Cha.
Scopula recusataria Walker, 1861. Tuc.
Scopula unicornata Warren, 1900. Tuc.
Semaeopus ascia Prout, 1918. Sal.
Semaeopus enodiflexa Prout, 1931. Tuc.
Semaeopus oenopodiata oenopodiata Guenée, [1858]. Sal., Tuc., L.R.
Semaeopus purpurea Warren, 1906. Sal.
Semaeopus rubripuncta Dognin, 1902.Tuc.
Semaeopus sigillata Walker, [1863]. Tuc.
Stenorrhoe longipennis Warren, 1900. Cs.
Tricentra citrinaria citrinaria Warren, 1907. Ju., Mnes.?

Especies que no están asignadas a ningún género

oreas Prout, 1910. Mza. Pitkin sugiere podría pertenecer a *Iridopsis*.
cauquenensis Butler, 1882. Nq. (desde *Rhodostrophia*)
chilenaria Blanchard, 1852. (Chile) (desde *Rhodostrophia*)
rinodaria Felder& Rogenhofer, 1875. Nq. (desde "*Chloroclydon*")
diffissata Felder& Rogenhofer, 1875. R.N. (desde *Opisogonia*)
chilenaria Nq. (desde *Tetracis*)
panacea Mnes. (desde *Nephodia*)
fulvitincta Warren, 1905. Tuc. (desde *Melinodes*)
gracilis Bartlett-Calvert, 1893 (desde *Neorumia*)
lutea Bartlett-Calvert, 1893. Nq. (desde *Neorumia*)
apricaria Herrich-Schäffer, [1855]. Sal. (desde *Periclina*)
lapidea Butler, 1882(desde *Thysanopiga*)
varians Butler, 1882 (desde *Thysanopiga*)
undilinea Warren, 1904. Tuc. (desde *Isochromodes*)
flaccida Warren, 1895. Mnes. (desde *Phrudocentra*)?

NOCTUIDAE

***Germán SAN BLAS**
****Fernando NAVARRO (†)**

*Laboratorio de Entomología. Instituto Argentino de Investigaciones de las Zonas Áridas (IADIZA), CCT CONICET Mendoza. Av. A. Ruiz Leal s/n, Pque. Gral. San Martín. CC 507. 5500 Mendoza, Argentina.
gsanblas@mendoza-conicet.gob.ar

**Instituto Superior en Entomología "Dr. Abraham Willink" (INSUE), Facultad de Ciencias Naturales e Instituto Miguel Lillo, Universidad Nacional de Tucumán. CONICET. Miguel Lillo 205, 4000 San Miguel Tucumán, Argentina.
fnavarro@csnat.unt.edu.ar

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Los noctuidos, comúnmente llamados "polillas", son lepidópteros de distribución mundial. Muchas especies son importantes plagas agrícolas, llegando a producir hasta un 100% de pérdida en la cosecha. A pesar de su importancia económica, la familia todavía no se encuentra bien definida así como tampoco las relaciones entre las subfamilias. En esta contribución se señalan los cambios que sufrió la familia a lo largo de los años y los últimos trabajos de filogenia supragenérica. Se provee la primera lista de especies argentinas, e información sobre diagnosis e importancia económica para cada una de las subfamilias.

Abstract

Known as moths, noctuids are lepidopteran with worldwide distribution. Many species are economically important, in some cases causing 100% of crop loss. Neither the family level nor the subfamily relationships are still well defined. The present contribution shows the family changes along the time and the last works on the suprageneric phylogeny. The first checklist of Argentinean species is provided, and information on diagnostic characters and economical importance of each subfamily.

Introducción

Los noctuidos son lepidópteros del suborden Glossata. La familia presenta distribución mundial, con los grupos basales predominantemente tropicales y los apicales de zonas templadas áridas (Mitchell *et al.*, 2006). La familia incluye 25.000 especies descriptas a nivel mundial, constituyendo la familia más grande dentro de los lepidópteros (Mitchell *et al.*, 2006), representada en Argentina por 600 especies (Tabla I y Apéndice 1). Cabe aclarar que el número de especies publicado en el trabajo de Mitchell *et al.* (2006) incluye tanto los noctuidos trifinos (actualmente Noctuidae) como los noctuidos quadrifinos (actualmente Erebidae).

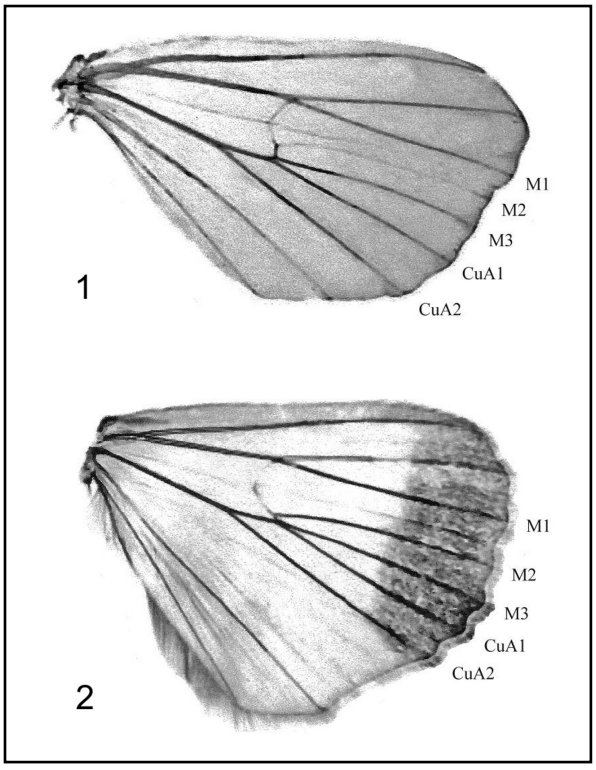
Si bien la monofilia de la superfamilia Noctuoidea es ampliamente aceptada (ver Kitching & Rawlins, 1998), no ocurre lo mismo con las familias que incluye. Los noctuidos no han sido la excepción; durante mucho tiempo no se pudo proponer caracteres que los definiesen en forma inequívoca. Kitching (1984) propuso la posición postespiracular del opérculo timpánico como posible carácter para definir al grupo. Estudios posteriores indican que este carácter es variable y de interpretación filogenética complicada, por lo que actualmente no se lo utiliza (Kitching & Rawlins, 1998; Yela & Kitching, 1999). Otros caracteres propuestos son: 1) el característico ensanchamiento dorsal de las bandas esclerosadas postespiraculares de la zona pleural del primer segmento abdominal de los adultos (Minet, 1986; según Kitching & Rawlins, 1998); 2) la forma, tamaño y separación de las cavidades contratimpánicas (Minet, 1986; según Kitching & Rawlins, 1998); 3) el tamaño de las espinas tibiales en relación a la tibia (Speidel *et al.*, 1996); 4) la posición vertical de la glándula

Tabla I. Número de géneros y especies de noctuidos de la Argentina. Se sigue la clasificación de Lafontaine & Schmidt (2010).

Subfamilia	Tribu	Géneros	Especies
Plusiinae	Abrostolini	1	1
	Argyrogrammatini	5	7
	Plusiini	3	6
Bagisarinae		3	3
Eustrotiinae		4	9
	Eustrotiinae *incertae sedis*	1	3
Acontiinae		14	35
Diphtherinae		1	1
Acronictinae		2	5
Metoponiinae		2	3
Cuculliinae		3	10
	Cuculliinae *incertae sedis*	13	22
Amphipyrinae		8	11
	Nocloini	2	2
	Triocnemidini	1	1
	Psaphidini	1	3
	Stiriini	1	1
Oncocnemidinae		12	37
Agaristinae		7	17
Condicinae	Condicini	1	16
	Leuconyctini	1	1
Heliothinae		5	17
Eriopinae		1	2
Noctuinae	Phosphilini	2	4
	Prodeniini	1	6
	Elaphriini	5	30
	Caradrinini	1	1
	Dypterygiini	3	4
	Actinotiini	1	2
	Apameini	1	3
	Xylenini	17	42
	Xylenini *incertae sedis*	2	3
	Orthosiini	1	1
	Hadenini	11	35
	Hadenini *incertae sedis*	12	34
	Leucaniini	2	16
	Eriopygini	3	26
	Glottulini	2	3
	Noctuini	26	177
Total		182	600

ventral o adenosma de las larvas (Godfrey, 1987); 5) la presencia de un lóbulo cilíndrico interno en la galea de la maxila de las larvas (Kitching & Rawlins, 1998); 6) el patrón de quetotaxia del tórax en la larva (Kitching & Rawlins, 1998); 7) la presencia de una mancha orbicular en las alas anteriores (Kitching & Rawlins, 1998); y 8) la inserción de los músculos retractores de las apófisis posteriores en el aparato genital femenino (Kitching & Rawlins, 1998). La mayoría de estos caracteres no son exclusivos de la familia y muchos no están representados en todas las especies, por lo que no pueden ser utilizados como diagnósticos. Recientemente, Fibiger & Lafontaine (2005) mediante la utilización de caracteres morfológicos de larva, pupa y adulto han redefinido la familia y propusieron nuevas apomorfías (detalladas más adelante).

La familia Noctuidae probablemente fue reconocida por primera vez por Denis & Schiffermüller (1775), quienes revisaron las mariposas de Viena y reconocieron una "división" Noctuae dividida en 21 grupos. Posteriormente, entre 1852 y 1854, Guenée examinó principalmente la fauna paleártica y agregó también numerosas especies de todas partes del mundo (Boisduval & Guenée, 1852-1854). En su trabajo propuso una segunda clasificación con una división Noctuélites, que incluía dos grandes grupos de acuerdo con la posición y desarrollo de la vena M2 del ala posterior: trifidae (M2 débil, originada del centro de la celda discal, el *cubitus* tiene tres ramas: M3, CuA1 y CuA2, Fig. 1) con tres tribus y 18 familias, y quadrifidae (M2 fuerte, originada del extremo posterior de la celda discal, el *cubitus* tiene cuatro ramas: M2, M3, CuA1 y CuA2, Fig. 2) con ocho tribus y 32 familias. La



Figs. 1-2. Venación del ala posterior. 1. *Mamestra*, con M2 reducida o débil (condición trifidae) (Hadeninae); 2. *Melipotis*, con M2 bien desarrollada (condición quadrifidae) (Erebidae: Catocalinae) (modificado de Fibiger & Lafontaine, 2005).

otra división, llamada Deltoïdes, contenía tres familias. Tenemos que aclarar que el nivel jerárquico para tribus y familias que utilizó Guenée era contrario al utilizado actualmente.

Grote (1882), al tratar la fauna neártica, separó los Noctuae en dos grupos: Bombyciae y Noctuelitae, este último dividido posteriormente en Non-fasciatae y Fasciatae, conteniendo 21 y ocho subfamilias, respectivamente. Grote incorporó muchas de sus especies al sistema propuesto por Guenée, pero al ser el primero en revisar la fauna americana, describió nueve subfamilias nuevas para especies que no se ajustaban al sistema de Guenée.

Hampson en "Fauna of British India" (1892-1896) y su gigantesco "Catalogue of the Lepidoptera Phalaenae in the British Museum" (1898-1920) propuso un sistema de clasificación totalmente nuevo que perduró por casi 100 años. Hampson reunió información de noctuidos a nivel mundial y se basó para su clasificación en los trabajos de Grote y Guenée de finales del siglo XIX (Yela & Kitching, 1999). Fue el primero en proponer que las familias Agaristidae, Arctiidae y Noctuidae estaban estrechamente relacionadas. Según Hampson, los agarístidos se encontraban estrechamente relacionados con los noctuidos, en contraposición a ideas previas donde se los asociaba con árctidos o eran incluidos dentro de los bombícidos. Inicialmente, Hampson dividió a los noctuidos en 10 subfamilias y las agrupó siguiendo la división mayor propuesta por Guenée: (a) Trifinae y Acontiinae, agrupadas por tener la vena M2 del ala posterior débil; y (b) Palindidae, Sarrothripinae, Euteliinae, Stictopterinae, Gonopterinae, Quadrifinae, Focillinae y Deltoidinae, donde la vena M2 del ala posterior se encuentra fuertemente marcada.

Hampson (1903) propuso un nuevo sistema pero para el cual no dio explicaciones y los caracteres que utilizó para diferenciar las subfamilias sólo los expuso en su clave. Una característica peculiar de su clasificación y muy criticada posteriormente, fue su sistema jerárquico de caracteres. Por ejemplo, cualquier ejemplar trifino con espinas en las tibias era Agrotinae [=Noctuinae] sin importar si presentaba caracteres de otras subfamilias como ojos pilosos; igualmente, las especies sin espinas tibiales y con ojos pilosos correspondían a Hadeninae sin importar si tenían caracteres de otras subfamilias. Ésto determinó que muchas especies estuviesen mal asociadas (Kitching, 1984) y que sus grupos no sean naturales (Forbes, 1933; Kitching, 1984; Lafontaine, 2004). A pesar de ésto, el trabajo de Hampson tiene un gran valor por ser el mayor tratado realizado hasta ese momento y porque cuya clasificación se siguió utilizando por casi 100 años.

En los últimos 20 años el sistema de clasificación hampsoniano sufrió grandes cambios gracias a un conjunto de nuevas herramientas y factores: la metodología cladística que define como grupos válidos solamente los grupos monofiléticos basados en caracteres derivados compartidos, la utilización de nuevos caracteres como los genitales, el relevamiento de estos caracteres en un amplio número de grupos, la integración de caracteres de morfología de adultos y larvas y la incorporación de datos moleculares (Lafontaine & Fibiger, 2006). En los trabajos de los últimos 15 años se puede observar un aumento en el número de subfamilias de noctuidos, lo que refleja sin duda el esfuerzo que se realiza por esclarecer las relaciones filogenéticas dentro de este grupo (Yela & Kitching, 1999). La clasificación de los noctuidos también ha sufrido grandes cambios (ver Lafontaine & Fibiger, 2006; Lafontaine & Schmidt, 2010). Para el presente trabajo se analizan las cuatro publicaciones más recientes.

Fibiger & Lafontaine (2005), utilizando caracteres morfológicos de larva, pupa y adulto, proponen un nuevo sistema de clasificación para los noctuoideos holárticos (Fig. 3). A su vez, realizan una descripción de los principales caracteres que utilizan, explican su importancia en los diferentes grupos e incluyen la diagnosis de las familias, subfamilias y tribus. Esta nueva clasificación se fundamenta principalmente en el trabajo realizado por Kitching & Rawlins (1998). Como principal cambio restringen la familia Noctuidae solamente al grupo de taxones conocido tradicionalmente como "trifinos". A nivel de subfamilias de noctuidos realizan los siguientes ajustes: restablecen la familia Erebidae, que incluye a las subfamilias quadrifinas (Herminiinae, Hypenodinae, Hypeninae, Catocalinae, Calpinae, Stictopterinae y Euteliinae); restituyen las familias Rivulidae, Boletobiidae, Phytometridae, Scolecocampidae, Erebidae, Hypenodidae y Strepsimanidae; y reubican el grupo de Nolidae, Arctiidae y Lymantriidae cerca de los erébidos.

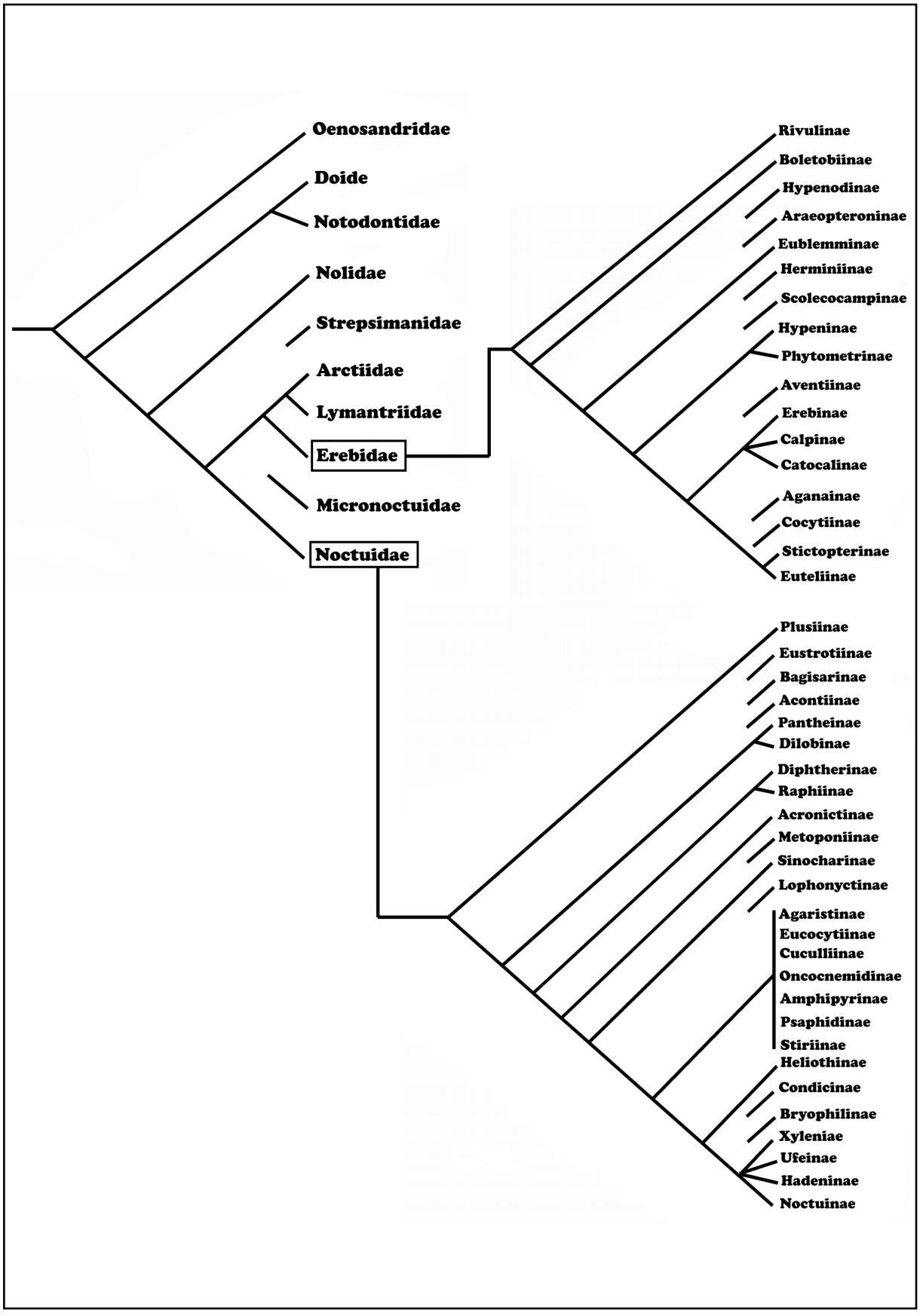


Fig. 3. Filogenia de las familias de Noctuoidea y subfamilias de Erebidae y Noctuidae. Cladograma adaptado de Fibiger & Lafontaine (2005).

Además, proponen una nueva familia Micronoctuidae (macrolepidópteros más pequeños conocidos), restablecen la subfamilia Pantheinae de los noctuidos, remueven Eriopini de Hadeninae y la tratan como subfamilia; y reincorporan la subfamilia Hadeninae pero en su uso más restringido. De esta manera, los noctuidos quedan conformados por 27 subfamilias y 39 tribus. Además, para la familia así definida (restringida a los trifinos) proponen las siguientes apomorfías: ala posterior trífida, por lo que el cubitus pareciese terminar en tres ramas; pinceles odoríferos abdominales en el segmento A1 de los machos (secundariamente perdido en algunos taxones); *bullae* del aparato timpánico fusionadas; genitales del macho con *scaphium* membranoso y *subscaphium* esclerotizado (con modificaciones en algunos grupos); presencia de un músculo entre el *tegumen* y la *transtilla*; genitales femeninos con extremo posterior de las apófisis posteriores expandido en una placa preapical de forma rectangular o romboidal; larvas con dos setas SV (subventrales) en el segmento A1 (este carácter presenta convergencia en otros grupos).

Mitchell *et al*. (2006) realizaron un análisis filogenético de 146 especies de noctuidos utilizando secuencias parciales de los genes Factor de Elongación 1α y Dopa Decarboxilasa (Fig. 4). Encontraron el "clado L.A.Q.", constituido por las familias Lymantriidae, Arctiidae y la mayor parte de los Noctuidos quadrifinos. Excluyen del mismo a Nolidae y las subfamilias quadrifinas Euteliinae y Stictopterinae. En todos los análisis el grupo de noctuidos trifinos fue consistente, aunque presentó bajo soporte, ya que en los diferentes análisis las familias basales quedaban fuera del grupo. Subfamilias con relaciones históricas dudosas a los trifinos mostraron gran soporte, por ejemplo Agaristinae, Stiriinae y Cuculliinae. También encontraron un clado de bajo soporte pero consistente en todos los análisis al que llamaron "pest clade" (clado de las plagas), constituido por las Noctuinae *s.l.*, Xyleninae, Ufeinae, Heliothinae, Hadeninae, Glottulinae y Eriopinae. Además, ubicaron dentro del "clado de las plagas" un grupo de subfamilias que se ajusta en parte a lo denominado por Lafontaine como "true cutworms" (verdaderos gusanos cortadores). Este grupo, nombrado como "Noctuinae *s.l.* in part" en el cladograma, está constituido por las subfamilias Noctuinae s.s., Hadeninae y Xyleninae. Originalmente, este clado también contenía a la tribu Caradrinini, pero en el árbol conforma un grupo polifilético, por lo cual quedan fuera de los "verdaderos gusanos cortadores" los géneros *Spodoptera* Guenée, *Galgula* Guenée, *Properigea* Barnes & Benjamin y *Elaphria* Hübner. La mayoría de las diferencias entre este trabajo y el realizado por Fibiger & Lafontaine (2005) se halla en el nivel taxonómico dado a los grupos encontrados. Probablemente, esta diferencia se deba también a que en el trabajo de Mitchell *et al*. (2006) se muestrearon pocas especies de noctuidos quadrifinos y muchas de ellas no eran las especies tipos de los grupos. Como mencionan en su trabajo, tal vez se pueda lograr una mayor resolución en cuanto al grupo de noctuidos trifinos agregando un mayor número de especies de quadrifinos basales y la resolución de las relaciones dentro del "clado L.A.Q." se podrían entender mejor si se mejora el entendimiento de muchas pequeñas subfamilias problemáticas dentro de los noctuidos.

Lafontaine & Fibiger (2006) comparan la interpretación del trabajo realizado por Fibiger & Lafontaine (2005) y el análisis filogenético de Mitchell *et al*. (2006) y mencionan que existe una gran coherencia entre ambos trabajos, diferenciados principalmente por el rango jerárquico asignado a los diferentes grupos. Como conclusión modifican la clasificación de Fibiger & Lafontaine (2005) de la siguiente manera: a) reubican Arctiidae y Lymantriidae como subfamilias dentro de Erebidae, b) en base a caracteres de morfología del adulto colocan la subfamilia Aganainae como grupo hermano de Arctiinae y reubican Nolidae dentro de los noctuidos quadrifinos, tratándola como una subfamilia hermana al clado Arctiinae-Aganainae y c) incluyen al clado Stictopterinae-Euteliinae dentro del "clado L.A.Q." y lo tratan como grupo hermano de los anteriores (Fig. 5). Noctuidae así reorganizado crea un gran conflicto con la clasificación de los noctuoideos, por lo que en su trabajo Lafontaine & Fibiger (2006) proponen cuatro maneras de solucionar tales conflictos. La primera, adoptar una postura similar al sistema utilizado por Mitchell *et al*. (2006), incrementando el número de familias, manteniendo Arctiidae y Lymantriidae como familias separadas y elevando a familia seis subfamilias de noctuidos; en total los noctuoideos quedarían constituidos por 22 familias. La segunda alternativa es mantener a Noctuidae solamente para los noctuidos trifinos y dividir los quadrifinos en una serie de familias. La tercera opción es dividir al grupo en dos familias: Noctuidae para los trifinos y Erebidae o Arctiidae para el resto de los noctuidos quadrifinos. Estas tres formas tienen un mismo problema, no hay caracteres que soporten tales asociaciones o si los hay son únicamente de un sólo sexo o caracteres larvales. Además, el primer y segundo método tienen como desventaja que se divide a los noctuoideos en varias familias, muchas de las cuales estarían soportadas por pocos caracteres y en su mayoría son familias cuyos representantes tropicales se encuentran poco estudiados, por lo que se esperaría que al aumentar la información de estos clados aumente el número de familias o la incongruencia de caracteres entre ellas. La última posibilidad y la recomendada en el trabajo es tratar todo el grupo como familia Noctuidae y como subfamilias a Nolidae, Strepsimanidae, Arctiidae y Lymantriidae. Esta última tiene la ventaja operativa de que sería fácil caracterizar la familia, a la vez dar soporte a su monofilia, como también explicar por qué el clado arctiidos-lymantriidos comparte caracteres derivados con algunos noctuidos quadrifinos y justificar la combinación de caracteres noctuido-arctidos presentes en los Aganainae y Nolinae.

Recientemente, Lafontaine & Schmidt (2010) publicaron una lista de especies de Noctuoidea de América del Norte, para lo cual han fundamentado su clasificación en los últimos artículos publicados, especialmente en el de Zahiri *et al*. (2010) sobre la filogenia molecular de la superfamilia. Reconocen cuatro familias dentro de los quadrífidos: Erebidae, Noctuidae, Nolidae y Euteliidae. Dentro de la familia Erebidae incluyen a Arctiinae, Lymantriinae y los noctuidos quadrifinos y restringen la familia Noctuidae a los noctuidos trifinos. Aquí seguimos

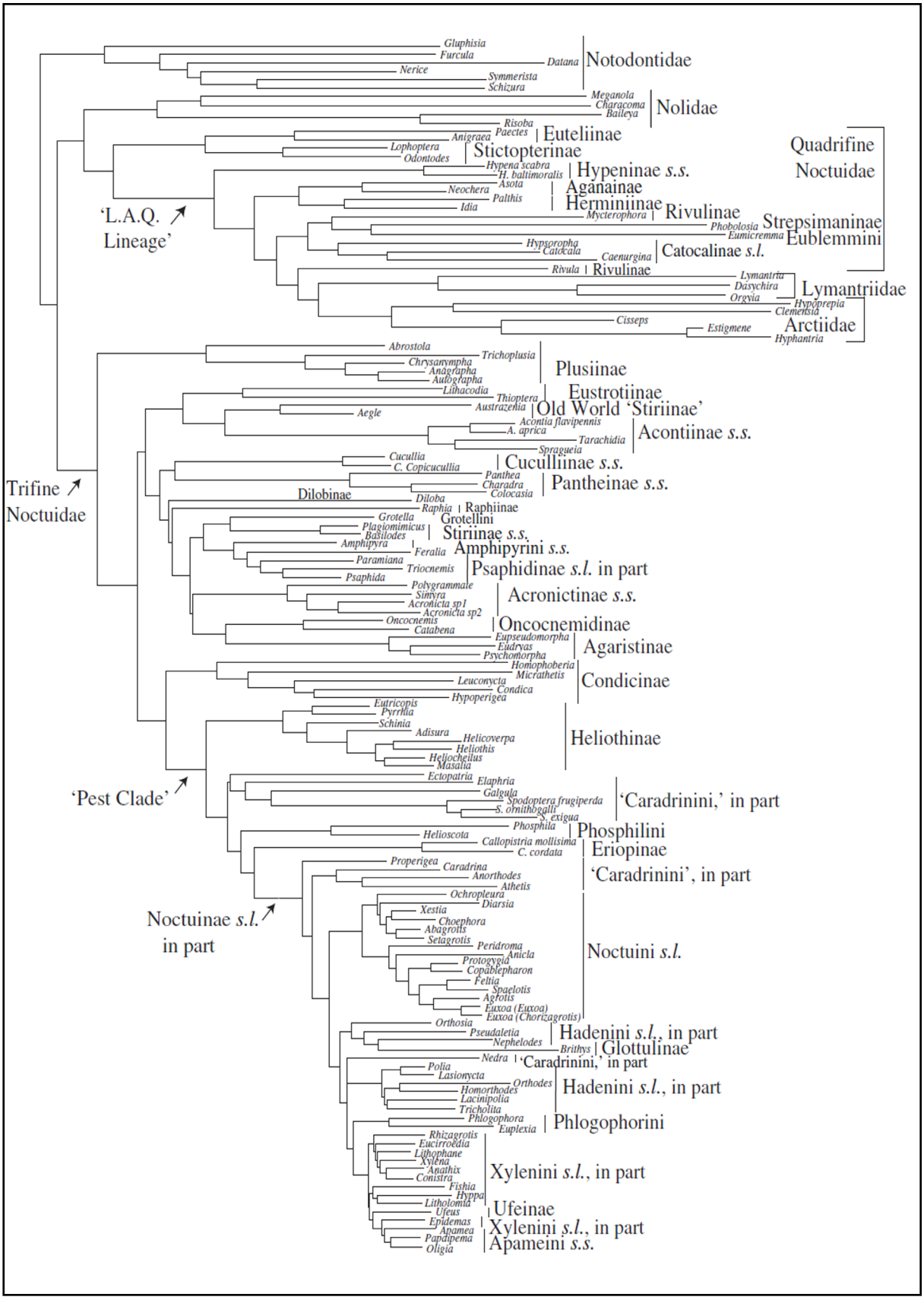


Fig. 4. Cladograma de las relaciones filogenéticas de 146 especies de noctuidos. Se aclara en el mismo los grupos de especies que se reconocen y la ubicación y relaciones entre familias y subfamilias. Cladograma adaptado de Mitchell *et al.* (2006).

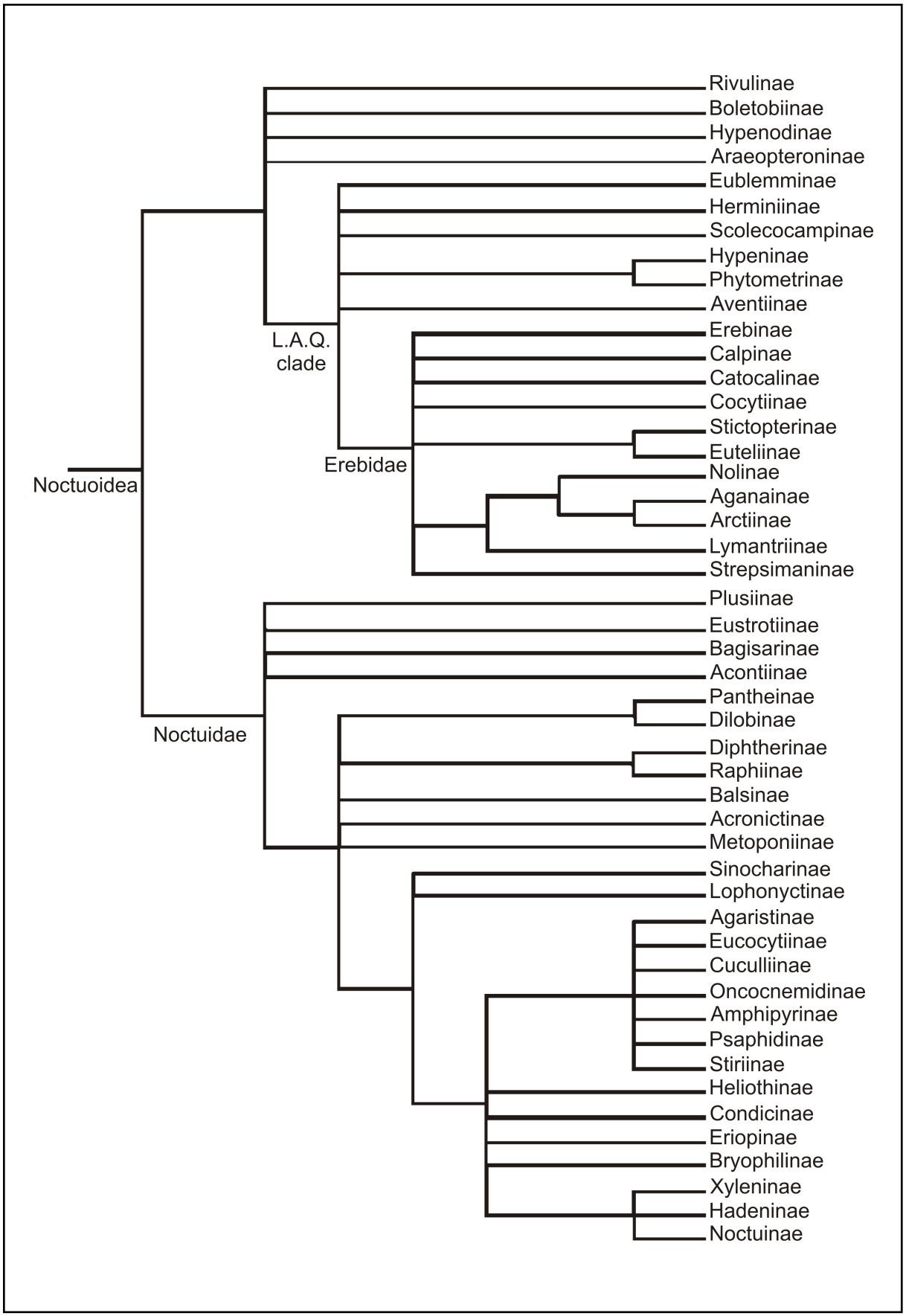


Fig. 5. Filogenia de Noctuoidea. Adaptado de Lafontaine & Fibiger (2006).

esta última clasificación, ya que a pesar de los grandes cambios que está sufriendo la clasificación supragenérica, consideramos que este trabajo se fundamenta en la información más reciente de filogenias moleculares y en caracteres morfológicos.

Hábitos alimenticios

Los noctuidos se alimentan predominantemente de gramíneas. Relacionado con la alimentación se asocia la utilización de los diferentes tipos de hábitat, estas polillas habitan predominantemente lugares abiertos con su mayor diversidad en las zonas desérticas y de pastizales, donde pueden constituir el grupo dominante de lepidópteros (Lafontaine, 2004). A pesar que existen grupos cosmopolitas y otros predominantemente tropicales como por ejemplo Agaristinae o Heliothinae, son menos tropicales en su distribución promedio que los quadrifinos, constituyendo uno de los mayores grupos de lepidópteros cuya distribución no es tropical. Los noctuidos tropicales se encuentran casi restringidos a zonas disturbadas o de altura (Mitchell *et al.*, 2006).

También se pueden observar tendencias alimenticias y estrategias de vida dentro de la familia. En los clados basales las larvas son en su mayoría oligófagas y descansan y se alimentan sobre la misma planta. Una variante a este tipo de vida y alimentación se observa en varios clados cuya mayor diversidad se observa en zonas áridas (Heliothinae, Cuculliinae *s.s.*, Oncocnemidinae y Stiriinae *s.s.*), cuya larva se alimenta primariamente de estructuras reproductivas y son en general bastante específicos. Ambos hábitos contrastan fuertemente con los del "clado de plagas" que viven en su mayoría en la superficie del suelo o bajo el mismo y se alimentan de pequeños trozos de hierbas a nivel del suelo. Aunque muchas están restringidas a pasturas, la gran mayoría de las especies son polífagas. Muchas especies exhiben una gran asociación con el medio más que con su alimento (Mitchell *et al.*, 2006). Dos tipos derivados de alimentación de la polifagia de hierbas dentro del "clado de plagas" lo constituyen los Apameini *s.s.*, cuyas larvas de los principales géneros viven a nivel del suelo o debajo; mientras que la otra gran mayoría son barrenadores de ramas o brotes mostrando rango de huéspedes restringido a pastos y/o monocotiledóneas acuáticas (Forbes, 1954) y el otro grupo lo constituyen los Hadeninae y Xylenini *s.l.* que se alimentan primariamente de árboles y arbustos (Forbes, 1954). Estos patrones hacen pensar en una coevolución sincrónica entre el hábitat característico y los huéspedes.

Importancia económica

Los noctuidos tienen gran importancia económica, ya que varias especies son serias plagas agrícolas. Es por ésto que Mitchell *et al.* (2006) denominan al grupo constituido por Heliothinae, Noctuinae y otros grupos pequeños, como "pest clade" (clado de plagas). En este grupo se encuentran la mayoría de las especies de noctuidos más dañinas para la agricultura, responsables de causar daños estimados en miles de millones de dólares anualmente.

Muchas de las especies del complejo de los "verdaderos gusanos cortadores" (true-cutworm clade) causan grandes daños en diferentes cultivos. Uno de los géneros más importantes debido a la rapidez con que sus especies atacan y a la diversidad de huéspedes es *Helicoverpa* (Heliothinae). Dentro de este género las más significativas son: *H. zea*, también llamada gusano del choclo o del maíz, considerada plaga importante de maíz y ocasionalmente alfalfa, y *H. gelotopoeon*, conocida en Argentina como oruga del capullo u oruga bolillera, plaga en plantaciones de lino, alfalfa y soja. Otra especie plaga de este complejo es *Agrotis ipsilon* (Noctuinae: Noctuini), o gusano cortador grasiento, de gran importancia en todo el mundo ya que causa hasta el 100% de pérdida en cultivos recientes. Este gusano grasiento se alimenta de noche de raíces, cuello de plantas y hojas tiernas y el día lo pasa enterrado bajo el suelo. Ataca una gran variedad de plantas: acelga, cebolla, zapallo, tabaco y frutilla, entre otras. *Agrotis malefida* o gusano cortador áspero, ataca las mismas partes de las plantas que *A. ipsilon*, produciendo a veces la pérdida casi total de los almácigos. Varias especies de "verdaderos gusanos cortadores" no producen grandes daños por si solas, el mayor daño es producido cuando atacan el mismo cultivo más de una especie (Artigas, 1994). *Peridroma saucia* es otro representante de Noctuinae (Noctuini), comúnmente conocido como gusano variegado. Ataca a una amplia variedad de cultivos hortícolas, árboles, pastizales, ornamentales y plantas de vivero. Los ataques severos, sin embargo, son esporádicos. Su presencia, a menudo, está asociada con *A. ipsilon* (King & Saunders, 1984).

En gramíneas se destacan dos especies: *Strigania albilinea* (Noctuinae: Hadenini) y *Pseudaletia adultera* (Noctuinae: Leucanini), que se comportan como generalistas sobre pasturas (incluyendo granos). La primera se encuentra sobre diversas gramíneas, tanto silvestres como cultivadas, en particular avena, cebada y trigo, además de arroz, centeno y maíz. Por su parte, la segunda es polífaga con marcada preferencia por gramíneas cultivadas: trigo, avena, cebada, centeno, arroz, maíz y gramíneas de praderas naturales (Bentancourt & Scatoni, 2006).

Otros representantes significativos como especies plaga son aquellas del género *Spodoptera* (Noctuinae: Prodeniini): *S. frugiperda* y *S. cosmiodes* (= *S. ornithogalli* auct.). *Spodoptera frugiperda* es una plaga polífaga, capaz de atacar una amplia diversidad de plantas cultivadas y silvestres. En la literatura se han registrado 98 especies de plantas huéspedes repartidas en 27 familias (Pogue, 2002). Esta especie tiene una marcada preferencia por las plantas herbáceas y dentro de ellas, por las gramíneas. Dentro de los cultivos, figura el maíz, donde se observa con mayor asiduidad e importancia. También ataca alfalfa, arroz y sorgo (Bentancourt & Scatoni, 2006).

Fuera del clado de plagas hay especies de importancia económica, pero son menos frecuentes. Entre las Plusiinae, se destacan *Chrysodeixis includens* y *Rachiplusia nu* como plagas secundarias en soja.

Estudios en la Argentina sobre Noctuidae

Hasta fines del siglo XIX habían sido descriptas 37 especies de noctuidos para la Argentina, de las cuales, más del 50% correspondía a Carlos Berg (1843-1902), quien trabajó parte de su vida en el Museo Argentino de Ciencias Naturales de Buenos Aires y publicó cerca de 200 trabajos a lo largo de su carrera. Desde inicios de 1900 hasta la década del '30 se describieron 97 especies nuevas, 48 propuestas por Francis Hampson (1860-1936) como parte de su "Catalogue of the Lepidoptera Phalaenae in the British Museum" (1898-1913) y 27 por Paul Dognin (1856-1931), quien centró sus estudios en lepidópteros de América del Sur.

A partir de 1930 aparece un autor de gran importancia, Pablo E. Köhler (1894-1981). Köhler llegó a la Argentina en 1920 y trabajó en el Laboratorio del Ministerio de Agricultura de la Nación, donde realizó importantes aportes para el país como por ejemplo: autor del espolvoreo y coautor de la mecanización de la lucha antiacridiana y trabajó en métodos de lucha en grandes superficies contra isocas del lino, girasol, alfalfa y orugas cortadoras. Fue el principal entomólogo que trabajó en la noctuidofauna argentina, publicó 94 trabajos sobre Lepidoptera y describió 279 especies de noctuidos, lo que representa más del 60% de las especies descriptas para la Argentina y más del 90% de las especies descriptas desde 1930 para la Argentina (Poole, 1989). Además, realizó los primeros trabajos de recopilación de información de grandes grupos argentinos: Agaristidae (Köhler, 1929), Agrotinae (Köhler, 1945), Cucullianae (Köhler, 1951) y Noctuinae (Köhler, 1967).

Cabe destacar la importante y meticulosa labor de recolección e identificación llevada a cabo en la Patagonia por Mario Gentili (1926-2008) (IPCN–Instituto Patagónico de Ciencias Naturales (en custodio en el IADIZA)) y Sergio Schajovskoy (1902-1974). Ambas colecciones fueron y siguen siendo muy útiles para diferentes investigadores, no sólo en el área de la lepidopterología, sino también en otros órdenes de insectos como Coleoptera. Muchas especies nuevas surgieron de material de estas colecciones, en especial especies raras, por lo que estas colecciones constituyeron y seguirán siendo excelentes representantes de la lepidopterofauna argentina.

José A. Pastrana (2004), en su libro "Los lepidópteros argentinos: Sus plantas hospedadoras y otros sustratos alimenticios", y Hugo Cordo (Cordo *et al.*, 2004), en el "Catálogo de insectos fitófagos de la Argentina y sus plantas asociadas", realizaron una recopilación bibliográfica de lo conocido hasta ese momento sobre alimentación y plantas huéspedes de, entre otros grupos, noctuidos argentinos.

Colecciones a nivel mundial y en Argentina

A nivel mundial las colecciones más grandes de noctuidos están depositadas en el Natural History Museum (Londres, Inglaterra), que cuenta con 8.712.000 ejemplares de Lepidoptera y 125 mil tipos; la Zoologische Staatssammlung München (Munich, Alemania) con 6-7 millones de especímenes de lepidópteros y en la que está depositada parte de la colección de Pablo Köhler; y el National Museum of Natural History (Washington DC., USA), con más de cuatro millones de ejemplares y 25 mil tipos. Otra colección con gran cantidad de representantes de América del Sur austral es el Natural History Museum of Denmark, University of Copenhagen (Copenhagen, Dinamarca), en el que se encuentra depositado el material recolectado por E. S. Nielsen y O. Karsholt durante una expedición realizada a la Patagonia tanto argentina como chilena. En dicha expedición centraron su atención en la recolección de microlepidópteros, conformando así la colección más importante de este grupo, en el mundo. Sin embargo, también recolectaron gran cantidad de otros lepidópteros, lo que hace de esta colección una muestra interesante de la lepidopterofauna de la región.

En la Argentina se destacan varias colecciones que poseen numerosos ejemplares de noctuidos. Las más importantes son: la Colección Entomológica del Instituto - Fundación Miguel Lillo, IFML (Tucumán), que representa una de las mayores de América del Sur, incluye un gran número de ejemplares de casi todas las especies de noctuidos argentinos y además allí está depositada la otra parte de la colección Köhler con un importante número de ejemplares tipos; el Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia", MACN (Buenos Aires), que incluye varias colecciones con gran número de lepidópteros argentinos y de países limítrofes, así como ejemplares tipos (ej: Colección Burmeister, Berg, Holmberg, Brèthes, Bruch, Schaus, Jörgensen, Orfila, Schajovskoy); y la colección del Instituto Patagónico de Ciencias Naturales (IPCN), en custodia por el Laboratorio de Entomología del Instituto Argentino de Investigaciones de las Zonas Aridas, Mendoza Argentina (IADIZA) desde 2010, conformada por aproximadamente 48 mil ejemplares de noctuidos principalmente patagónicos. Otras colecciones disponibles en Argentina son las del Museo de la Plata, MLP (Buenos Aires), en su mayoría, material de lepidópteros perteneciente a la ex colección Breyer, y la Colección Entomológica de la Universidad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales de Córdoba que cuenta con numerosos ejemplares pero lamentablemente muchos sin etiquetar.

Subfamilia Plusiinae

La filogenia de este grupo es la mejor conocida de todos los noctuidos y su monofilia está fuertemente sustentada por varios caracteres: forma del esternito abdominal 8 y pinceles asociados al mismo; morfología detallada del órgano timpánico; crochets biordinales y presencia de raduloide lateral en la hipofaringe de la larva (Kitching & Rawlins, 1998). Los adultos de muchas especies pueden ser asociados fácilmente con esta subfamilia por las marcas características en forma de "Y", "U" o "V" que presentan en las alas anteriores (Fig. 6) y la presencia de un diente de escamas en el *tornus*. La subfamilia incluye tres tribus: Abrostolini, Argyrogrammatini y Plusiini. Las dos primeras son principalmente tropicales y Plusiini de

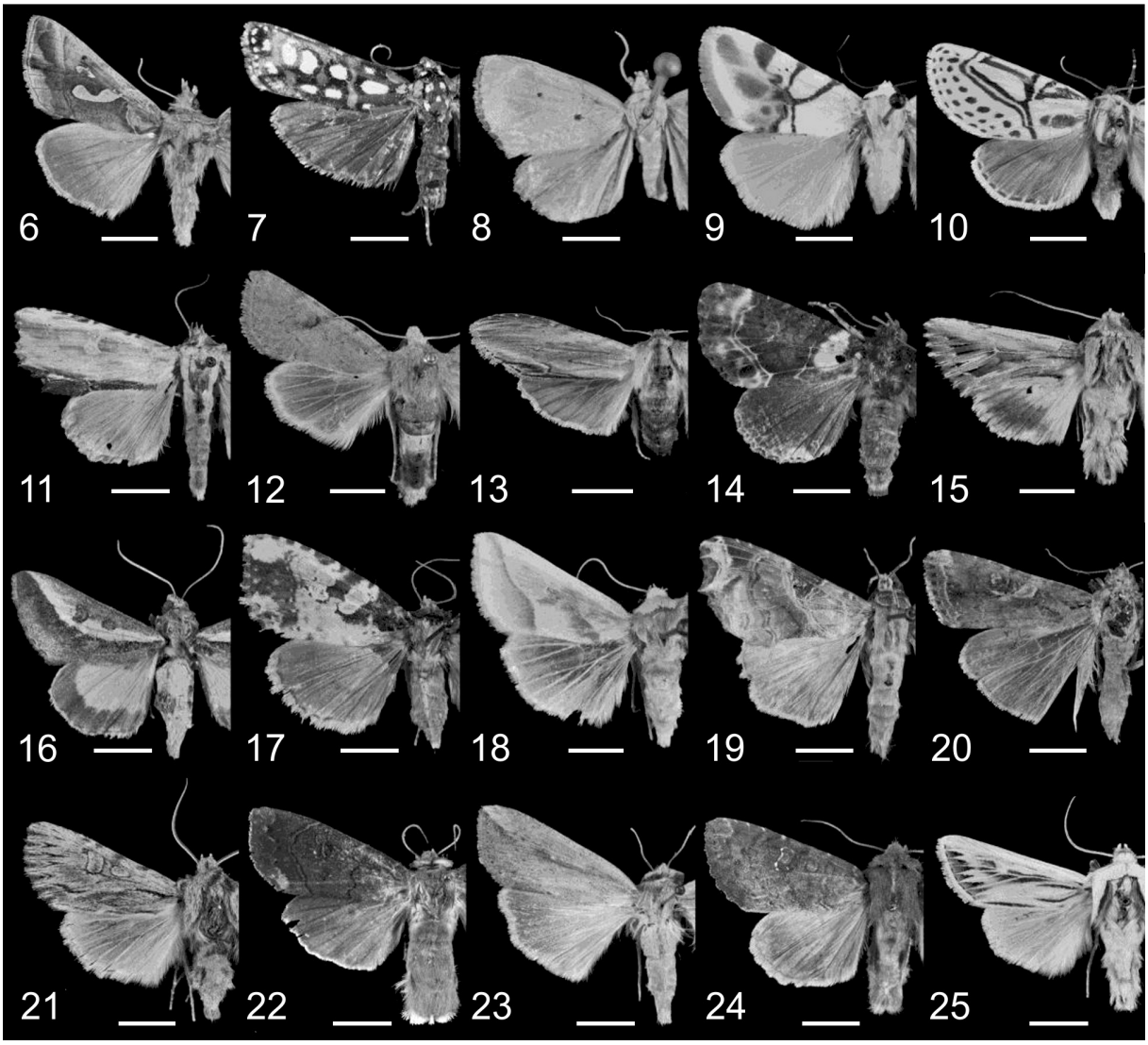


Fig. 6-25. Noctuidae: 6, Plusiinae, *Megalographa biloba* (Stephens); 7, Bagisarinae, *Cydosia rimata* Draudt; 8, Eustrotiinae, *Thioptera nigrofimbria* (Guenée); 9, Acontiinae, *Eusceptis splendens* (Druce); 10, Diphtherinae, *Diphthera festiva* (Fabricius); 11, Acronictinae, *Antachara denterna* (Guenée); 12, Metoponiinae, *Dipinacia athetica* Dognin; 13, Cuculliinae, *Opisgalea perlucida* Jones; 14, Amphipyrinae, *Cropia cedica* (Stoll); 15, Oncocnemidinae, *Graptocullia xylinoides* (Köhler); 16, Agaristinae, *Neotuerta platensis* (Berg); 17, Condicinae, *Platysenta glaucoptera* (Guenée); 18, Heliothinae, *Heliothis molochitina* (Berg); 19, Eriopinae, *Callopistria floridensis* (Guenée); 20, Noctuinae (Prodeniini), *Spodoptera frugiperda* (J.B. Smith); 21, Noctuinae (Xylenini), *Galeana basilinea* Köhler; 22, Noctuinae (Hadenini), *Hyssia perplumbica* Köhler; 23, Noctuinae (Leucaniini), *Pseudaletia adultera* (Schaus); 24, Noctuinae (Eriopygini), *Eriopyga ditissima* (Walker); 25, Noctuinae (Noctuini), *Atlantagrotis nelida* Köhler. Escala = 10 mm.

zonas templadas. En general son especies asociadas con áreas abiertas y disturbadas (Kitching & Rawlins, 1998).

Las larvas poseen el tegumento cubierto de espínulas setosas. Las larvas de las diferentes tribus se pueden diferenciar por los espuripedios: en Abrostolini todas presentan espuripedios; en Argyrogrammatini los espuripedios de los segmentos A3 y A4 están reducidos a pequeñísimas protuberancias y carecen de crochets; mientras que en Plusiini poseen sólo dos pares de espuripedios en los segmentos A5 y A6 (Kitching & Rawlins, 1998). Las larvas de muchas especies son migratorias y polífagas de plantas herbáceas, alimentándose muchas veces de cultivos variados (Kitching & Rawlins, 1998). Numerosas especies son consideradas serias plagas agrícolas como por ejemplo: *Rachiplusia nu, R. virgula, Syngrapha gammoides* y *Chrysodeixis includens* (Parra *et al.*, 1986; Bentancourt & Scatoni, 2006).

Subfamilia Bagisarinae

Fibiger & Lafontaine (2005) Subfamilia Bagisarinae debido a que esta tribu no comparte los caracteres diagnósticos de Acontiinae propuestos previamente y además por compartir con Bagisarinae la fusión de las valvas en los genitales masculinos.

Los adultos (Fig. 7) poseen palpos dirigidos hacia arriba y cuya extensión supera el margen superior de la frente y alcanza en algunos casos el primer segmento antenal (Ferguson, 1997). Los genitales masculinos se caracterizan por las valvas fusionadas mesoventralmente, usualmente con tres o cuatro procesos preapicales y *juxta* no diferenciable (Ferguson, 1997; Fibiger & Lafontaine, 2005).

Las larvas carecen de espuripedios en los segmentos A3 y A4 y los espuripedios presentes se caracterizan por tener crotchets uniordinales "apendiculados". Aunque ninguno de estos caracteres es único de la subfamilia, en conjunto, son útiles para identificar las especies (Ferguson, 1997; Kitching & Rawlins, 1998). Las larvas se alimentan de Malvaceae y sólo una especie de Australia se alimenta de Sterculiaceae (Ferguson, 1997; Kitching & Rawlins, 1998).

Subfamilia Eustrotiinae

Kitching & Rawlins (1998) consideran al grupo como subfamilia constituida por dos tribus: "Erastriini" y Eublemmini. Estos autores aclaran que este grupo no es monofilético, ya que carece de caracteres diagnósticos consistentes. Fibiger & Lafontaine (2005) tratan la tribu Eublemmini como subfamilia perteneciente a los noctuidos quadrifinos. Además mencionan que Eustrotiinae puede ser polifilético y que ésto podría estar justificado porque varios de sus géneros han sido recientemente asociados con diferentes subfamilias, por ejemplo: Plusiinae, Stiriinae y Condicinae. Pohl *et al*. (2010) mencionan que el grupo está definido por caracteres de la venación alar (modificaciones en la vena M2) (Fig. 8) y la retención de la seta SV2 en el primer segmento abdominal de la larva.

Las larvas tienen tres setas SV en el primer segmento abdominal. Son polífagas, atacando preferentemente Poaceae, Acanthaceae y Asteraceae, aunque hay especies depredadoras de larvas de cóccidos (Kitching & Rawlins, 1998).

Subfamilia Acontiinae

Tratadas inicialmente como tribu Acontides (Boisduval, 1840; Blanchard, 1845) y posteriormente como Erastrianae por Hampson (1898-1920 Vol 10, 1911). Inicialmente divididos en tres "secciones" por Richards (1933, según Kitching & Rawlins, 1998), posteriormente Forbes (1954) trata estas tres "secciones" como tribus de la subfamilia (Eublemmini, Erastriini y Acontiini). Tradicionalmente el grupo estaba conformado por especies de noctuidos trifinos que no constituían un grupo natural. Kitching & Rawlins (1998) tratando de conformar grupos mejor definidos, reorganizaron las especies y las separan en tres subfamilias diferentes: Acontiinae, Bagisarinae y Eustrotiinae. Las especies que quedan así ubicadas en Acontiinae conforman un grupo mejor definido y más consistente.

Los adultos son polillas relativamente pequeñas y muchas especies mimetizan a heces de pájaros, con las alas predominantemente de color blanco, crema o amarillo (Fig. 9) (Pohl *et al.*, 2010). Se caracterizan por poseer álula agrandada que cubre parcialmente la abertura timpánica, opérculo del tímpano reducido y genitales masculinos con *scaphium* membranosos, con una o dos áreas de setas piliformes (Fibiger & Lafontaine, 2005).

Las larvas están asociadas con plantas de las familias Malvaceae y Asteraceae, sin llegar a ser plagas de ninguna de ellas (Kitching & Rawlins, 1998).

Subfamilia Diphtherinae

Subfamilia creada por Fibiger & Lafontaine (2005) para contener únicamente al género *Diphthera*. Estos autores la sitúan entre las subfamilias trifinas Pantheinae y Raphiinae basándose en caracteres principalmente de los genitales masculinos y femeninos.

Diphthera posee una única especie, *D. festiva* (Fig. 10). El adulto es de color amarillo con patrón muy característico de puntos negros y líneas negras y blancas, venación del ala posterior tipo quatrifina; genitales masculinos con bases de las valvas fusionada y asimétricas, valva derecha de ápice redondeado y posteriormente muy agrandada y con largo proceso subapical y valva izquierda levemente más grande apical que basalmente y sin proceso; *vesica* dos veces más larga que el *aedoeagus*, con numerosos divertículos y dos estructuras esclerotizadas, una zona triangular cerca de la base y un *cornutus* alargado cerca del ápice (Fibiger & Lafontaine, 2005).

Las larvas son blancas con líneas negras transversales densamente dispuestas a lo largo de todo el cuerpo. Se alimentan de varias plantas leñosas y batata (*Ipomoea batatas*) (Hogue, 1993). Janzen & Hallwachs (2009) reportan cinco especies de Sterculiaceae como plantas huéspedes.

Subfamilia Acronictinae

Este grupo de especies se encuentra restringido al género tipo y géneros cercanamente emparentados (Kitching & Rawlins, 1998). Los adultos (Fig. 11) son muy similares a los amphipyrinos, por lo que su diferenciación es dificultosa. La subfamilia se caracteriza por la presencia de setas secundarias en todo el cuerpo de las larvas, excepto la cabeza (Common, 1990). Las larvas se alimentan de plantas leñosas de las familias Betulaceae, Ulmaceae, Fagaceae y Juglandaceae.

Subfamilia Metoponiinae

Tradicionalmente asociados con Acontiinae, recientemente fueron relacionados con Stiriinae. Fibiger & Lafontaine (2005) proveen caracteres para justificar la posición de este taxón como subfamilia separada de Acontiinae y Stiriinae. Se diferencian de los acontinos por la presencia de espuripedios completamente desarrollados en las larvas (los dos primeros pares se pierden en acontinos) y un esclerito nodular erecto en la membrana timpánica de los adultos (Fig. 12); además carecen de los caracteres diagnósticos de Acontiinae (Fibiger & Lafontaine, 2005).

Subfamilia Cuculliinae

Hampson definió al grupo como noctuidos trifinos con ojos con "pestañas", pero este carácter define un grupo parafilético (Forbes, 1954; Kitching, 1984; Poole, 1995; Kitching & Rawlins, 1998). La subfamilia así definida incluía especies de las actuales subfamilias Psaphidinae, Xyleninae y Oncocnemidinae. Forbes (1954) junto con Franclemont, dividen la subfamilia en seis tribus: Cuculliini, Oncocnemidini, Psaphidini, Cleocerini, Lithophanini y Antitypini. Poole (1995) restringe la subfamilia al género *Cucullia* y algunos pocos géneros vecinos y eleva a subfamilia a los Oncocnemidini.

Los adultos se caracterizan por poseer una probóscide alargada, que les permite alimentarse en vuelo (similar a los colibríes); collar protorácico alargado que en posición de reposo se proyecta anteriormente en forma de una capucha; genitales masculinos sin *cornuti* o con dos o tres en el ápice del divertículo basal (Fibiger & Lafontaine, 2005). A su vez, pueden ser reconocidos rápidamente por poseer alas anteriores alargadas terminando de forma más o menos triangular (Fig. 13) y por presentar una espina en las tibias anteriores constituida por una proyección de la tibia misma (carácter ausente en algunos géneros).

Son especies predominantemente de climas templados y generalmente presentan coloración críptica con el medio que habitan (Scoble, 1992). Aparentemente las larvas se alimentan principalmente de flores de la familia Asteraceae. En general son de colores brillantes que se mimetizan con el color de la flor de la cual se alimentan (Poole, 1995).

Subfamilia Amphipyrinae

Los adultos incluyen polillas grises o pardas (Fig. 14), pero también especies de colores vistosos, en particular los Stiriini. Las larvas son defoliadoras de árboles y arbustos (Amphipyrini y Psaphidini) o plantas herbáceas, particularmente Asteraceae (Stiriini).

La subfamilia fue restringida a unos pocos géneros por Poole (1995) y Kitching & Rawlins (1998). Recientemente, sobre la base de la variabilidad de los caracteres larvales y genitales, Psaphidinae fue incorporada a los Amphipyrinae como tribu (Wagner *et al.*, 2008) al igual que Stiriinae (Lafontaine & Schmidt, 2010; Pohl *et al.*, 2010).

Subfamilia Oncocnemidinae

Polillas, en su mayoría, de color gris o pardo (Fig. 15), algunas especies con alas posteriores amarillas. Fueron tratadas como una tribu de Cuculliinae por Kitching & Rawlins (1998) y consideradas como una subfamilia separada, Oncocnemidinae, por Poole (1995), Fibiger & Lafontaine (2005) y Troubridge (2008). La subfamilia está definida por la siguiente combinación de caracteres: (1) *vesica* angosta y larga, con un campo de espinas en la mitad apical, (2) espinereta larga y (3) setas inusualmente largas en el ápice de los palpos (Pohl *et al.*, 2010).

Las larvas se alimentan de plantas herbáceas con preferencia por Scrophulariaceae, Oleaceae y Caprifoliaceae.

Subfamilia Agaristinae

Inicialmente reconocida como familia separada de Noctuidae y posteriormente tratada así por diferentes autores, a pesar de no encontrar ningún carácter larval que justificara esa categoría (Kitching & Rawlins, 1998). Originalmente asociados con los árctiidos por sus colores brillantes y llamativos. Actualmente las especies de esta subfamilia son reconocidas como noctuidos trifinos especializados por presentar cepillos abdominales basales.

Los adultos son especies predominantemente tropicales, de vuelo diurno y en su mayoría de colores llamativos (Fig. 16). Se caracterizan por presentar: membrana contra-timpánica varias veces mayor que la membrana timpánica y opérculo timpánico reducido o ausente (Scoble, 1992). Los adultos de muchas especies son capaces de producir sonido, lo que pareciese estar vinculado al cortejo (Pohl *et al.*, 2010).

Las larvas también son de colores brillantes y de hábitos polífagos, aunque frecuentemente se las asocia con Vitaceae y Onagraceae (Kitching & Rawlins, 1998).

Subfamilia Condicinae

Poole (1995) divide las especies de la subfamilia en dos tribus: Condicini (Fig. 17) y Leuconyctini. La primera tribu se caracteriza por caracteres de los genitales: en los machos, el *tegumen* articula directamente con el *vinculum*, no existe esclerito pleural entre ellos; la presencia de bullas (proyecciones) laterales a ambos lados del *uncus*; valvas sin corona ni *digitus* y *clasper* orientado perpendicularmente a la valva; presencia de apodemas laterales en el octavo esternito abdominal; genitales femeninos con *appendix bursae* globoso, conectado al resto de la *bursae* por un fino cuello. La tribu Leuconyctini se caracteriza por: valva de los genitales masculinos fuertemente hinchados, con serie de escamas chatas en margen externo; *clasper* conformado por escamas fusionadas. Además, Leuconyctini se diferencia de Condicini por no poseer bullas en el *uncus* y genitales femeninos con *appendix* y *corpus bursae* similares (Poole, 1995).

Las larvas se alimentan principalmente de Asteraceae, pero también atacan otras familias de plantas como por ejemplo Acanthaceae (Kitching & Rawlins, 1998).

Subfamilia Heliothinae

Forbes (1954) trata a este grupo como tribu Heliothidini perteneciente a la subfamilia Agrotinae (= Noctuinae). Kitching & Rawlins (1998) los tratan como subfamilia, definiendo su monofilia con caracteres larvales: presencia de piel espinosa y disposición transversa de las setas L1 y L2 en el protórax (Scoble, 1992). Los adultos de muchas especies son de actividad diurna, otras son nocturnas y unas pocas son tanto diurnas como nocturnas. Los adultos (Fig. 18) descansan sobre la planta huésped y en algunos casos dentro de sus flores (Pohl *et al.*, 2010).

Las larvas se alimentan principalmente de flores, frutos y semillas (Kitching & Rawlins, 1998). Muchas especies constituyen serias plagas agrícolas como *Heliothis*

virescens, *Helicoverpa zea* y *Helicoverpa gelotopoeon* (Parra *et al.*, 1986).

Subfamilia Eriopinae

Éste es un grupo muy confuso que incluye al género tipo y algunos pocos géneros africanos y sudamericanos. Las especies que conforman la subfamilia poseen una combinación única de caracteres, así como estados de caracteres únicos que complican definir las asociaciones de la misma. Fue tratada como subfamilia aparte por Poole (1995), posteriormente Kitching & Rawlins (1998) la trataron como parte de los hadeninos probablemente por caracteres larvales que comparten con estos. Hay varios caracteres que unen este grupo con Erebidae y otros que los unen con Noctuidae, lo que hace difícil dar una asociación segura de este grupo (para más detalle ver Fibiger & Lafontaine, 2005). En su cladograma Mitchell *et al*. (2006) ubican a Eriopinae como grupo hermano de "Noctuinae *s. l.*, in part".

Los adultos se caracterizan por presentar: genitales masculinos muy modificados a nivel de las valvas y *clasper*; presencia de cepillos abdominales basales aparentemente de origen independiente al del resto de los noctuidos y *aedoeagus* fuertemente esclerotizado (Fibiger & Lafontaine, 2005).

Las especies de *Callopistria* (Fig. 19) se alimentan de helechos (Fibiger & Lafontaine, 2005).

Subfamilia Noctuinae

Polillas de colores uniformes, con una típica impronta "noctuiforme", es decir las alas anteriores son triangulares, alargadas y plegadas en forma de techo a dos aguas o planas y solapadas en reposo; las alas posteriores usualmente carecen de marcas bien definidas (Pohl *et al.*, 2010). Es un grupo muy vasto. Fibiger & Lafontaine (2005) y Lafontaine & Fibiger (2006) organizaron a este grupo en tres subfamilias, Xyleninae, Hadeninae y Noctuinae *s.s*. En la actualidad se sigue una definición más inclusiva de los Noctuinae derivada de los aportes de Beck (1960) y Poole (1995), que resulta en considerar en un único gran grupo a todos los géneros trifinos con gusanos cortadores, previamente ubicados en las subfamilias Noctuinae *s.s.*, Hadeninae y Amphipyrinae. Las sinapomorfías propuestas para este grupo, Noctuinae *sensu lato*, se basan principalmente en: (1) espinereta larval, con un surco dorsal y (2) *clasper* ubicado mesialmente, en los genitales masculinos (Lafontaine & Fibiger, 2006). Recientemente, Lafontaine & Schmidt (2010) comentan sobre datos moleculares y sugieren que Xyleninae es parafilética en términos de Hadeninae + Noctuinae, por lo que adoptar una definición más inclusiva se consideraría una mejor opción que crear varias subfamilias pequeñas. Por tanto, las subfamilias Xyleninae, Hadeninae y Noctuinae *s.s*. son tratadas como tribus de Noctuinae *s.l*. La clasificación tribal y subtribal deriva de Fibiger & Lafontaine (2005).

Los Apameini, Xylenini, Hadenini, Eriopygini y Noctuini son las tribus más grandes en la subfamilia e incluyen la mayoría de las especies de importancia económica.

Los Apameini, pobremente representados en la Argentina, se definen principalmente por caracteres de los genitales: (a) lóbulos del ovipositor, con un par de estructuras en forma de barras angostas, fuertemente esclerotizadas, ubicadas entre los mismos; (b) esclerito pleural, de los genitales masculinos, doble y en forma de doble hélice con una placa agrandada en una de las hebras para la inserción muscular y (c) larvas asociadas a monocotiledóneas.

De acuerdo con Fibiger & Lafontaine (2005), la tribu Xylenini (Fig. 21) corresponde a las Cuculliinae de Hampson (1906), después de que se remueven a las Cuculliinae *s.s*. Los genitales del macho se caracterizan por tener un *digitus* muy grande, formando un área esclerotizada a lo largo del margen costal de la valva, y están parcial o completamente fusionados con la porción apical de la valva. Dos hábitos de comportamiento se destacan: (a) el vuelo otoñal de los adultos y (b) el uso de las plantas leñosas como huéspedes para las larvas.

Los Hadenini (Fig. 22) están mejor caracterizados por las larvas: la presencia de una hendidura transversa en la hipofaringe; el lóbulo apical de la hipofaringe cubierto con espinas cortas y finas; mandíbulas con uno o dos dientes en la cara interna; espinereta una a dos veces tan larga como ancha, con una diminuta franja en el medio del margen superior (Fibiger & Lafontaine, 2005).

Los Eriopygini (Fig. 24) también están mejor definidos por los caracteres larvales: la hipofaringe es indivisa; la mandíbula carece de dientes internos; la espinereta es larga y angosta, de dos a tres veces tan larga como ancha y la franja en el ápice de la espinereta está confinada a un área pequeña en el extremo del surco dorsal angosto. Los adultos no tienen caracteres diagnósticos tribales, pero varios caracteres están presentes en muchos géneros y son de ayuda para asociar los adultos con la tribu (ver Fibiger & Lafontaine, 2005).

Los Noctuini (Fig. 25) incluyen polillas de colores oscuros, de tamaño moderado, y en reposo las alas descansan en forma plana y solapada, de modo que el margen costal queda paralelo al eje longitudinal del cuerpo. Los machos de la mayor parte de las especies carecen de cepillos abdominales basales y el primer estadio larval presenta setas clavadas en pináculos esclerotizados (Pohl *et al.*, 2010).

Las larvas de la subfamilia son gusanos cortadores, generalmente polífagos de angiospermas herbáceas, con el último estadio larval que se oculta durante el día en el suelo o bajo la vegetación y sale a alimentarse después del crepúsculo.

Muchas larvas constituyen serias plagas agrícolas como por ejemplo especies de los géneros: *Pseudoleucania*, *Pseudaletia* (= *Mythimna*) (Fig. 23), *Agrotis* y *Spodoptera* (Fig. 20). Especies polífagas que atacan variados cultivos como: maíz, arroz, tomate, papa, espinaca y algodón, entre otros (Parra *et al.*, 1986; Pastrana, 2004).

Literatura citada

ARTIGAS, J.N. 1994. *Entomología económica: Insectos de interés agrícola, forestal, médico y veterinario (nativos, introducidos o susceptibles de ser introducidos)*. Ediciones Universidad de Concepción. Concepción. 493 pp.

BECK, H. 1960. Die Larvalsystematik der Eulen (Noctuidae). *Abh. Larvalsyst. Insekten* 4: 1-406.

BENTANCOURT, C.M. & I.B. SCATONI. 2006. *Lepidópteros de importancia económica en el Uruguay: Reconocimiento, biología y daños de las plagas agrícolas y forestales*. 2da Edición. Editorial Agropecuaria Hemisferio S.R.L., Facultad de Agronomía. Montevideo. 437 pp.

BLANCHARD, E. 1845. Histoire naturelle des insects, leurs moeurs, leurs métamorphoses et leur classification ou traité élémentaire d´ entomologie. Tome second. F. Savy. París. 524 pp.

BOISDUVAL, J.A. 1840. Genera et index methodicus. Europaeorum Lepidopterorum. Roret. París. 238 pp.

BOISDUVAL, J.A. & A. GUENÉE. 1852-1854. *Histoire Naturelle des Insectes - Species général des Lepidoptères*. 1952, 5 Noctuélites. I. xcvi + 07 pp. 1952, 6 Noctuélites. II. 444 pp. 1952, 7 Noctuélites. III. 442 pp. 1954, 8 Deltoïdes et Pyralites. 448 pp. Roret. Paris.

COMMON, I.F.B. 1990. *Moths of Australia*. Melbourne University Press. Melbourne. 535 pp.

CORDO, H.A., G. LOGARZO, K. BRAUN & O. DI IORIO. 2004. *Catálogo de insectos fitófagos de la Argentina y sus plantas asociadas*. Sociedad Entomológica Argentina Ediciones. Buenos Aires. 734 pp.

DENIS, J.N.C.M. & I. SCHIFFERMÜLLER. 1775. Ankündung eines systematischen Werkes von den Schmetterlingen der Wienergegend. Viena. 323 pp.

FERGUSON, D.C. 1997. Review of the New World Bagisarinae with description of two new species from the southern United States (Noctuidae). *J. Lepid. Soc.* 51(4): 344-357.

FIBIGER, M. & J.D. LAFONTAINE. 2005. A review of the higher classification of the Noctuoidea (Lepidoptera) with special reference to the Holarctic fauna. *Esperiana* 11: 7–92.

FORBES, W.T.M. 1933. A grouping of the Agrotinae genera. *Entomol. Amer.* 14: 1-38.

FORBES, W.T.M. 1954. *Lepidoptera of New York and neighboring states*. Part III. Noctuidae. Cornell University Agricultural Experiment, Memoir 329. Ithaca, Nueva York. 433 p.

GODFREY, G.L. 1987. Noctuidae (Noctuoidea). *In:* Stehr, Fabricius W. (ed.), *Immature insects*. Kendall/Hunt. Dubuque, IA. 549–578.

GROTE, R. 1882. *New check list of North American moths*. New York. 73 pp.

HAMPSON, G.F. 1892-1896. *The fauna of British India, including Ceylon and Burma*. Vol. 1 527 pp. Vol. 2 609 pp. Vol. 3 546 pp. Vol. 4 594 pp. Londres.

HAMPSON, G.F. 1898-1920. *Catalogue of the Lepidoptera Phalaenae in the Collection of the British Museum*. 1898, Vol. 1 Syntomidae. 599 pp + atlas 17 pl. 1900, Vol. 2 Arctiadae (Nolinae, Lithosianae). 559 pp + atlas 16 pl. 1901, Vol. 3 Arctiadae (Arctianae) & Agaristidae.690 pp + atlas 17 pl. 1903, Vol. 4 Agrotinae. 689 pp + atlas 22 pl. 1905, Vol. 5 Hadeninae. 583 pp + atlas 17 pl. 1906, Vol. 6 Cucullianae. 532 pp + atlas 17 pl. 1908, Vol. 7 Acronyctinae. 709 pp + atlas 15 pl. 1909, Vol. 8 Acronyctinae continued. 583 pp + atlas 26 pl. 1910, Vol. 9 Acronyctinae continued. 552 pp + atlas 11 pl. 1910, Vol. 10 Erastrianae. 829 pp + atlas 26 pl. 1912, Vol. 11 Eutelianae, Stictopterinae, Sarrothripinae & Acontinae. 689 pp + atlas 26 pl. 1913, Vol. 12 Catocalinae. 626 pp + atlas 30 pl. 1913, Vol. 13 Catocalinae continued, Mominae & Phytometrinae. 609 pp + atlas 18 pl. 1914, Vol. Supplement 1 Amatidae, Nolinae & Lithosiinae. 824 pp + atlas 41 pl. 1920, Vol. Supplement 2 Arctiinae & Phalaenoididae. 619 + atlas 28 pl. Londres.

HAMPSON, G.F. 1911. Descriptions of new genera and species of Syntomidae, Arctiadae, Agaristidae, and Noctuidae. *Ann. Mag. Nat. Hist.* 8: 393-445.

HOGUE, C.L. 1993. *Latin American insects and entomology*. University of California Press. Berkeley. 536 pp.

JANZEN, D.H. & W. HALLWACHS. 2009. Caterpillar, pupae, butterflies, and moths of the Area de Conservatión Guanacaste. (http://janzen.sas.upenn.edu/index.html)

KING, A.B.S. & J.L. SAUNDERS. 1984. *Las plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en America Central*. Overseas Development Administration. Londres. 182 pp.

KITCHING, I.J. 1984. An historical review of the higher classification of the Noctuidae (Lepidoptera). *Bulletin of the British Museum - Natural History (Entomology)* 49(3):153–234.

KITCHING, I.J. & J.E. RAWLINS. 1998. The Noctuoidea. *In:* Kristensen, N. P. (ed.), *Handbuch der Zoologie*, Vol. 4 (Arthropoda), (2) Insecta, (35) Lepidoptera moths and Butterflies, 1 (Evolution, systematics and biogeography). Walter de Gruyter. Berlín. 355–401.

KÖHLER, P.E. 1929. Agaristidae de la República Argentina. *Rev. Soc. Cient. Argent.* 10: 235-245.

KÖHLER, P.E. 1945. Los Noctuidae argentinos. Subfamilia Agrotinae. *Acta Zool. Lilloana* III: 59-134.

KÖHLER, P.E. 1951. Las Noctuidae Argentinas. Subfamilia Cucullianae. *Acta Zool. Lilloana* XII: 135-182.

KÖHLER, P.E. 1967. Index de los géneros de las Noctuinae argentinas (Agrotinae sensu Hampson), Lep. Het. *Acta Zool. Lilloana* XXI: 253-342.

LAFONTAINE, J.D. 2004. Noctuoidea: Noctuidae (part), Agrotinae. *In:* Hodges, R.W. (ed.), *The Moths of America North of Mexico* 27(1): 1-394. The Wedge Entomological Research Foundation. Washington, D.C.

LAFONTAINE, J.D. & M. FIBIGER. 2006. Revised higher classification of the Noctuoidea (Lepidoptera). *Can. Entomol.* 138: 610–635.

LAFONTAINE, J.D. & B.C. SCHMIDT. 2010. Annotated check list of the Noctuoidea (Insecta, Lepidoptera) of North America north of Mexico. *ZooKeys* 40: 1-239.

MITCHELL, A., C. MITTER & J.C. REGIER. 2006. Systematics and evolution of the cutworm moths (Lepidoptera: Noctuidae): evidence from two protein-coding nuclear genes. *Syst. Entomol.* 31: 21–46.

PARRA, L.E., A.O. ANGULO & C. JANA-SÁENZ. 1986. Lepidopteros de importancia agrícola: clave práctica para su reconocimiento en Chile (Lepidoptera: Noctuidae). *Gayana Zool.* 50(1-4): 81-116.

PASTRANA, J.A. 2004. *Los lepidópteros argentinos: Sus plantas hospedadoras y otros sustratos alimenticios*. Sociedad Entomológica Argentina. 334 pp.

POGUE, M.G. 2002. A world revision of the genus *Spodoptera* Guenée (Lepidoptera: Noctuidae). *Mem. Amer. Entomol. Soc.* 43: 1-202.

POHL, G.R., G.G. ANWEILER, B.C. SCHMIDT & N.G. KONDLA. 2010. An annotated list of the Lepidoptera of Alberta, Canada. *ZooKeys* 38: 1-549.

POOLE, R.W. 1989. *Lepidopterorum Catalogus*. (New Series). Noctuidae [en tres partes]. E. J. Brill / Flora & Fauna Publications. New York. 1314 pp.

POOLE, R.W. 1995. Noctuoidea, Noctuidae (part) Cuculliinae, Stiriinae, Psaphidinae (part). *In:* Hodges, R. W. (ed.) *The moths of America north of Mexico* 26(1): 1-249. The Wedge Entomological Research Foundation. Washington, D.C.

SCOBLE, M.J. 1992. *The Lepidoptera: Form, function and diversity* (2nd ed.). The Natural History Museum. Londres. 404 pp.

SPEIDEL, W., H. FÄNGER & C.M. NAUMANN. 1996. The phylogeny of the Noctuidae (Lepidoptera). *Syst. Entomol.* 27: 219–251.

TROUBRIDGE, J.T. 2008. A generic realignment of the Oncocnemidini sensu Hodges (1983) (Lepidoptera: Noctuidae: Oncocnemidinae), with description of a new genus and 50 new species. *Zootaxa* 1903: 1-95.

WAGNER, D.L., J.D. LAFONTAINE, N. MCFARLAND & B.A. CONNOLLY. 2008. Early stages of *Miracavira brillians* (Barnes) and reassignment of the genus to the Amphipyrinae: Psaphidini: Feraliina (Noctuidae). *J. Lepid. Soc*. 62: 40–51.

YELA, J.L. & I.J. KITCHING. 1999. La filogenia de noctuidos, revisada (Insecta: Lepidoptera: Noctuidae). Noctuid phylogeny revisited (Insecta: Lepidoptera: Noctuidae). *In:* Melic, A., J.J. de Haro, M. Mendez, I. Ribera (eds.), *Evolución y filogenia de Arthropoda (evolution and phylogeny of Arthropoda)* 26: 485–520. Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa. Zaragosa.

ZAHIRI, R., I.J. KITCHING, J.D. LAFONTAINE, M. MUTANEN, L. KAILA, J.D. HOLLOWAY & N. WAHLBERG. 2010. A new molecular phylogeny offers hope for a stable family level classification of the Noctuoidea (Lepidoptera). *Zool. Scr.* 40(2): 158-173.

Apéndice 1. Lista de las especies argentinas de Noctuidae.

Plusiinae
Abrostolini
Mouralia tinctoides (Guenée, 1852)
Argyrogrammatini
Argyrogramma verruca (Fabricius, 1794)
Ctenoplusia caudata (Schaus, 1906)
Ctenoplusia oxygramma (Geyer, 1832)
Enigmogramma admonens (Walker, 1858)
Enigmogramma feisthameli (Guenée, 1852)
Chrysodeixis includes (Walker, [1858]1857)
Trichoplusia ni (Hübner, 1803)
Plusiini
Autoplusiina
Autoplusia egena (Guenée, 1852)
Autoplusia gammoides (Blanchard, 1852)
Rachiplusia virgula (Blanchard, 1852)
Rachiplusia nu (Guenée, 1852)
Plusiina
Megalographa biloba (Stephens, 1830)
Megalographa bonaerensis (Berg, 1882)
Bagisarinae
Bagisara tristicta (Hampson, 1898)
Cydosia rimata Draudt, 1927
Amyna octo (Guenée, 1852)
Eustrotiinae
Lithacodia cuprea (Schaus, 1898)
Lithacodia sirbena Dognin, 1914
Phoenicophanta flavifera Hampson, 1910
Phoenicophanta modestula Dyar, 1924
Thioptera auruda (Schaus, 1898)
Thioptera nigrofimbria (Guenée, 1852)
Tripudia bipars (Hampson, 1910)
Tripudia periusia (Dyar, 1914)
Tripudia versutus (Edwards, 1881)
Eustrotiinae (incertae sedis)
Ozarba costata Hampson, 1910
Ozarba excurvata Hampson, 1910
Ozarba holophaea Hampson, 1910
Acontiinae
Acontia ardoris (Hübner, 1825)
Acontia morides (Schaus, 1894)
Acontia ochrochroa (Druce, 1909)
Acontia phrygionis (Hampson, 1910)
Acontia ruffinellii Biezanko, 1959
Argyrargenta giacomellii Berio, 1939
Cadiorapa praxina (Schaus, 1904)
Chalenata lilacina Hampson, 1910
Chalenata mesonephele Hampson, 1910
Chelichares nubifera Hampson, 1910
Drobeta carneopicta (Hampson, 1910)
Drobeta ithaca Druce, 1889
Drobeta melamera (Hampson, 1910)
Eusceptis koehleri Todd, 1966
Eusceptis robertae Todd, 1966
Eusceptis splendens (Druce, 1896)
Hoplotarache rufinelli Biezanko, 1959
Micrantha janeira (Schaus, 1904)
Ponometia exigua (Fabricius, 1793)
Ponometia costalis (Walker, 1858)
Spragueia dama (Guenée, 1852)
Spragueia margana (Fabricius, 1794)
Spragueia lepus (Guenée, 1852)
Spragueia turca Köhler, 1979
Stylorache albida Hampson, 1910
Tarachidia albisecta Hampson, 1910
Tarachidia bruchi Breyer, 1931
Tarachidia corrientes Hampson, 1910
Tarachidia marginata Köhler, 1979
Tarachidia morsa Köhler, 1979
Tarachidia nigrans Köhler, 1979
Tarachidia semibrunnea Druce, 1909
Tarachidia venustula (Walker, 1865)
Tarachidia viridans (Schaus, 1904)
Trogotorna persecta Hampson, 1910
Diphtherinae
Diphthera festiva (Fabricius, 1775)
Acronictinae
Antachara denterna (Guenée, 1852) [1]
Antachara diminuta (Guenée, 1852) [1]
Argyrosticta aurifundes (Walker, 1858) [2]
Argyrosticta meres (Druce, 1903)
Argyrosticta phraortes (Druce, 1903)
Metoponiinae
Dipinacia athetica Dognin, 1916
Dipinacia schiniodes Dognin, 1907
Tyta luctuosa Denis & Schiffermüller, 1775
Cuculliinae
Cucullia andraei Köhler, 1953
Cucullia argyrina Guenée, 1852
Cucullia differens (Köhler, 1951)
Cucullia glogeri Köhler, 1951
Cucullia heinrichi Köhler, 1951
Cucullia rectilinea (Köhler, 1951)
Opisgalea hildana (Schaus, 1938)
Opisgalea perlucida Jones, 1908
Opisgalea prima (Köhler, 1951)
Rancora albida Smith, 1894
Cuculliinae *(incertae sedis)*
Altiplania inornata Köhler, 1979
Altiplania luetscheri Köhler, 1979
Altiplania maculata Köhler, 1979
Andesia oenistis Hampson, 1906
Andesia errata (Köhler, 1979)
Andesia huncalensis (Köhler, 1979)
Andesia lurida (Köhler, 1979)
Comodoria splendida Köhler, 1951
Dasythorax incaica Köhler, 1951
Dasythorax santacrucis Köhler, 1951
Despumosia rubescens (Köhler, 1951)
Metacullia bergi Köhler, 1951
Metalopha tridens Köhler, 1951
Orthopha polypuncta Köhler, 1951
Paracullia burmeisteri Köhler, 1951
Paracullia oorti Köhler, 1951
Paracullia riojana Köhler, 1979
Proseniella operosa Köhler, 1953

Pseudocerura calophasioides Petrowsky, 1958
Pseudocerura thoracica Butler, 1882
Velazconia difficilis Köhler, 1951
Xylinissa lesa (Köhler, 1979)
Amphipyrinae
Nocloini
Emarginea gammophora Guenée, 1852
Ruacodes tela (Smith, 1900)
Triocnemidini
Crimona tricolor Köhler, 1979
Psaphidini
Cropia cedica (Stoll, 1782)
Cropia templada (Schaus, 1906)
Cropia isidora (Dyar, 1910)
Stiriini
Azenina
Azenia aprepria Dognin, 1916
Amphipyrinae *(incertae sedis)*
Acroriodes diplolopha Druce, 1908
Dantona stillata (Guenée, 1852)
Macapta dileuca Hampson, 1910
Macapta grisea Köhler, 1968
Macapta lurida (Schaus, 1894)
Matopo giacomelli Dognin, 1916
Pseudina albina Hampson, 1910
Pseudina cyanostigma Dognin, 1907
Pseudinodes producta Hampson, 1910
Selambina trajiciens Walker, 1858
Stauropides superba (Druce, 1894)
Oncocnemedinae
Albirenia andina (Köhler, 1979)
Albirenia atlantica (Köhler, 1951)
Albirenia albodiscata Köhler, 1961
Albirenia araucanica Hampson, 1909
Albirenia eremita Köhler, 1951
Behrensia praeandina Köhler, 1961
Brachygalea albida Hampson, 1918
Brachygalea exacta Köhler, 1951
Brachygalea grisea Köhler, 1951
Brachygalea lavata Köhler, 1951
Brachygalea monomacula Köhler, 1951
Brachygalea multilinea Köhler, 1951
Brachygalea nigrothorax Köhler, 1951
Brachygalea nigrovenata Köhler, 1951
Brachygalea obscura Köhler, 1951
Brachygalea patagonica Berg, 1875
Brachygalea tripunctata Köhler, 1951
Brachygalea varians Köhler, 1951
Calophasia bruchi Köhler, 1951
Calophasia chubutiana Köhler, 1951
Calophasia cucullianae Köhler, 1951
Calophasia cuyana Köhler, 1951
Calophasia funebris Köhler, 1951
Calophasia nobilis Köhler, 1951
Calophasia offuscata Berg, 1877
Calophasia picta Köhler, 1951
Graptocullia sagittata Köhler, 1951
Graptocullia xylinoides (Köhler, 1951)
Homohadena polypicta Köhler, 1951
Mendozania sanmartini Köhler, 1951
Neogalea sunia (Guenée, 1852)
Neuquenioa nitida Köhler, 1951
Omphalophana galenoides Köhler, 1951
Oncocnemis media Köhler, 1979
Valeria bicolor Köhler, 1979
Valeria mamestrina Köhler, 1951
Valeria murina Köhler, 1979
Agaristinae
Alypia australis Schaus, 1920
Alypia lulesa Köhler, 1940
Clemira hilzingeri (Berg, 1882)
Clemira magnifica (Schaus, 1904)
Clemira schausi Jörgensen, 1935
Clemira intermedia (San Blas & Navarro, 2010)
Clemira familiae (San Blas & Navarro, 2010)
Euscirrhopterus discifera Hampson, 1901
Euscirrhopterus klagesi Jordan, 1908
Gerra lunata Köhler, 1936
Neotuerta platensis (Berg, 1882)
Rhosus aguirreri (Berg, 1882)
Rhosus denieri (Köhler, 1936)
Rhosus ornata (Jörgensen, 1935)
Rhosus pampeana (Jörgensen, 1935)
Rhosus storniana (Köhler, 1936)
Seirocastnia nocturna (Burmeister, 1879)
Condicinae
Condicini
Platysenta albigera (Guenée, 1852)
Platysenta berinda Druce, 1889
Platysenta circuita (Guenée, 1852)
*Platysenta concisa (*Walker, 1856*)*
Platysenta glaucoptera (Guenée, 1852)
Platysenta hippia Druce, 1889
Platysenta imitata (Druce, 1891)
Platysenta leucopis Hampson, 1908
Platysenta mobilis Walker, 1856
Platysenta pyrostigma Hampson, 1908
Platysenta selenosa (Guenée, 1852)
Platysenta stelligera (Guenée, 1852)
Platysenta subornata (Walker, 1865)
Platysenta sutor (Guenée, 1852)
Platysenta vecors (Guenée, 1852)
Platysenta cupentia (Cramer, 1779)
Leuconyctini
Micrathetis triplex (Walker, 1857)
Heliothinae
Australothis eximia (Berg, 1875)
Helicoverpa atacamae Hardwick, 1965
Helicoverpa bracteae Hardwick, 1965
Helicoverpa gelotopoeon (Dyar, 1921)
Helicoverpa zea (Boddie, 1850)
Heliothis citrea (Poole & Mitter, 1993)
Heliothis distincta (Schaus, 1898)
Heliothis julia (Grote, 1883)
Heliothis molochitina (Berg, 1882)
Heliothis parana (Poole & Mitter, 1993)
Heliothis riojana (Giacomelli, 1922)
Heliothis subflexa (Guenée, 1852)
Heliothis tergemina (Felder & Rogenhofer, 1874)
Heliothis virescens (Fabricius, 1777)
Psectrotarsia tamsi Giacomelli, 1922
Schinia patagonicus (Berg, 1875)
Schinia pulchra Köhler, 1953
Eriopinae
Callopistria fimbripes Walker, 1858
Callopistria floridensis (Guenée, 1852)
Noctuinae
Phosphilini
Heterochroma beryllus (Guenée, 1852)
Heterochroma eriopioides Guenée, 1852
Heterochroma lineata (Druce, 1898)
Phosphila xylophila (Walker, 1858)
Prodeniini
Spodoptera albula (Walker, 1857)
Spodoptera dolichos (Fabricius, 1794)
Spodoptera eridania (Cramer, 1784)
Spodoptera frugiperda (Smith, 1797)
Spodoptera latifascia (Walker, 1856)
Spodoptera marima (Schaus, 1904)
Elaphriini
Bryolymnia bicon (Druce, 1889)
Bryolymnia dido Köhler, 1979

Bryolymnia marginata Schaus, 1911
Elaphria atrisecta (Hampson, 1909)
Elaphria atrisigna (Hampson, 1909)
Elaphria bastula (Schaus, 1906)
Elaphria bucephalina (Mabille, 1885)
Elaphria deltoides (Möschler, 1880)
Elaphria devara (Druce, 1898)
Elaphria ditrigona (Jones, 1908)
Elaphria editha (Schaus, 1898)
Elaphria exesa (Guenée, 1852)
Elaphria trolia Dyar, 1914
Elaphria goyensis (Hampson, 1918)
Elaphria jalapensis (Schaus, 1894)
Elaphria leucomela (Dognin, 1907)
Elaphria lithodia (Schaus, 1904)
Elaphria marmorata (Schaus, 1894)
Elaphria niveiplaga (Schaus, 1898)
Elaphria orbiculata (Schaus, 1898)
Elaphria subobliqua (Walker, 1858)
Elaphria subrubens (Guenée, 1852)
Elaphria targa (Schaus, 1898)
Elaphria tenuifascia (Hampson, 1918)
Elaphria villicosta (Walker, 1858)
Galgula castra Schaus, 1898
Galgula partita Guenée, 1852
Gonodes liquida (Möschler, 1886)
*Hampsonodes dislocata (*Walker, 1856*)*
Hampsonodes naevia (Guenée, 1852)
Caradrinini
Athetiina
Athetis nigrifrons (Dognin, 1919)
Dypterygiini
Acroria terens (Walker, 1857)
Magusa orbifera (Walker, 1857)
Trachea anguliplaga (Walker, 1858)
Trachea lacruma (Schaus, 1894)
Actinotiini
Actinotia trafulensis (Köhler, 1979)
Actinotia fleissi (Köhler, 1979)
Apameini
Apamea calidipes (Guenée, 1852)
Apamea effusoides (Dognin, 1897)
Apamea pullata (Berg, 1885)
Xylenini
Aporophyla albapice Köhler, 1951
Aporophyla apicalis Köhler, 1979
Aporophyla virgo Köhler, 1979
Argyrana excellens Köhler, 1951
Borsania mendozina Köhler, 1951
Brachylomia incerta Köhler, 1952
Chubutiana nigripes Köhler, 1951
Cotarsina belensis Köhler, 1973
Cotarsina clavata Köhler, 1951
Cotarsina fleissiana Köhler, 1958
Cotarsina gentiliana Köhler, 1961
Cotarsina gracilis Köhler, 1961
Cotarsina gracilisoides Poole, 1989
Cotarsina maxima Köhler, 1961
Cotarsina roseofulva Köhler, 1951
Cotarsina sulfurea Köhler, 1973
Cotarsina vivax Köhler, 1951
Copitarsia basilinea Köhler, 1958
Copitarsia humilis (Blanchard, 1852)
Copitarsia incommoda Walker, 1865
Copitarsia indecora (Köhler, 1953)
Copitarsia naeniodes (Butler, 1882)
Copitarsia patagonica Hampson, 1906
Copitarsia purilinea (Mabille, 1885)
Copitarsia turbata (Herrich-Schaffer, 1855)
Cuculluna cristagalli Köhler, 1951
Cuculluna haywardi Köhler, 1979
Desertullia argyrofulva Köhler, 1951
Eumichtis copahuensis Köhler, 1979
Eumichtis nubilis Köhler, 1979
Eumichtis photophila (Butler, 1882)
Eumichtis pullata (Berg, 1885)
Galeana basilinea Köhler, 1951
Galeana midas Köhler, 1979
Grisana praetiosa Köhler, 1951
Hillia acronyctina Köhler, 1951
Lithophane laurentii Köhler, 1961
Parosmia simulans Köhler, 1951
Tarsicopia lynchiana Köhler, 1958
Tarsicopia borsaniana Köhler, 1958
Tarsicopia robusta Köhler, 1951
Xanthia andesica Hampson, 1906
Xylenini *(incertae sedis)*
Agrotisia subhyalina Hampson, 1908
Chytonix bella Köhler, 1979
Chytonix pyrrha Schaus, 1914
Orthosiini
Orthosia benepicta Köhler, 1947
Hadenini
Achatia funebris Köhler, 1947
Anarta trisema (Mabille, 1885)
*Dargida grammivora (*Walker, 1856*)*
Hada consectatrix Draudt, 1924
Hada hofmanni Köhler, 1959
Hada plumbica Köhler, 1959
Hada radiata Köhler, 1966
Hada santacrucensis Köhler, 1959
Hada verdinigra Köhler, 1947
Hada wittmeri Köhler, 1947
Hadena albolimbata Köhler, 1947
Hadena bruchi Köhler, 1947
Hadena imitata (Maasen, 1890)
Hadena intonsa Berg, 1875
Hadena lebruni (Mabille, 1885)
Hadena magellana Mabille, 1885
Hadena olivocincta intensa Köhler, 1947
Hadena psittacus (Herrich-Schäffer, 1854)
Hadena rivularis (Fabricius, 1775)
Hadena rosina Köhler, 1947
Hadena subjecta (Walker, 1857)
Hadena uncisigna reducta Draudt, 1924
Hyssia paupera Köhler, 1947
Hyssia perplumbica Köhler, 1979
Hyssia polioides Köhler, 1947
Mamestra subrosea Köhler, 1955
Polia tucumana Köhler, 1979
Scotogramma mendosica Hampson, 1905
Sideridis marginata Köhler, 1947
Sideridis tridens Köhler, 1947
Strigania albilinea (Hübner, 1821)
Strigania confundibilis Köhler, 1973
Strigania lithophilus (Butler, 1882)
*Strigania multistria (*Köhler, 1947*)*
*Strigania napali (*Köhler, 1959*)*
Hadenini *(incertae sedis)*
Chabuata andraei Köhler, 1959
Chabuata anthracina Köhler, 1947
Chabuata carneago (Guenée, 1852)
Chabuata castanea Köhler, 1961
Chabuata lacertosa Köhler,1947
Chabuata major (Guenée, 1852)
Chabuata nigrostriata Köhler, 1959
Chabuata rhodomelaina Köhler, 1959
Chabuata rectilinea Hampson, 1905
Chabuata sedosa Köhler, 1947
Clavipalpula alboradiata Köhler, 1947
Craterestra niveopicta (Butler, 1882)
Craterestra terranea (Butler, 1882)

Epioecia kohleriana Petrowsky, 1958
Hypotrix carneigera Guenée, 1852
Leucosigma separata Zerny, 1916
Nephelistis pulcherrima Köhler, 1947
Nephelistis vellerea (Schaus, 1894)
Oortiana olivacea Köhler, 1947
Poliodestra flavidentula (Schaus, 1903)
Poliodestra tetragona Mabille, 1885
Rugofrontia micans Köhler, 1947
Rugofrontia unifera Köhler, 1947
Rugofrontia synthetonyx Navarro, 1989
Scriptania albofusca Köhler, 1947
Scriptania cana Köhler, 1979
Scriptania distincta Köhler, 1947
Scriptania graphica Köhler, 1947
Scriptania michaelseni (Staudinger, 1899)
Scriptania mus Köhler,1947
Scriptania nordenskjoldi (Staudinger, 1899)
Scriptania petrowskyi Köhler, 1961
Scriptania syzygia Hampson, 1905
Trichestra anthophila (Butler, 1882)
Trichestra condor Köhler, 1968

Leucaniini

*Leucania alboradiata (*Hampson, 1905*)*
Leucania cinereicollis Walker, 1858
Leucania dorsalis Walker, 1856
Leucania farcta (Grote, 1881)
*Leucania haywardi (*Köhler, 1947*)*
Leucania inconspicua Herrich-Schäffer, 1868
Leucania latiuscula Herrich-Schäffer, 1860
*Leucania lilloana (*Köhler, 1947*)*
Leucania leucophlebia (Hampson, 1918)
Leucania rawlinsi Adams, 2001
Leucania rivorum Guenée, 1852
Leucania roseilinea Köhler, 1947
Pseudaletia adultera (Schaus, 1894)
Pseudaletia punctulata (Blanchard, 1852)
Pseudaletia sequax Franclemont, 1951
Pseudaletia unipuncta (Haworth, 1809)

Eriopygini

Eriopyga augur Zerny, 1916
Eriopyga curvirena Guenée, 1852
Eriopyga descolei Köhler, 1947
Eriopyga ditissima (Walker, 1857)
Eriopyga fea (Druce, 1889)
Eriopyga flavigera Guenée, 1852
Eriopyga gigantea (Schaus, 1903)
Eriopyga lanaris (Butler, 1890)
Eriopyga lilacea Köhler, 1947
Eriopyga melanopis Druce, 1908
Eriopyga metanensis Köhler, 1947
Eriopyga moesta (Walker, 1858)
Eriopyga monilis (Guenée, 1852)
Eriopyga trocas (Schaus, 1898)
Eriopyga tucumana Köhler, 1947
Eriopyga nigrocollaris Köhler, 1947
Eriopyga oache (Dyar, 1913)
Eriopyga pallescens (Schaus, 1903)
*Eriopyga proxima (*Draudt, 1924*)*
Eriopyga punctulum (Guenée, 1852)
*Eriopyga quasimoesta (*Köhler, 1968*)*
Eriopyga vesquesa (Dyar, 1913)
Orthodes crenulata (Butler, 1890)
Orthodes infirma Guenée, 1852
Ursogastra bimaculata Köhler, 1968
Ursogastra lunata Smith, 1906

Glottulini

Chlanidophora culleni Bréthes, 1908
Chlanidophora patagiata Berg, 1877
Xanthopastis timais (Cramer, 1780)

Noctuini

Agrotina

*Agrotis ancastiensis (*Köhler, 1966*)*
Agrotis andina (Köhler, 1945)
Agrotis anteposita Guenée, 1852
Agrotis araucaria (Hampson, 1903)
*Agrotis aspersula (*Köhler, 1966*)*
Agrotis atricentrica (Hampson, 1918)
Agrotis australis (Köhler, 1945)
Agrotis brachystria (Hampson, 1903)
*Agrotis canietensis (*Köhler, 1966*)*
Agrotis canities (Grote, 1902)
*Agrotis capayana (*Köhler, 1959*)*
Agrotis chimaera Köhler, 1973
Agrotis daguerrei Köhler, 1961
Agrotis edmonsii Butler, 1882
Agrotis elegans (Köhler, 1945)
Agrotis fasicola (Dyar, 1913)
Agrotis fausta (Köhler, 1957)
Agrotis forasmicans (Köhler, 1945)
*Agrotis forsteri (*Köhler, 1968*)*
*Agrotis fulvaurea (*Köhler, 1966*)*
Agrotis gahani Köhler, 1958
Agrotis gentilii Köhler, 1979
Agrotis gypaetina Guenée, 1852
Agrotis hispidula Guenée, 1852
Agrotis india Köhler, 1951
Agrotis ipsilon Hufnagel, 1766
Agrotis koehleri Berio, 1963
Agrotis leonoides Poole, 1989
Agrotis livens Köhler, 1957
Agrotis llanoi Köhler, 1945
Agrotis maldonadoi Köhler, 1961
Agrotis malefida Guenée, 1852
Agrotis mansa (Köhler, 1967)
Agrotis nigrocollaris (Köhler, 1945)
Agrotis nyei (Köhler, 1967)
Agrotis oorti Köhler, 1945
Agrotis praeocupata Köhler, 1967
Agrotis psammophila Köhler, 1961
Agrotis reedi Köhler, 1945
Agrotis samborombona Köhler, 1959
Agrotis subandina (Köhler, 1945)
*Agrotis submontana (*Köhler, 1961*)*
Agrotis xerophilina Köhler, 1979
Anicla ignicans (Guenée, 1852)
Anicla infecta (Ochsenheimer, 1816)
Atlantagrotis hemileuca Köhler, 1961
Atlantagrotis hesperoides Köhler, 1945
Atlantagrotis huertai (Köhler, 1953)
Atlantagrotis nelida Köhler, 1945
Austrandesia argentina Köhler, 1967
Beriotisia copahuensis Köhler, 1967
Beriotisia cuculliformis Köhler, 1945
*Beriotisia fuegensis (*Hampson, 1907*)*
Beriotisia typhlina (Mabille, 1885)
*Boursinidia atrimedia (*Hampson, 1907*)*
Boursinidia darwini (Staudinger, 1899)
Boursinidia fleissi Köhler, 1953
Boursinidia havrylenkoi Köhler, 1953
Boursinidia schachowskoyi Köhler, 1953
Caphornia atristriata (Dognin, 1907)
Caphornia bicolor (Mabille, 1885)
Caphornia nelidae (Orfila y Schajovskoy, 1959)
Caphornia ochricraspia (Hampson, 1911)
Caphornia xanthostola (Mabille, 1885)
Eucoptocnemis lunatica Köhler, 1979
Euxoamorpha eschata (Franclemont, 1950)
Euxoamorpha glacialis Köhler, 1953
Euxoamorpha molibdoida (Staudinger, 1898)
Feltia subterranea Fabricius, 1794

Feltia bosqi (Köhler, 1945)
Feltia deprivata Walker, 1857
Feltia irritans (Köhler, 1945)
Feltia griseosparsa (Köhler, 1945)
Feltia lininclinans Köhler, 1967
Feltia schreiteri (Köhler, 1945)
Metecia cornifrons Snellen, 1879
Noctubourgognea cisandina Köhler, 1954
Pareuxoa baynei Köhler, 1967
*Pareuxoa chubutensis (*Köhler, 1961*)*
Pareuxoa dianthaeciae (Mabille, 1855)
*Pareuxoa hypothetica (*Köhler, 1961*)*
*Pareuxoa lacustris (*Köhler, 1961*)*
Pareuxoa lineifera (Blanchard, 1852)
Pareuxoa meditata Köhler, 1967
Pareuxoa microstigmoides (Köhler, 1954)
Pareuxoa pampeana (Köhler, 1945)
Pareuxoa sanctisebastiani Köhler, 1954
Peridroma clerica (Butler, 1882)
Peridroma felix Köhler, 1979
Peridroma patagonica Berio, 1961
Peridroma saucia (Hübner, 1803)
Peridroma semidolens (Walker, 1857)
Peridroma semifusca (Butler, 1882)
Petrowskya hiberna Köhler, 1958
Phaenagrotis hecateia Köhler, 1953
Praina t-nigrum (Guenée, 1852)
Praina leucaniiformis (Zerny, 1916)
Pseudoleucania antarctica (Staudinger, 1899)
Pseudoleucania arenophila Köhler, 1966
Pseudoleucania aspersa (Butler, 1882)
Pseudoleucania badia Köhler, 1966
Pseudoleucania bilitura (Guenée, 1852)
Pseudoleucania bivittata (Dognin, 1908)
Pseudoleucania blanchardi (Köhler, 1945)
*Pseudoleucania bridarolliana (*Köhler, 1959*)*
*Pseudoleucania brosii (*Köhler, 1959*)*
*Pseudoleucania bruchi (*Köhler, 1959*)*
*Pseudoleucania canescens (*Köhler, 1973*)*
Pseudoleucania comodoria (Köhler, 1979)
Pseudoleucania costigera (Walker, 1858)
Pseudoleucania diana (Butler, 1882)
*Pseudoleucania dubitabilis (*Köhler, 1959*)*
Pseudoleucania falclandica (Hampson, 1918)
Pseudoleucania gaudens (Köhler, 1945)
*Pseudoleucania grisalba (*Köhler, 1959*)*
Pseudoleucania horatii Köhler, 1979
*Pseudoleucania hyadesi (*Köhler, 1959*)*
Pseudoleucania ignicola (Staudinger, 1898)
Pseudoleucania litoralis Köhler, 1979
*Pseudoleucania livescens (*Draudt, 1924*)*
*Pseudoleucania lucida (*Köhler, 1959*)*
Pseudoleucania luetscheri Köhler, 1967
Pseudoleucania lunulata (Köhler, 1945)
*Pseudoleucania maghellana (*Köhler, 1959*)*
Pseudoleucania marii Köhler, 1979
*Pseudoleucania melanoleuca (*Hampson, 1907*)*
Pseudoleucania messium (Guenée, 1852)
Pseudoleucania minna (Butler, 1882)
Pseudoleucania miraculosa Köhler, 1973
*Pseudoleucania neuquensis (*Köhler, 1959*)*
*Pseudoleucania nobilis (*Köhler, 1959*)*
Pseudoleucania ochreicosta (Zerny, 1916)
*Pseudoleucania onerosa (*Köhler, 1959*)*
Pseudoleucania paranensis (Köhler, 1945)
Pseudoleucania perlucida Köhler, 1967
*Pseudoleucania perornata (*Köhler, 1959*)*
Pseudoleucania petrea (Köhler, 1945)
Pseudoleucania remota (Staudinger, 1899)
Pseudoleucania sanjuanina (Köhler, 1945)
*Pseudoleucania satanica (*Köhler, 1959*)*
Pseudoleucania schistacea Köhler, 1966
*Pseudoleucania simillina (*Köhler, 1959*)*
Pseudoleucania sparsa Köhler, 1979
*Pseudoleucania strigigrapha (*Hampson, 1905*)*
*Pseudoleucania tandilense (*Köhler, 1959*)*
Pseudoleucania tephra (Köhler, 1945)
*Pseudoleucania universitaria (*Köhler, 1961*)*
*Pseudoleucania wittmeri (*Köhler, 1961*)*
Schachowskoya indecora Köhler, 1953
Synclerostola elegantula (Köhler, 1945)
Synclerostola fleisii (Köhler, 1957)
Synclerostola gilvior (Köhler, 1967)
Synclerostola incana (Köhler, 1945)
*Synclerostola loncopuensis (*Köhler, 1961*)*
*Synclerostola parasitata (*Köhler, 1961*)*
*Synclerostola pertristis (*Köhler, 1973*)*
Synclerostola pinorum (Köhler, 1979)
Synclerostola sedosa (Köhler, 1979)
*Synclerostola tromensis (*Köhler, 1973*)*
Synclerostola vaga (Köhler, 1967)
Synclerostola varians (Köhler, 1945)
Tamseuxoa ingoufii (Mabille, 1885)
*Tandilia crassipuncta (*Draudt, 1924*)*
Tandilia microstigma (Hampson, 1903)
*Tandilia rungsi (*Köhler, 1959*)*
Tandilia siambona (Köhler, 1945)
Tisagronia fleissiana Köhler, 1967
Tisagronia luetscheri Köhler, 1967
Tisagronia mirabilis Köhler, 1967
Tisagronia pexa (Berg, 1877)
Tripseuxoa inflammata (Köhler, 1945)
*Tripseuxoa petrowsky (*Köhler, 1961*)*
Tripseuxoa strigata Hampson, 1903

Noctuina

Lycophotia atrifascia Hampson, 1907
Lycophotia melanobasis Hampson, 1903
Ochropleura cirphisioides Köhler, 1955
Ochropleura scaenica Köhler, 1967

SCATOPSIDAE

Dalton de Souza AMORIM

Departamento de Biologia, Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras de Ribeirão Preto, Universidade de São Paulo, Av. Bandeirantes 3900, Ribeirão Preto, 14.040-901 SP, Brasil.
dsamorim@usp.br

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Se sintetiza el conocimiento sobre la diversidad de las Scatopsidae en la región Neotropical. Dos especies fueron descriptas por Lynch-Arribálzaga, pero sus tipos están perdidos y son irreconocibles. Formalmente *Holoclema setifera* (Edwards) es la única especie. Se señalan dos especies del género *Brahemyia* Amorim para el norte de Argentina, además de una especie exótica, *Coboldia fuscipes* (Meigen). Se presentan comentarios sobre los géneros todavía no registrados para el país, pero de ocurrencia probable. Se presenta una clave para los géneros con posible ocurrencia en la Argentina.

Abstract

The knowledge on the diversity of the Scatopsidae in the Neotropical region is synthesized. Two Argentinean species were described by Lynch-Arribálzaga but their types are lost and the species are unrecognizable. *Holoclema setifera* (Edwards) is the only described recognizable species. Two undescribed species of the genus *Brahemyia* Amorim are indicated to occur in northern Argentina, besides an introduced species, *Coboldia fuscipes* (Meigen). Comments are made about the unassigned genera with possible occurrence in the country. A key to the genera with possible occurrence in Argentina is provided.

Introduction

The family Scatopsidae has been placed in the Bibionomorpha based mainly on the relatively simplified wing venation (Hennig, 1954, 1973), while larval features (Wood & Borkent, 1989) and the fusion of the meron to the thoracic pleural sclerites (Amorim, 1994) strongly suggest that it would belong in the suborder Psychodomorpha (for suborder rank of basal clades of Diptera, see Amorim & Yeates, 2006). The monophyly of the clade Scatopsidae + Canthyloscelidae has been successively supported in the literature (e.g., Hennig, 1954, 1973; Wood & Borkent, 1989; Amorim, 1994). Recently, Valeseguyidae have been given family rank by Amorim & Grimaldi (2006), and suggested to belong to a monophyletic group with Canthyloscelidae and Scatopsidae within the Psychodomorpha.

Scatopsidae have 33 recent genera recognized in the world. A classification was proposed by Amorim (1994) based on a phylogenetic study (Amorim, 1982), with the subfamilies Aspistinae, Ectaetiinae, Psectrosciarinae, and Scatopsinae. Aspistinae have two genera, restricted to the Nearctic and Palearctic regions. Ectaetiinae have a single genus, with species in most biogeographical regions. Psectrosciarinae include the genera *Psectrosciara* Kieffer and *Anapausis* Enderlein in separate tribes, both widespread. Scatopsinae are divided into four tribes: Rhegmoclematini, Scatopsini, Colobostematini, and Swammerdamellini. Rhegmoclematini are further divided into four subtribes, of which Holoclematina is monotypic and restricted to southern Argentina, while Diamphidicina is known from a single genus with one species in Chile and another in Australia; Rhegmoclema-

tina and Parascatopsina are widespread and encompass together seven genera. Scatopsini include four genera mainly of Holarctic distribution, *Scatopse notata* being widespread most certainly due to human action. Colobostematini have six genera, but only some of them occur in the southern hemisphere. Swammerdamellini have 11 genera, many of which have Neotropical species.

There are presently 62 described Neotropical species of Scatopsidae (Amorim, 2009). The genera notably absent in the Neotropical region are *Aspistes*, *Arthria* (Aspistinae), *Parmaferia*, *Austroclemina* (Rhegmoclematini), *Apiloscatopse*, *Reichertella*, *Pharsoreichertella* (Scatopsini), *Ferneiella*, *Borneoscatopse*, *Lumpuria* (Colobostematini), *Hawomersleya* and *Rhexosa* (Swammerdamellini). Other genera are known only from the northern range of the Neotropical region, particularly from Mexico, and may be entirely absent in southern South America. They include the Rhegmoclematini genus *Rhegmoclemina*, the Colobostematini genus *Colobostema* Enderlein, and the Swammerdamellini genera *Akorhexoza*, *Quateiella*, and Cooka. *Scatopse* and *Coboldia* are represented in South America by introduced species. *Holoplagia guamensis* is another species with cosmopolitan distribution which is present in Brazil due to secondary introduction and that might be found in Argentina.

General morphology

Scatopsids are small, dark midges, from 0.6 to 3.0 mm long, often unnoticed. They are not good flyers and use to run over the substrate. Bibionids superficially resemble scatopsid species, but are always much larger, usually with 5-segmented palpus and M_4 forking from CuA more distally in the wing. Some confusion with other families (e.g., Cecidomyiidae, Psychodidae, etc.) also may happen, but can be easily avoided by examining the wing venation, antenna and palpus morphology.

In the Scatopsidae, the flagellum has 5-10 short flagellomeres. The eye bridge is incomplete and the maxillary palpus is typically 1-segmented. The anterior spiracle merged into the epimeron I, and this sclerite may be elongated or divided into a dorsal (with the spiracle) and a ventral plate. The meron is detached from the coxa and is fused to pleural sclerites. The postnotal phragma extends into the abdomen, reaching segments 1 to 3, depending on the genus. The wing venation is considerably reduced – Rs is unforked, M_3 and m-m are absent, r-m is very short or absent, and bM is aligned to R_5, connected to M_4 very basally in the wing. Sc is incomplete, R_5 in many cases reaches C quite near to R_1, rarely close to wing apex. The divergence between M_4 and CuA (the "cubital fork") is strongly displaced to the wing base. Anterior veins are well sclerotized and the posterior veins are faint. The wing membrane and the posterior wing veins have macrotrichia in some genera or may be bare. The abdominal pleural membrane has very characteristic longitudinal lines, which are modifications of the pleural setae. The tergite 8 of the female terminalia usually has a pair of spiracles and the tergite 10 in the Scatopsinae is mesally divided (interpreted as "cerci" in Cook, 1981). The male sternite 7 is often ornamented, but the modifications in different genera are frequently not even similar. Male terminalia differ so strongly between genera that are among the most difficult to have their sclerites homologized in Diptera as a whole. A sclerotized sperm pump is attached to the terminalia in Aspistinae, Ectaetiinae, and Psectrosciarinae, but it is characteristically detached from terminalia in Scatopsinae.

Biology

The biology is largely unknown. Larvae of some species live in decaying plant or animal material, humid wood holes etc. Pupae are sometimes found covered by the exuvia of the last larval instar. Some species with worldwide distribution, as *Scatopse notata* and *Coboldia fuscipes*, have been reported from decaying animal or vegetable material, but this may be an exception. Most species are dendrolimnobionts and can be found in humid wood holes, while some species are associated with rotten wood. *Ectaetia platyscelis* is supposedly associated to wet tree hole (Laurence, 1953). *Parascatopse litorea* was reported from saltings in Poland (Szadziewski, 1979). *Rhexosa similis* is found in decaying bark of dead or dying deciduous trees (Cook, 1981), while species of *Akorhexoza* are associated with decaying cacti. Some Colobostematini species seem to be associated with ant nests. Swarming of *Swammerdamella* has been observed over decaying grass piles. Freeman (1985), Haenni & Vaillant (1994) and Haenni (1997) provide excellent syntheses of the knowledge on scatopsid larvae and biology.

Larvae are eucephalic, with mandibles moving obliquely, the head capsule not being retractible in the thorax. The antenna is conspicuous, with three segments, being a small, elongated process on segment 2. Labrum setose, premandible present; mandibles well developed, with a large basal and some apical, smaller teeth; maxillae transverse, maxillary palpus one-segmented; labium simple. At least in the Scatopsinae the larva is slightly dorso-ventrally flattened. The larva is peripneustic, with one pair of prothoracic and eight pairs of abdominal spiracles, which, with the exception of those of the abdominal segment eight, are at the apex of a short lateral projection. Spiracles on segment 9 are on a typical fleshy posterior extension. Some of these features, however, are absent in the larva of *Ectaetia*, in which the spiny dorsal setae are absent, and the thoracic and abdominal spiracles are not placed on a lateral projection, while the spiracle at the abdominal segment nine are in a rather sclerotized posterior plate.

Diversity of the Argentinean fauna

The only scatopsids formally described for Argentina are *Holoclema setifera*, described by from Lago Correntoso (Edwards, 1930), and two species described by Lynch Arribálzaga (1878) under the genus *Scatopse*. The types of the species of Lynch Arribálzaga are lost and the species cannot be properly assigned to any genus.

More than 100 underscribed Neotropical species of the family are known to exist in different collections. We are aware of two undescribed species of *Brahemyia* from Argentina, one from Misiones and one from Tucumán, besides specimens of *Coboldia fuscipes* from Tucumán.

Many species known to occur in southern Brazil belong to genera that are supposed to occur in northern Argentina. They include the genera *Ectaetia*, *Psectrosciara* and *Anapausis*, *Rhegmoclema*, *Neorhegmoclemina*, *Efcookella*, and *Abrhexosa*. Moreover, *Diamphidicus* and *Pararhexosa*, now known only from Chile in South America, may have their distribution extended eastwards reaching Neuquén and other southern areas in Argentina. *Parascatopse*, *Swammerdamella* and *Abrhexoza* have no species formally described from Brazil, but are known from undescribed species in collections and also may constitute the fauna of scatopsids from Argentina. We provide below a key to the genera of probable occurrence in Argentina, as well as a list of the species known from Argentina and those in southern Brazil and Chile that may be present in Misiones, other northern areas in Argentina or in Andean areas in southern Argentina.

Key for the genera of Scatopsidae of probable occurrence in Argentina

1- Area of frons between antennae and eye bridge only with microtrichia; epimeron I undivided or, if with a posterior incision, with dorsal and ventral sclerites anteriorly connected; scutellum only with short setae, all of similar length; sperm pump directly attached to terminalia.....**2**

- Area of frons between antennae and eye bridge with setae; epimeron I divided into dorsal sclerite, in which the spiracle is placed, and ventral sclerite; scutellum with some longer setae together with a number of shorter ones; sperm pump free in the abdomen, connected to the terminalia by a sperm duct.....**Scatopsinae**.....**4**

2- Epimeron I undivided; two irregular rows of supraalar setae present; apex of hind tibia slightly swollen and flattened; wing membrane without setae; M partially fused to R_5, with no trace of true r-m; worldwide.....**Ectaetiinae**.....***Ectaetia***

- Epimeron I partially or mostly divided by posterior incision; single row of supraalar setae present; apex of hind tibia not swollen, not flattened; wing membrane with setae, r-m usually present.....**Psectrosciarinae**....**3**

3- Epimeron I completely divided by posterior incision, but in contact anteriorly; R_5 strongly curved toward C on distal third; wing membrane nearly bare anterior to M_1; stem of haltere with setae; worldwide.....***Anapausis***

- Epimeron I partially divided by posterior incision; R_5 gradually approaching C; wing membrane densely setose anterior to M_1; stem of haltere without setae; worldwid.....***Psectrosciara***

4- CuA sigmoid; setae present at least on CuA (except for *Diamphidicus*, some *Thripomorpha* and *Neorhegmoclemina*); stem of halter without setae.....**5**

- CuA with a single fold toward posterior wing margin; stem of halter exceptionally bare of setae; posterior wing veins and wing membrane without setae.....**10**

5- Posterior wing veins and wing membrane without setae; fork of M short (Fig. 1); scutellum lightly colored posteriorly; Australia and Chile.....***Diamphidicus***

- CuA with setae in most species, except for some *Neorhegmoclemina*; fork of M long or incomplete; scutellum homogeneously brown.....**6**

6- R_5 long, parallel but not close to C; M_1 complete; gonocoxite with macrotrichia; Chile.....***Holoclema***

- R_5 short, running to C at or before midlength of the wing; M_1 complete or incomplete; gonocoxite without macrotrichia.....**7**

7- Setae present on wing membrane anterior to CuA, on veins M_1 and M_2, or both; antenna always with 10 flagellomeres; lobes of female T10 fused to T8+9.....**8**

- Wing membrane, M_1 and M_2 without setae; antenna with 7-10 flagellomeres; lobes of female T10 not fused to T8+9.....**9**

8- M_1 always interrupted at base; female S7 straight anteriorly; male T7 without group of stouter setae; New World.....***Thripomorpha***

- M_1 complete or not; female S7 with pair of anterior projections separated by mesal incision; male T7 with group of stouter setae; Neotropical, Afrotropical, and Australian regions.....***Rhegmoclema***

9- Male S7 not shield shaped; without regular row of supra-alar setae; worldwide.....***Parascatopse***

- Male S7 shield shaped; regular row of supra-alar setae present.....***Neorhegmoclemina***

10- Palpus usually small, ovoid or obovate, never apically acute; R_5 extending beyond middle of wing.....**11**

- Palpus well developed, reniform, sometimes acute apically; R_5 not extending beyond middle of wing.....**25**

11- Wing membrane shining, microtrichia short; CuA gently curved toward margin on basal third; sternite 1 produced laterally; dorsal arms of sternite 9 elongate; body shining; Holarctic (*S. notata* cosmopolitan).....***Scatopse***

- Wing membrane dull in appearance, microtrichia long; CuA strongly curved toward margin on basal third; sternite 1 not produced laterally; dorsal arms of sternite 9 not elongate; body dull.....**12**

12- Thorax with scutum longer than wide; R_5-M_1 vein complete; distal fifth of M_4 not strongly folded toward posterior margin.....**13**

- Thorax stout, as wide as long, R_5-M_1 vein complete; distal fifth of M_4 strongly folded toward posterior margin; worldwide.....***Efcookella***

13- Males and females always holoptic; flagellomeres with regular crown of setulae; supranumerary R_5-M_1 complete; CuA strongly curved toward posterior margin, no second fold on distal half toward distal margin; worldwide.....***Holoplagia***

- Males and females incompletely holoptic; flagellomeres with irregularly distributed setulae; supranumerary R_5-M_1 vein present but incomplete; CuA not strongly curved toward posterior margin, a second fold on distal half toward distal margin present; worldwide.....***Colobostema***

14- Aedeagus with apical opening of sperm duct (Oriental, Australian, and Chile).....***Pararhexosa***

- Aedeagus with extension posterior to the opening of the sperm duct ("aedeagal plate"), usually dorsoventrally compressed (except for *Abrhexosa*).....**15**

15- Fork of M shorter than, or no longer than, stem; R_5 short reaching C just after R_1; male segment 7 and terminalia placed inside well-developed segment 6; worldwide..... ***Swammerdamella***

- Fork of M longer than stem (Fig. 2); R_5 reaching C not near to R_1; male segment 7 and terminalia visible, segment 6 not well developed.....**16**

16- Male T7 with long, asymmetrical mesal process; aedeagus long and coiled; female S8 with pair of conspicuous, fingerlike lobes projecting posteriorly; S2-3 sclerotized; cosmopolitan species.....***Coboldia***

- Male T7 different, aedeagus not coiled; without fingerlike projections on female S8; S2-3 not sclerotized....**17**

17- Aedeagal plate absent, sperm duct opening at apex of aedeagus; base of parameres not displaced distally; circumtropical, with southern Nearctic extension.....***Abrhexosa***

- Aedeagal plate present; base of parameres displaced distally (Fig. 2); Neotropical.....***Brahemyia***

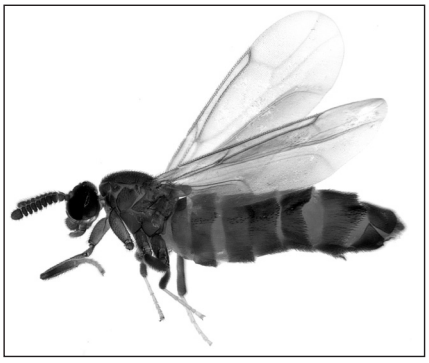
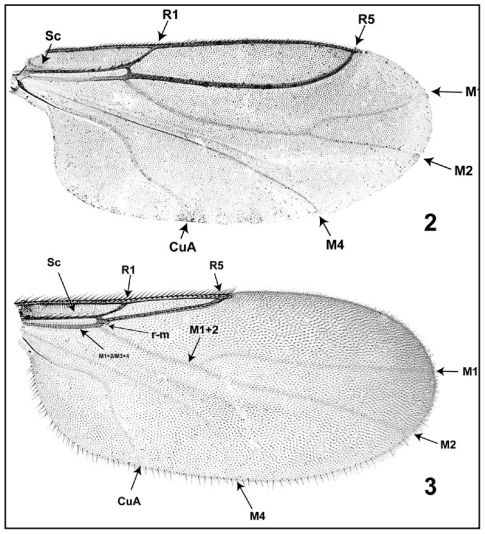


Fig. 1. Habitus of female of *Efcookella sp*., from Parque Estadual do Desengano, Rio de Janeiro.



Figs. 2-3. Wings of Scatopsidae. 2. *Diaphidicus chilensis* Amorim, from southern Chile. 3. *Brahmeyia sp*., from Brazil, São Paulo, Ribeirão Preto.

Literature cited

AMORIM, D.S. 1982. *Sistemática filogenética dos Scatopsidae*. Master's Thesis, Universidade de São Paulo, São Paulo. 173 pp.

AMORIM, D.S. 1994. A new suprageneric classification of the Scatopsidae (Diptera: Psychodomorpha). *Iheringia*, Sér. Zool. *77*: 107-112.

AMORIM, D.S. 2009. Catalogue of Neotropical Scatopsidae (Diptera: Psychodomorpha). *Neotr. Diptera* 4: 1-17.

AMORIM, D.S. & D. GRIMALDI. 2006. Valeseguyidae, a new family of Diptera in the Scatopsoidea, with a new genus in Cretaceous amber from Myanmar. *Syst. Entom.* 31(3): 508-516.

AMORIM, D.S. & D. YEATES. 2006. Pesky Gnats: Ridding Dipteran classification of the "Nematocera". *Stud. Dipterol.* 13(1): 3-9. pp. 313-319.

COOK, E.F. 1981. 20. Scatopsidae. *In*: McAlpine, J.E. Peterson, B.V., Shewell, G.E., Teskey, H.J., Vockeroth, J.R. & Wood, D.M. (coords.), *Manual of Nearctic Diptera Vol. 1*. Research Branch, Agriculture Canada Monograph 27.

EDWARDS, F.W. 1930. Scatopsidae. *In*: *Diptera of Patagonia and South Chile based mainly on the material in the British Museum (Natural History)*. V. 2, fasc. 3. British Museum (Natural History), London. p. 88-98, pls. 9-10.

FREEMAN, P. 1985. Scatopsidae. *In*: Freeman, P. & R.P. Lane (eds.), Bibionid and scatopsid flies. Diptera Bibionidae and Scatopsidae. *Handbk. Ident. Br. Insects 9*(7). Royal Entomological Society of London, London. pp. 20-48, 54-74.

HAENNI, J.-P. 1997. 2.12. Family Scatopsidae. *In*: Papp, L. & B. Darvas (eds.), *Contributions to a Manual of Palaearctic Diptera (with special reference to flies of economic importance)*, Volume 2, Nematocera and Lower Brachycera. Science Herald, Budapest. p. 255-272.

HAENNI, J.-P. & F. VAILLANT. 1994. Description of dendrolimnobiontic larvae of Scatopsidae (Diptera) with a review of our knowledge of the preimaginal stages of the family. *Mitt. Schweiz. Ent. Ges.* 67(1):43-59.

HENNIG, W. 1954. Flügelgeäder und System der Dipteren unter Berücksichtigung des aus dem Mesozoikum beschriebenen Fossilien. *Beitr. Ent.* 4(3/4): 245-388.

HENNIG, W. 1973. Diptera (Zweiflüger). *In*: HELMCKE, J.G. *et al.* (eds.), *Handbuch der Zoologie*, Bd. 4: Arthropoda, 2. Hälfter: Insecta, 2. Aufl., 2 Teil: Spezielles. Walter de Gruyter, Berlin.

LAURENCE, B.R. 1953. The larva of *Ectaetia* (Dipt., Scatopsidae). *Entomol. Mon. Mag.* 89: 204-205.

LYNCH ARRIBÁLZAGA, F. 1878. Notas dipterológicas sobre los Bibionites del Baradero. *Nat. Argent.* 1(10): 295-299.

SZADZIEWSKI, R. 1979. The immature stages of two halobiont Diptera, *Dicranomyia sera* (Walker) and *Parascatopse litorea* (Edwards) (Scatopsidae). *Pol. Pismo Ent.* 49: 385-388.

WOOD, D.M. & A. BORKENT, 1989. Phylogeny and classification of the Nematocera, pp. 1333-1370. *In*: McAlpine, J.E. Peterson, B.V., Shewell, G.E., Teskey, H.J., Vockeroth, J.R. & Wood, D.M. (coords.), *Manual of the Nearctic Diptera*. Vol. 3. Res. Branch Agric. Canada Monogr. 32.

Appendix 1. List of species from or with possible occurrence in Argentina

Ectaetiinae

Ectaetia cornuta Edwards, 1930. Chile: Llanquihue: Casa Pangue.

Psectrosciarinae

Psectrosciara rossi Cook, 1958. Chile: Coquimbo: Laguna Dam.

Anapausis fuscinervis (Edwards, 1930). Chile: Llanquihue: Casa Pangue.
Anapausis mourei Amorim & Balbi, 2006. Brasil: State of São Paulo: Ribeirão Grande: Parque Estadual Intervales.

Scatopsinae
Rhegmoclematini
Holoclema setifera (Edwards, 1930). Argentina: R.N: Lago Correntoso.
Diamphidicus chilensis Amorim, 1989. Chile: Magallanes: Río Las Minas.
Neorhegmoclemina constricta (Edwards, 1930). Chile: Llanquihue.
Scatopsini
Scatopse notata (Linnaeus, 1758). Cosmopolitan.
Colobostematini
Efcookella brauni (Speiser, 1921). Brazil: State of Santa Catarina: Blumenau.
Holoplagia guamensis (Johannsen, 1948). Micronesia, Hawaii, Truk, Ghana, Accra, Panama, Colombia, and Brazil.
Swammerdamellini
Pararhexosa tubifera (Edwards, 1930). Chile: Llanquihue: Casa Pangue.
Coboldia fuscipes (Meigen, 1830). Cosmopolitan.

Unrecognizable and unplaced Scatopsidae from Argentina
Scatopse fulvitarsis Macquart of Lynch Arribálzaga, 1878. Argentina: Bs.As. Type probably lost.
Scatopse pallidipes Lynch Arribálzaga, 1878. Argentina: Bs.As.: Baradero. Type probably lost.

CECIDOMYIIDAE

Valéria Cid MAIA

Departamento de Entomologia, Museu Nacional, Quinta da Boa Vista, São Cristóvão, 20940-040 Rio de Janeiro, RJ, Brasil.
maiavcid@acd.ufrj.br

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Cecidomyiidae es una de las familias más diversas de Diptera, conocidas comúnmente como moscas de las agallas, dada su habilidad para producir agallas en las plantas. Éste es el principal hábitat de la familia pero también hay frugívoros, depredadores y especies herbívoras de vida libre. La fauna neotropical presenta 565 especies descriptas, es pobremente estudiada. La fauna de Argentina comprende sólo 45 especies en 24 géneros, lo que representa alrededor del 0,8% de la fauna mundial y el 8% de la neotropical. Se presentan datos de morfología, clasificación, estudios taxonómicos previos, también se brindan datos de importancia económica y biología. Se incluyen claves de subfamilias, supertribus, tribus y generos neotropicales.

Abstract

Cecidomyiidae is one of the most diverse families of Diptera, being commonly known as gall midges, due to the ability to induce plant galls. This is the main habit of the family, but fungivorous, predators and free-living herbivorous species are also known. The Neotropical fauna, with 565 described species, is poorly studied. The fauna of Argentina comprises only 45 species in 24 genera, which represents about 0.8% of the world fauna and about 8% of the Neotropical fauna. Data on morphology, classification, previous taxonomic studies, economical importance, and biology are given. Keys to the Neotropical subfamilies, supertribes, tribes, and genera are presented.

Introduction

Cecidomyiidae are one of the largest families of Diptera, with about 5,500 described species in 604 genera. The family is distributed worldwide, being the European and Nearctic fauna best known, with about 1,800 and 1,200 species, respectively. Otherwise, the Neotropical fauna is poorly studied and includes only 565 described species.

Morphology

Adult gall midges (Fig. 1) small and delicate, 0.5-5.0 mm long (rarely to 8.0 mm), usually with holoptic eyes in both sexes, ocelli present in most Lestremiinae and absent in all others, long antennae, flagellomeres of most Porricondylinae and Cecidomyiinae with circumfila, mouthparts including labrum, hypopharynx, maxillary palpi with one to four segments and generally fleshy labella. Wing venation reduced, C generally continuous around the wing, usually with a break just beyond R5 insertion; R5 is simple, M weak or absent (except in Lestremiinae), CuP simple or forked. Legs usually long, tibial spurs absent; in Porrincondylinae and Cecidomyiinae the first tarsomere of each leg is much shorter than the second one; tarsal claws are toothed or simple; empodia well-developed or reduced and pulvilli usually very short.

Male genitalia comprises a pair of gonocoxites (fused mediobasally in Lestremiinae, Porricondylinae and Catotrichinae, and separate in Cecidomyiinae), a pair of gonostyles (sometimes with mediobasal lobes), median aedeagus, dorsal cerci, simple or bilobate hypoproct, and parameres (absent in most Cecidomyiidi). Ovipositor usually long and protrusible (sometimes modified for piercing plant tissue), and cerci are separate or fused, one-segmented in most Cecidomyiinae and two-segmented in the other subfamilies.

Pupa (Fig. 2) exarate, shows several spines and horns which are used for identification. Larva (Fig. 3) very peculiar due to reduced head, styliform mandibules and presence of prothoracic spatula. Integument bears papillae with systematic importance. Anus terminal in Lestremiinae and ventral in the other subfamilies.

Classification

Cecidomyiidae are included in the infraorder Bibionomorpha and superfamily Sciaroidea. According to Wood & Borkent (1989), this family is most closely related to the Sciaridae. They are without doubt a monophyletic family, supported by the following apomorfies: adults – tibial spurs lost; larvae – larval head reduced in size; styliform, elongate mandibules and sternal spatula present.

The family is divided into four subfamilies, which differ greatly in number of species: Catotrichinae, Lestremiinae, Porricondylinae and Cecidomyiinae (Gagné, 2004). Catotrichinae consist of a single relict genus with seven known species, from the Holarctic region and Australia and one possible Jurassic fossil. Lestremiinae and Porricondylinae are widespread and comprise about 550 species in 51 genera and 620 described species in 88 genera, respectively. Lestremiinae are divided in 11 tribes: Acoenoniini, Aprionini, Baeonotini, Bryomyiini, Campylomyzini, Catochini, Forbesomyiini, Lestremiini, Micromyini, Peromyiini, and Strobliellini; Porricondylinae in 10 tribes: Asynaptini, Bryocryptini, Diallactini, Dicerurini, Dirhizini, Heteropezini, Holoneurini, Porricondylini, Solntseviini, and Winnertziini. In the Neotropical region, Lestremiinae are represented by six species in six genera and the second by 10 species in five genera, respectively.

Catotrichinae, Lestremiinae, and Porricondylinae are more primitive than Cecidomyiinae and include only mycophagous larvae. Cecidomyinae are the most diverse subfamily, with about 4,300 described species. They include all phytophagous and zoophagous larvae, as well as some mycophagous ones. This subfamily is divided into four supertribes: Brachineuridi, Stomatosematidi, Cecidomyiidi, and Lasiopteridi. The two first are cosmopolitan and little diverse, with only 49 and 18 known species, respectively. Both are well characterized.

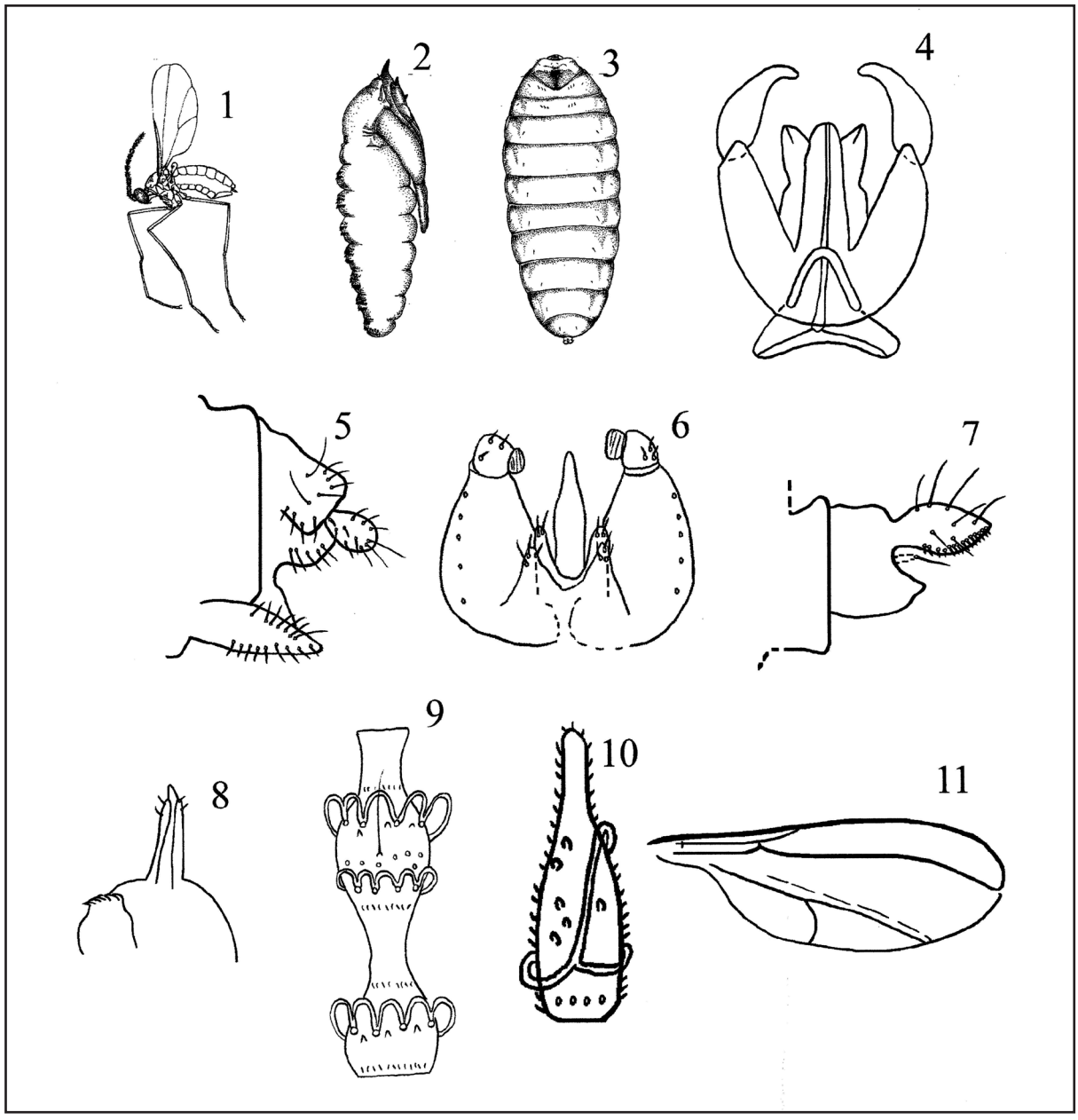
Brachineuridi – antennae with 10 flagellomeres; tarsal claws narrow, curved near midlength; male seventh and eighth abdominal tergites reduced to a linear band; short, sclerotized, free and glabrous parameres, each with one to three terminal setae.

Stomatosematidi – antennae with 13 flagellomeres, the last with as elongate process; strong Rs; male paramere with two lobes approximately equal in length and different in structure.

Cecidomyiidi and Lasiopteridi are the most diverse supertribes of gall midges. The former comprises about 2,100 species and the latter 1,870. Cecidomyiidi are characterized by the presence of a vertical process on the adult head, binodal male flagellomeres (each node with many-looped circumfila); loss of parameres and of a pair of ventral papillae on the larval segment 8. The supertribe is divided into 10 tribes: Anadiplosini, Aphidoletini, Asphondyliini, Cecidomyini, Centrodiplosini, Clinodiplosini, Hormomyiini, Lestodiplosini, Lopesiini, and Mycodiplosini. Lasiopteridi are defined by a single synapomorphy: presence of a pair of enlarged parameres clasping the aedeagus. This supertribe is divided into nine tribes: Alycaulini. Camptoneuryini, Dasineurini, Lasiopterini, Ledomyiini, Oligotrophini, Poomyini, Rhopalomyiini, and Trotterini.

Taxonomic studies in the Neotropical region

The Neotropical fauna of Cecidomyiidae began to be investigated in 1852, by E. Blanchard (France), who described gall midges from Argentina and Chile (Blanchard, 1852, 1938, 1939). Later, from 1899 to 1932, Jean Jacques Kieffer (France), Ewald Heinrich Rübsaamen (Germany), Joachim da Silva Tavares (Portugal) and Ephraim Porter Felt (USA) undertook several taxonomic studies on the Neotropical gall midges and contributed greatly for the knowledge of them (Kieffer, 1903; 1910; 1913; Kieffer & Herbst, 1905, 1906, 1909, 1911; Kieffer & Jörgensen, 1910; Rübsaamen, 1905a, b, 1908a, b, 1916; Tavares, 1906, 1909, 1915a, b, 1916, 1917a, b, 1918 a, b, 1920a-e, 1921, 1922, 1925; Felt, 1907a-c, 1908a, b, 1909, 1910a-c, 1911a-i, 1912a-e, 1913a, b, 1914 a, b, 1915a-c, 1916, 1917a, b, 1918, 1921a-c, 1922a, b, 1925, 1932, 1933, 1935, 1938, 1940). In 1933, Clodomir Antony Vincent Houard (France) published a comprehensive and useful work on the galls of the Neotropical region (Houard, 1933). After this productive period, few studies were developed until 1959, when Edwin Möhn (Germany) began to work exhaustively on the fauna of El Salvador. Between 1959 and 1975, he described about 150 Neotropical species (Möhn, 1959, 1960a, b, 1961, 1962, 1963a, b, 1964a, b, 1973, 1975). Later, in 1979, Antonio Wünsch (Germany) investigated the fauna of Colombia (Wünsche, 1979). The most important study was developed by Raymond J. Gagné (1994), who reviewed all works done on Neotropical Cecidomyiidae, presenting for the first time keys of genera and a practical identification guide to plant damage (Gagné, 1994). More recently, Valéria Cid Maia (Brazil) began to investigate the Brazilian fauna of gall midges, describing until 2008 about 70 species (Angelo & Maia, 1999; Couri & Maia, 1992, Madeira *et al.*, 2003, Maia, 1993a-d, 1994, 1995a-c, 1996a-b, 1999a, b, 2001a-c, 2002a-b, 2004, 2005a-b, 2007a-b, Maia & Couri, 1993, 1997, Maia & Fernandes, 2005, 2006, 2007; Maia & Monteiro, 1999; Maia *et al.*, 1992, 1996, 2002, 2005, 2008; Maia & Oliveira, 2007; Maia & Santos, 2007; Maia & Vasquez, 2007; Narahara *et al.*, 2004; Souza & Maia, 2007).



Figs. 1-11. Cecidomyiidae: 1. Adult (lateral); 2. Pupa (lateral); 3. Larva (ventral); 4. Male terminalia, Porricondyliinae (ventral); 5. Female cercus, Poricondyliinae (lateral); 6. Male terminalia, Cecidomyiinae (dorsal); 7. Female cercus, Cecidomyiinae (lateral); 8. Parameres and aedeagus, Lasiopteridi (ventral); 9 Male flagellomere, Cecidomyiidi; 10. Last flagellomere, Stomatosematidi; 11. Wing, Stomatosematidi.

Some other researchers have done individual contributions to the knowledge of the Neotropical gall midges: Melville Thurston Cook (USA), who described some species from Cuba (Cook 1906, 1909), Juan Brèthes (France), who investigated some gall midges from Argentina (Brèthes, 1914, 1917a, b, 1918, 1922) and Maria Virginia Urso-Guimarães (Brazil), who described some Brazilian species (Urso-Guimarães & Amorim, 2002, 2004).

Economical importance

The gall midges are one of the largest components in the soil layer. According to Mamaev & Krivosheina (1993) 150-200 gall midge larvae can be obtained per m^2 of soil. Futhermore, the species composition of the paedobiontic gall midges may serve as a vety precise indicator of soil conditions. Since mycetophagous gall midges are often closely connected to a fixed set of fungus species, their species composition will, most importantly, reflect the composition of the micoflora. Furthermore, many species of gall midges attack cultivated plants and fungi, often causing injury and serious losses. The damage done may involve several parts of the plant. They can attack roots, leaves, steams, flower, fruits, tendrils, terminal shorts, and buds (the tomato midge, *Contarinia lycopersici* Felt).

The host plant suffers many consequences that are related to the gall growth, such as deviation of carbon and minerals from the healthy organs to the galled ones, reduction of the photosynthesis, obstruction of the vessels, premature senescence, reduction of the plant growth rates as well as decrease of the fruit and flower production. Examples of Neotropical pests include *Bruggmanniella persea* Gagné, 2004 (on avocado), *Clinodiplosis capsici* Gagné, 2000 (on cultivated peppers), *Contarinia lycopersici* Felt, 1911 (on tomato), *Iatrophobia braziliensis* Rübsaamen, 1916 (on manioc), *Prodiplosis longifila* Gagné, 1986 (on alfafa, american wormseed, bean, castor bean, cottom, lime, potato, and tomato), and *Schizomyia loroco* Gagné, 2008 (on loroco) and others.

Cecidomyiidae also include pollinators and predators. The latter can serve as biological control agents, as several species of Lestodiplosini which feed on mites and scale insects.

Biology

Cecidomyiidae are best known as gall midges due to their ability to induce plant galls. This is the main habit of the family, but they also comprise fungivorous, predators and free-living herbivorous species. Adult gall midges are short-lived and most of them do not feed. They are responsible for the reproduction and dispersal. Otherwise, larvae are overwhelming, even in multivoltine species, being responsible for all or most feeding.

All phytophagous gall midges mate and lay eggs. Some fungivorous gall midges exhibit asexual reproduction and paedogenesis. The life cycle comprises four stages: egg, larva (three instars), pupa and adult.

Larvae of third instar can enter in diapause. This strategy allows survival during cold or dry periods, and in the case of plant-feeding species, it represents a way to synchronize the adult's emergence with its host's cycle. Fungivorous larvae pupate always in the soil, galling larvae pupate in their galls or in the soil. Larvae of many species spin coccons where they pupate.

Pupae rarely suffer diapause. There are no records of pupal diapause in the Neotropical region. Adult emergence generally occurs at dawn or dusk, when conditions are usually more humid. The emergence can last a few minutes to several hours, depending on humidity and temperature. The pupal thorax splits along the midline, forming a T-shaped exit. Emergence of a population can takes a week, but most individuals emerge on the same day. Males emerge first, what allows for optimal sclerotization of their body before female emergence. They generally remain near the site, where females will emerge soon after. Females generally mate only once and they are attracted by host chemicals.

Most species are monophagous or oligophagous. Eggs are laid on the surfaces, in crevices of the host plant or directly into plant tissue.

Keys for identification

The keys of identification are based upon the keys of Gagné (1994), which were modified in order to include the genera described later. Most of the figures were redrawn from Gagné (1994).

Key to subfamilies

1- Ocelli present, legs with five tarsomeres, being the first longer than the second.....**Lestremiinae**
- Ocelli absent, legs with five tarsomeres, being the first shorter than the second or with fewer than five tarsomeres.....2
2- Gonocoxites fused ventrally (Fig. 4), female cerci with two- segmented (Fig. 5).....**Porricondylinae**
- Gonocoxites free ventrally (Fig. 6), female cerci one-segmented (Fig. 7).....**Cecidomyiinae**

Key to tribes of Lestremiinae

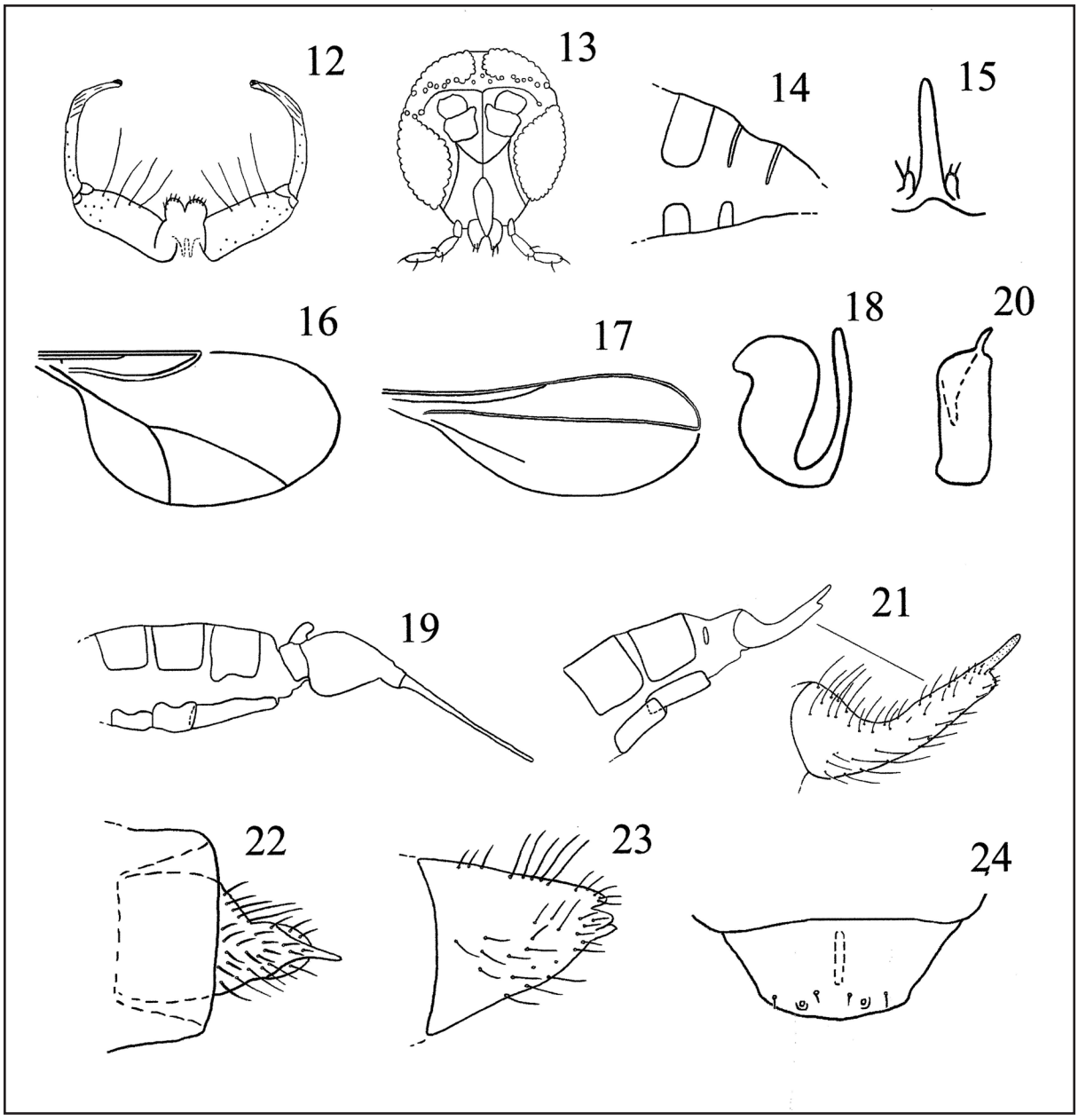
1- Two ocelli or absent; legs without scales; female without sclerotized spermathecae...**Lestremiini**
- Three ocelli; legs with scales; females with sclerotized spermathecae.....**2**
2- Apterous or brachypterous fo ms..... .....**Micromyiini** (in part)
- Macropterous forms.....**3**
3- Eye bridge narrowed laterally, forming a medial third eye.....Campylomyzini
- Eye bridge not narrowed laterally.....**4**
4- C ending well beyond R5; five sensory pores on r-m; basal enlargement of flagellomeres usually subcylindrical.....**Micromyiini**
- C ending abruptally at the tip of R5 or slightly beyond; five sensory pores on R5 and R1; basal enlargement of flagellomeres subglobular.....**Peromyiini** (a single genus in Neotropical region: *Peromyia*)

Key to genera of Lestremiini (males)

1- Antennae with 6 or 7 flagellomeres; flagellomeres neck short or indistinct.....**2**
- Antennae with 14 flagellomeres; flagellomeres neck long.....***Lestremia***
2- Flagellomeres neck indistinct; flagellomeres without crenulate whorls of setae; parameres roots almost parallel.....***Anarete***
- Flagellomeres neck short, but disticnt; flagellomeres with crenulate whorls of setae; parameres roots strongly bent laterally.....***Conarete***

Key to genera of Lestremiini (females)

1- Forelegs with proximal tarsomeres with ventral pad of dense, short setae.....***Conarete***
- Forelegs without ventral pad of dense, short setae.....**2**
2- Medial fork gradually and evenly divergent from base; antennae with 8 flagellomeres, rarely with a small ninth flagellomere.....***Anarete***
- Medial fork not divergent; antennae with 9 flagellomeres; last flagellomere with terminal nipple.....***Lestremia***



Figs. 12-24. Cecidomyiidae: 12. Male terminalia, Stomatosematidi (dorsal); 13. Head, *Enallodiplosis discordis* Gagné, 1994 (frontal); 14. Male abdominal segments 6-8 (lateral), Brachineuridi; 15. Parameres and aedeagus, Brachineuridi (ventral); 16. Wing, Camptoneuromyiini; 17. Wing, Brachineuridi; 18. Aedeagus, Brachineuridi (lateral); 19. Female, abdominal segments 5 to end, *Asphondylia* sp. (lateral); 20. First tarsomere, Asphondyliina; 21. Female postabdomen, *Machaeriobia machaerii* Kieffer, 1913 (lateral); 22. Female postabdomen, *Alexomyia ciliata* Felt, 1921 (dorsal); 23. Female postabdomen, *Scopodiplosis speciosa* Felt, 1915 (lateral); 24. Larva, terminal segment, Cecidomyiini (dorsal).

Key to genera of Campylomyzini

1- Male proximal flagellomeres with small, plate-like sensory processes distally and without crenulate whorls of short setae; female flagellomeres with distal sensory collar; only one sclerotized spermatheca.....***Campylomyza***

- Male proximal flagellomeres without small, plate-like sensory processes distally and with four crenulate whorls of short setae; female flagellomeres without distal sensory collar; two sclerotized spermathecae unequal in size and pigmentation..... ***Corinthomyia***

Key to genera of Micromyiini (males)

1- Antennal pedicel enlarged, much longer than scape; claws lengthened; flagellomeres with few hairs.....***Micromyia***

- Antennal pedicel of normal size; claws not lengthened; flagellomeres with several crenulate whorls.....***Monardia***

Key to genera of Micromyiini (females)

1- Flagellomeres with interrupted ring distally, each end of it with finger-process; empodium narrow, almost as long as claws; a single large spermatheca present.....***Micromyia***
- Flagellomeres without interrupted ring distally, each end of it with finger-process; empodium rudimentary or absent; two spermathecae.....***Monardia***

Key to unplaced genera of Lestremiinae

1- Antenna with 21 segments; palpus three-segmented.....***Termitomastus***
- Antenna with 11-14 segments; palpus four-segmented.....***Psadaria***

Key to tribes of Porricondylinae

1- Flagellomeres with setae or thorn-like sensorial; ovipositor with lamellae three-segmented.... ...Diallactini (one Neotropical genus: *Haplusia*)
- Flagellomeres without setae or thorn-like sensorial; ovipositor with lamellae two-segmented.....**2**
2- Antennae with more than 14 flagellomeres, the number usually variable within species; caudal setae of abdominal tergites in two lateral groups; a single sclerotized spermatheca; postabdomen recurved anteriorly.....**Asynaptini**
- Antennae with 14 or fewer flagellomeres, the number constant within species; caudal setae of abdominal tergites in a continuous transverse row; two sclerotized spermatheca; postabdomen not recurved anteriorly..... ....**Holoneurini** (one Neotropical genus: *Holoneurus*)

Key to genera of Asynaptini

1- CuA1 free from CuA2.....***Asynapta***
- CuA1 forked or simple.....**2**
2- CuA forked; r-m strong S-curved.....***Camptomyia***
- CuAsimple; r-m not strong S-curved.....***Feltomyiina***

Key to supertribes of Cecidomyiinae

1- Antennae with 12 or 13 flagellomeres, parameres absent or not clasping aedeagus.....**2**
- Antennae with 7-42 flagellomeres, parameres clasping aedeagus (Fig. 8).....**3**
2- Antennae with 12 flagellomeres, usually binodal in males (Fig. 9); Rs absent or weaker than R5.....**Cecidomyiidi**
- Antenna with 13 flagellomeres, the last with apical process (Fig. 10), Rs as strong as R5 (Fig.11), gonostylus splayed (Fig. 12), parameres present.....**Stomatosematidi**
3- Antennae with 7 flagellomeres, eyes divided at vertex and medially (Fig. 13)..... .....***Enallodiplosis*** (Cecidomyiidi)
- Antennae rarely with 7 flagellomeres, eyes not divided.....**4**
4- Antennae with 10 flagellomeres; male tergite 8 reduced to linear, strongly sclerotized horizontal band (Fig. 14); parameres rudimentary, not setulose, with 2 or 3 setae apical (Fig. 15); ovipositor not protrusible.....**Brachyneuridi**
- Antennae with 7-42 flagellomeres; male tergite 8 not as a linear band (except in *Meunieriella*); parameres well developed mostly setulose, and at least partially clasping aedeagus (Fig. 8) (except in *Calmonia*); ovipositor at least sligthly protrusible.....**Lasiopteridi**

Key to Neotropical genera of Brachineuridi

1- R5 much shorter than wing length (Fig. 16).....**2**
- R5 as long as wing length (Fig. 17).....**4**
2- Scutum with extensive areas without scales..... .....***Chrysobaneura***
- Scutum completely covered with scales between setal rows.....**3**
3- Aedeagus greatly modified, bulbous at base (Fig. 18).....***Epimyia***
- Aedeagus evenly cylindrical (Fig. 15)...***Brachyneura***
4- Cu simple, evanescent before wing edge; tarsal claws toothed only on foreleg; palpus two-segmented.....***Coccidomyia***
- Cu forked, attaining wing edge; all tarsal claws toothed; palpus four-segmented.....***Rhizomyia***

Key to genera of Stomatosematidi

1- Male cercus, hypoproct and aedeagus with similar length; female cerci ovoid.....***Didactylomyia***
- Male cercus, hypoproct and aedeagus not similar in length; female cerci cylindrical.....***Stomatosema***

Key to tribes of Cecidomyiidi

1- Male flagellomeres cylindrical, rarely binodal; circumfila interconnected in both sexes; gonostyli short, wide, situated dorsocaudally on gonocoxites (Fig. 6); female sternite 7 at least 1.5 times length of sternite 6 (Fig. 19).....**Asphondyllini**
- Male flagellomeres usually binodal, with circumfila generally separate; gonostyli elongate and narrow, situated caudally on gonocoxites (Fig. 12); female sternite 7 not longer than the sternite 6.....**2**
2- Tibia short when compared with femora and tarsi; first tarsomeres with "spur" (Fig. 20); ovipositor modified (Figs. 21, 22, 23).....**Anadiplosini**
- Tibia not short when compared with femora and tarsi; first tarsomeres without "spur"; ovipositor not modified (Figs. 21-23).....**3**
3- Terminal larval segment with two lobes, each with four equal-sized short setae.....Aphidoletini
- Terminal larval segment without two lobes, each with four equal-sized setae.....**4**
4- Terminal larval segment with four pairs of papillae: one pair corniform and recurved or secondarily reduced and three pairs short and setose (Fig. 24).....**Cecidomyiini**
- Terminal larval segment with a different arrangement of papillae.....**5**
5- Ovipositor strongly sclerotized, aciculate, and more or less curved; female cerci fused (Figs. 25, 26).....**Centrodiplosini**

- Ovipositor not like that.....**6**
6- Terminal larval segment with three pairs of corniform papillae (one pair smaller than the others) and one pair setiform (Fig. 27).....**Clinodiplosini**
- Terminal larval segment with a different arrangement of papillae.....**7**
7- Larva with long antennae (Fig. 28); female cerci ovoid with a group or a pair of closed placed, ventroapical setae (Figs. 7, 29); anus dorsal.....**Lestodiplosini**
- Larva with short antennae (Fig. 30); female cerci without a pair or group of closed placed, ventroapical setae; anus ventral.....**8**
8- R5 bent at juncture with Rs (Fig. 11); tarsal claws with an extra teeth (Fig. 31); larva with four pairs of short, corniform papillae, each on a terminal projection (Fig. 32).....**Lopesiini**
- R5 not bent at juncture with Rs; tarsal claws without an extra teeth; larva with two pairs of short-corniform terminal papillae and two pairs of setose terminal papillae (Fig. 33).....**Mycodiplosini**

Key to genera of Anadiplosini (*Uleella* not included; one species known only from the larval stage)

1- Palpus with two segments, ovipositor bulbous on basal third, tapered beyond (Fig. 21).....**2**
- Palpus with one segment, ovipositor bulbous for most of it length, tapered only at the very apex (Figs. 22, 23).....**3**
2- Larva without spatula.....***Anadiplosis***
- Larva with spatula.....***Machaerobia***
3- Female cerci elongate, with tiny setae (Fig. 22).....***Alexomyia***
- Female cerci short, with long setae (Fig. 23).....***Scopodiplosis***

Key to genera of Aphidoletini

1- Male flagellomeres with second circumfilum bandlike (Fig. 34); claws toothed only on foreleg.....***Bremia***
- Male flagellomeres with second circumfilum not bandlike; claws toothed on foreleg and midleg.....***Aphidoletes***

Key to subtribes of Asphondyliini

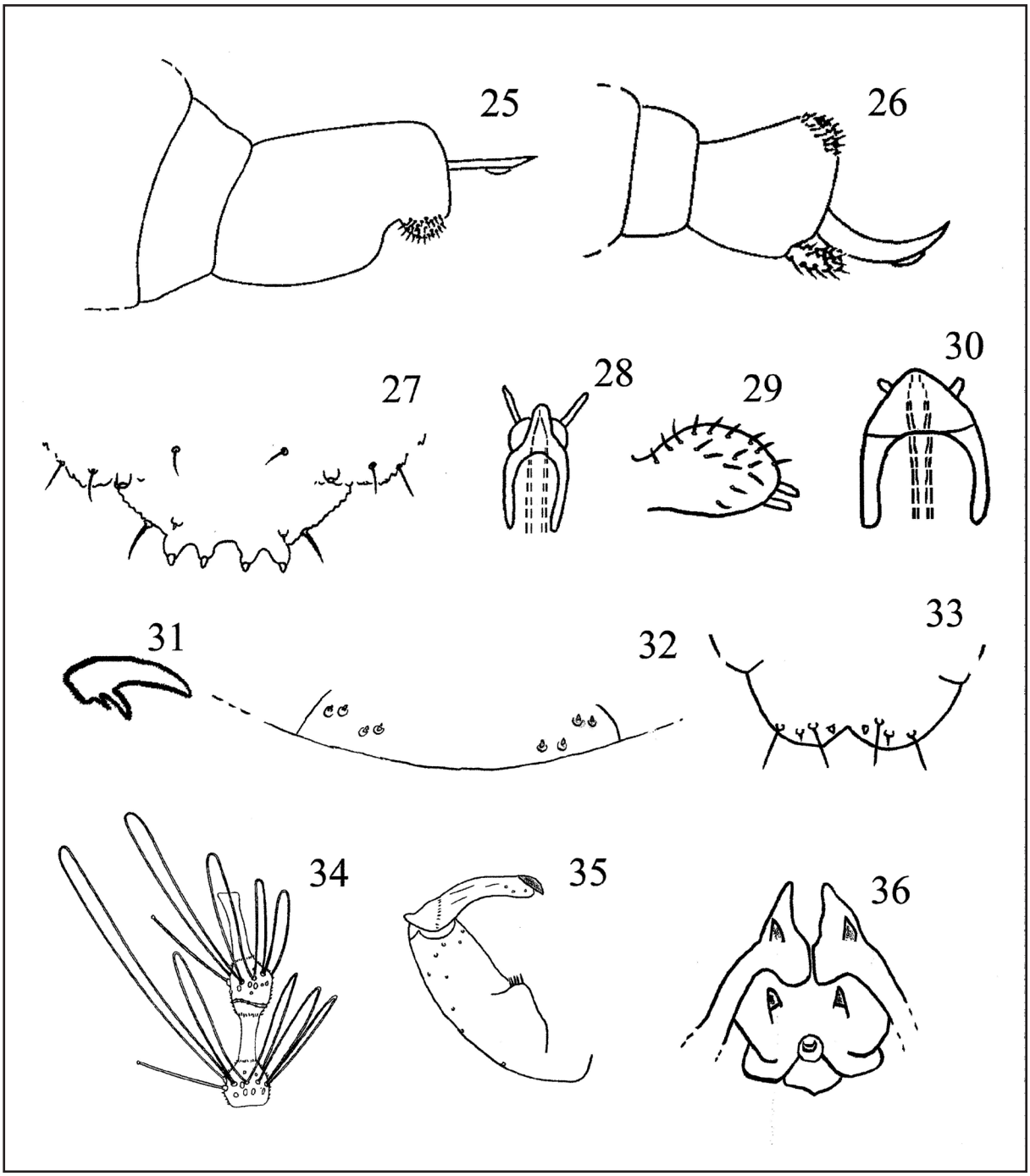
1- First tarsomeres with apical spur (except in *Parazalepidota*); female eighth tergite with a large, bilobed structure at the posterior end; parameres absent (except in *Zalepidota*); denticules of the gonostylus at least partly fused into a solid tooth or teeth; anus more or less dorsal.....**Asphondyliina**
- First tarsomeres without apical spur (except in *Parametasphondylia* and some *Schizomyia*); female eighth tergite without lobe (occasionally a very small one); parameres present; denticules of gonostylus not fused; anus ventral.....**Schizomyiina**

Key to genera of Asphondyliina

1- Gonocoxites with setose mesobasal lobe (Fig. 35) and/or pupa with acute ventral prominence at base of antennal horn (Fig. 36).....**2**
- Gonocoxites without setose mesobasal lobe and pupa without acute ventral prominence at base of antennal horn..... **3**
2- Tarsal claws robust, enlarged at base; denticules ofgonostyli not completely fused, some apparent at least mesally..... ***Zalepidota***
- Tarsal claws narrow throughout, not enlarged at base; denticules ofgonostyli completely fused.....***Heterasphondylia***
3- Tarsal claws enlarged near midlength (Fig. 37); spatula reduced, two-toothed; four pairs of terminal papillae, being one corniform and large.....***Hemiasphondylia***
- Tarsal claws not enlarged near midlength (Fig. 38); spatula three or four-toothed (Figs. 39, 40), if two-toothed and reduced, terminal papillae without large, corniform pair.....**4**
4- Tooth of gonostyli completely divided mesally (Fig. 41).....***Bruggmanniella***
- Tooth of gonostyli entire.....**5**
5- Larval anal segment elongated..... ***Rhoasphondylia***
- Larval anal segment not elongated.....**6**
6- Larva without spatula.....***Sciasphondylia***
- Larva with spatula.....**7**
7- Larva with the two lateral teeth of spatula smaller than the mesal teeth.....**8**
- Larva with the two lateral teeth of spatula larger than the mesal teeth (Fig. 40)...**9**
8- Tarsal claws similar in both sexes.....***Tavaresomyia***
- Tarsal claws not similar in both sexes (conspicuously wider in female than in male).....***Parazalepidota***
9- Female 9th through 11th flagellomeres subequal in length; the two mesal teeth of spatula tiny.....***Perasphondylia***
- Female 9th through 11th each progressively shorter than the preceding (Fig. 42); the two mesal teeth of spatula variable with relation to lateral teeth...***Asphondylia***

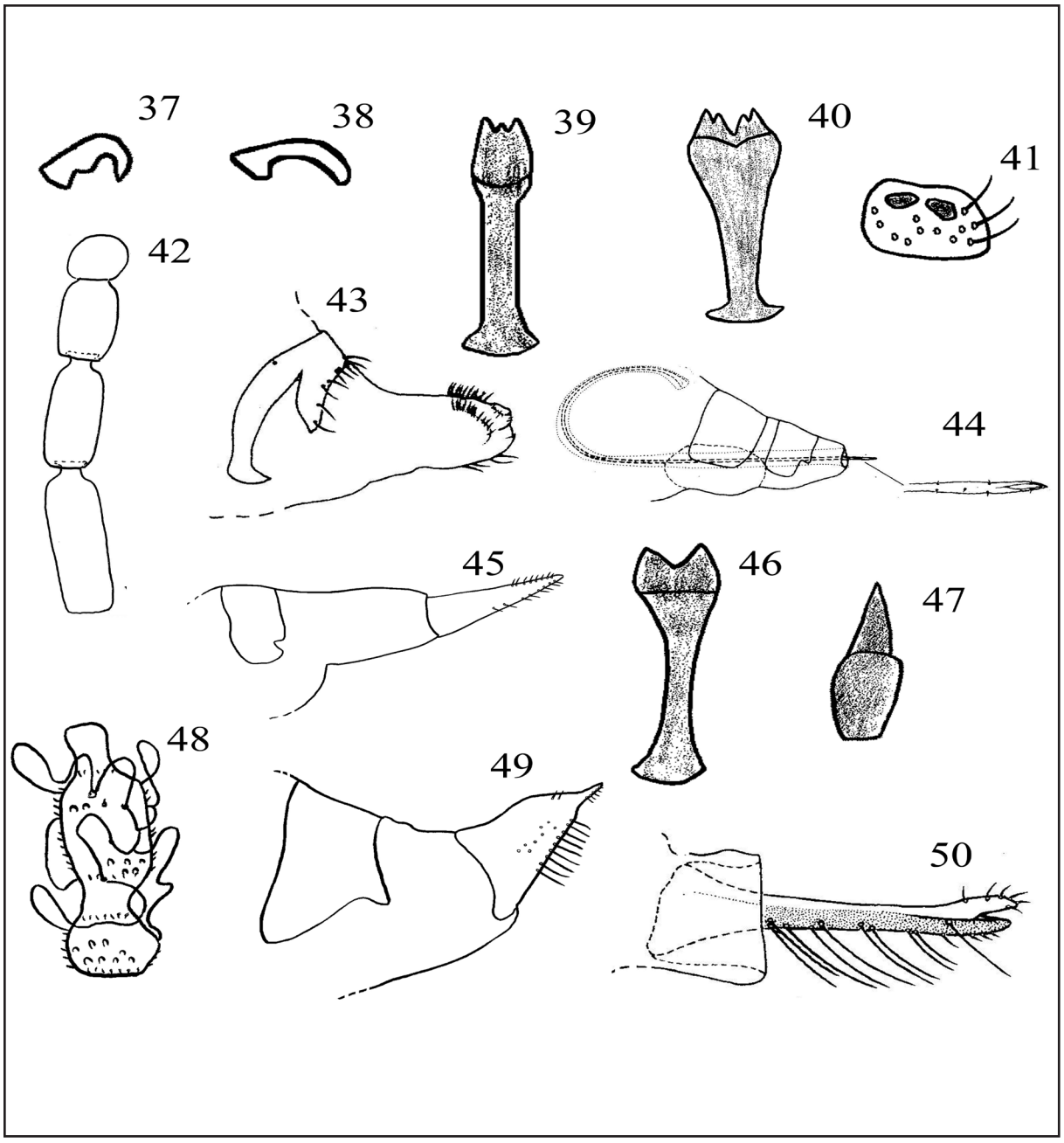
Key to genera of Schizomyiina

1- Palpus one- or two segmented; ovipositor short, unpigmented, with many long setae on 10th tergum (Fig. 43); pupa without dorsal abdominal spines; larva without spiracles on eighth abdominal segment.....**2**
- Palpus three- or four-segmented; ovipositor if short and unpigmented, without many long setae on 10th tergum; pupa with dorsal abdominal spines; larva with spiracles on eighth abdominal segment.....**3**
2- Ovipositor non aciculate; facial papillae present.....***Stephomyia***
- Ovipositor aciculate; facial papillae absent.....***Brethesiamyia***
3- Ovipositor greatly elongate, completely pigmented, the setae, if present, extremely tiny and rigid (Fig. 44); aedeagus usually narrow and pigmented.....**4**
- Ovipositor not much longer than seventh sternite, not or only partly pigmented, with elongate, flexible setae; aedeagus bulbous.....**10**
4- Palpus three-segmented.....**5**
- Palpus four-segmented.....**7**
5- Larva without spatula.....**6**
- Larva with spatula reduced and two-toothed.....***Parametasphondylia***



Figs. 25-36. Cecidomyiidae: 25. Female postabdomen, *Centrodiplosis crassipes* Kieffer & Jörgensen, 1910 (lateral); 26. Female postabdomen, *Jorgensenia falcigera* Kieffer & Jörgensen, 1910 (lateral); 27. Larva, terminal segment, Clinodiplosini (dorsal); 28. Larva, cephalic capsule, Lestodiplosini; 29. Female cercus, Lestodiplosini (lateral); 30. Larva, cephalic capsule, *Dasineura* sp.; 31. Tarsal claw, Lopesiini; 32. Larva, terminal segment, Lopesiini (dorsal); 33. Larva, terminal segment, Mycodiplosini (dorsal); 34. Male flagellomere, *Bremia mirifica* Gagné, 1994; 35. Gonocoxite with mesobasal lobe, Lestodiplosini; 36. Pupa, head (frontal).

6- In leaf galls of *Zexmenia* (Asteraceae)....***Ameliomyia***
- In leaf galls of *Pisonia* (Nyctaginaceae)...***Pisoniamyia***
7- Ovipositor rigid, without setae; gonostyli bilobed apically, the tooth separated from a setose lobe.....***Burseramyia***
- Ovipositor rigid or flexible, with distinct but short setae; gonostyli not indented apically.....**8**
8- In hemispherical leaf gall on Myrtaceae..... .....***Anasphondylia***
- On other host.....**9**
9- In cylindrical galls on branch tip of Malvacae..... .....***Metasphondylia***
- On other hosts.....***Schizomyia***
10- Palpus four segmented; spatula present.....**11**



Figs. 37-50. Cecidomyiidae: 37. Tarsal claw, *Hemiasphondylia enterolobii* Gagné, 1978; 38. Tarsal claw, *Asphondylia* sp.; 39. Larva, spatula, *Calamomyia alterniflorae* Gagné, 1981 (ventral); 40. Larva, spatula, *Asphondylia websteri* Felt, 1917 (ventral); 41. Gonostylus, *Bruggmanniella bumeliae* Felt, 1907 (dorsal); 42. distal flagellomeres, *Asphondylia* sp.; 43. Female postabdomen, *Stephomyia* sp. (lateral); 44. Female postabdomen, *Schizomyia ipomoeae* Felt, 1910 (lateral); 45. Female postabdomen, *Polystepha pilulae* Beutenmüller, 1892 (lateral); 46. Larva, spatula, *Polystepha pilulae* (ventral); 47. Larva, spatula, *Macroporpa ulei* Rübsaamen, 1916; 48. Male flagellomere, *Bruggmannia* sp.; 49. Female postabdomen, *Bruggmannia pisonifoliae* Felt, 1912 (lateral); 50. Female postabdomen, *Proasphondylia brasiliensis* Felt, 1915 (lateral).

- Palpus three-segmented; spatula present.....**12**

11- Ovipositor elongate (Fig. 45); spatula clove-shaped (Fig. 46).....*Polystepha*

- Ovipositor short, not protrusible; spatula reduced and pointed (Fig. 47).....***Macroporpa***

12- Male antennal circumfila longitudinally sinuous... .....***Pisphondylia***

- Male antennal circumfila straight, although individual sections distinctly looped.....**13**

13- Male and usually female flagellomeres constricted near midlength to form nearly separate nodes (Fig. 48); female with short, broad ovipositor (Fig. 49).....***Bruggmannia***

- Flagellomeres not constricted near midlength; ovipositor more attenuate (Fig. 50).....***Proasphondylia***

Key to genera of Cecidomyiini

1- Tarsal claws toothed.....***Procontarinia***
- Tarsal claws simple.....**2**
2- Male flagellomeres with three separate circumfila...**3**
- Male flagellomeres with two separate circumfila...**5**
3- Occipital process present.....**4**
- Occipital process absent.....***Cecidomyia***
4- Larval spatula two-toothed.....***Prodiplosis***
- Larval spatula one-toothed.....***Parkiamyia***
5- Female segment 9 not modified.....***Sphaerodiplosis***
- Female segment 9 greatly modified.....**6**
6- Larva without spatula.....***Stenodiplosis***
- Larva with spatula.....***Contarinia***

Key to genera of Centrodiplosini

1- Palpus with one segment.....***Centrodiplosis***
- Palpus with two or three segment.....**2**
2- Palpus two-segmented; female abdominal segment 8 with a ventral lobe.....***Jorgensenia***
- Palpus three-segmented; female abdominal segment 8 without a ventral lobe.....***Cystodiplosis***

Key to genera of Clinodiplosini

1- Male flagellomeres gynecoid.....***Chauliodontomyia***
- Male flagellomeres binodal.....**2**
2- Male circumfila with loops.....**3**
- Male circumfila linear.....***Costadiplosis***
3- Empodia shorter than bend in claws.....**4**
- Empodia longer than bend in claws.....**5**
4- Tarsal claws bent near two-thirds length; female tergite 8 sclerotized anteriorly; female cerci without a pair of apical setae.....***Schismatodiplosis***
- Tarsal claws bent near middle; female tergite 8 unsclerotized; female cerci with a pair of apical setae.....***Liodiplosis***
5- Hypoproct with lobes recurved apically (Fig. 51).....***Latrophobia***
- Hypoproct with lobes not recurved apically.....**6**
6- Gonostyli abruptally constricted just beyond base.....***Hoaurdodiplosis***
- Gonostyli not or only slightly narrowed just beyond base.....**7**
7- Tarsal claws bowed at midlength...***Autodiplosis***
- Tarsal claws bowed at the basal third...***Clinodiplosis***

Key to genera of Lestodiplosini

1- Male flagellomeres with two separate circumfila.. .....***Thripsobremia***
- Male flagellomeres with three separate circumfila.....**2**
2- Rs weaker than R1 along its entire length, but evident.....**3**
- Rs absent.....***Arthrocnodax***
3- CuP present.....***Lestodiplosis***
- CuP absent.....**4**
4- Tarsal claws toothed at least at foreleg...***Feltiella***
- Tarsal claws simple.....**5**
5- Female tergite 8 sclerotized only anteriorly... .....***Pseudendaphis***
- Female tergite 8 not sclerotized.....***Trisopsis***

Key to genera of Lopesiini

1- Palpus one-segmented.....***Allodiplosis***
- Palpus with three or four segments.....**2**
2- Rs weaker than R1 along its entire length, but evident.....**3**
- Rs partially as strong as R1, but weaker anteriorly.....***Lopesia***
3- Male flagellomeres binodal and tricircumfilar....**4**
- Male flagellomeres gynecoid.....***Cordiamyia***
4- Occipital process present; eye facet hexagonal.. .....***Rochadiplosis***
- Occipital process absent; eye facet circular... .....***Myrciamyia***

Key to genera of Mycodiplosini

1- Female tergum 10 without setae....***Coquilletomyia***
- Female tergum 10 with setae.....***Mycodiplosis***

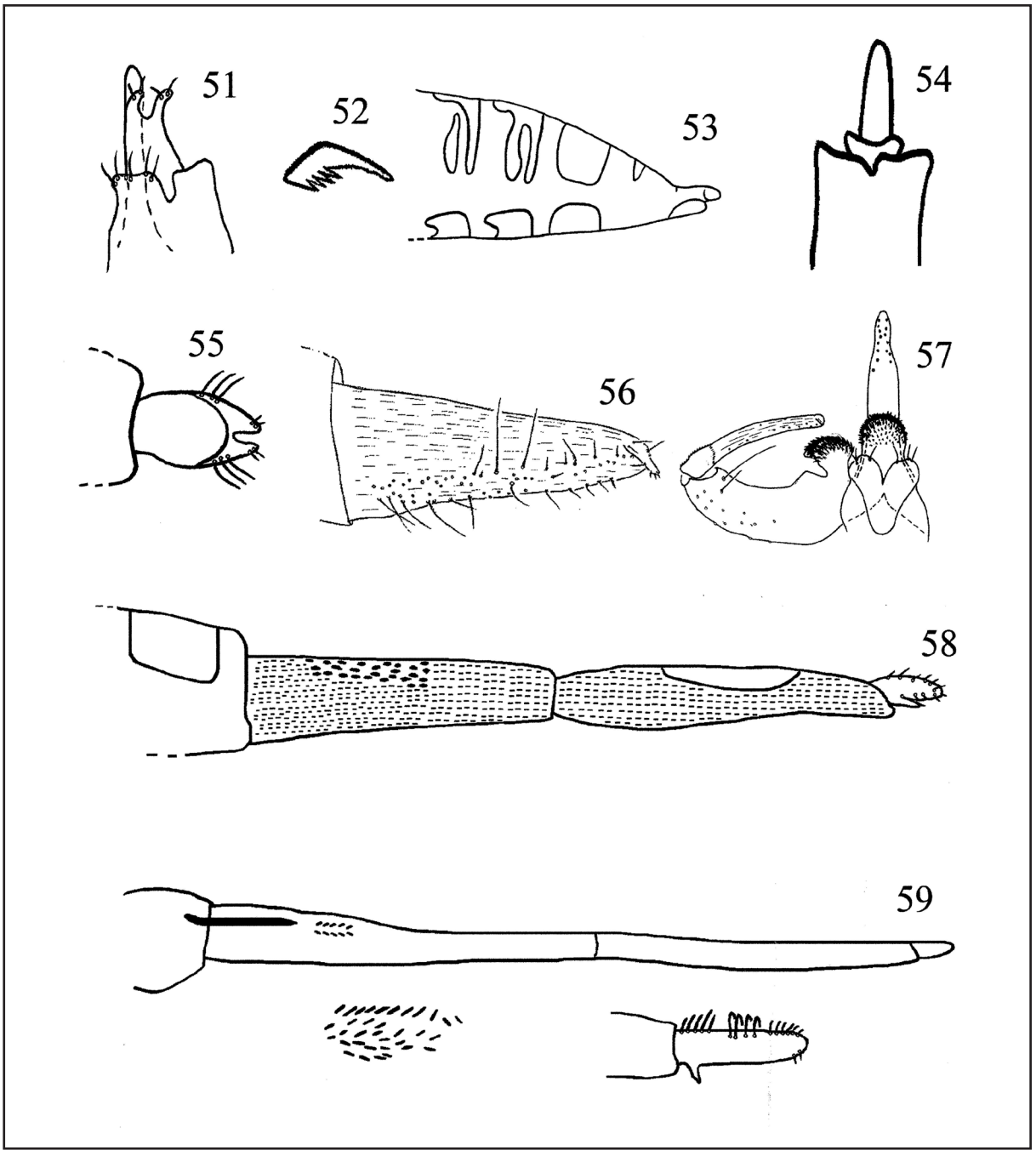
Key to unplaced genera of Cecidomyiidi (*Andirodiplosis* was not included, because the original description is incomplete)

1- Palpus one-segmented.....**2**
- Palpus with more than one segment.....**5**
2- R5 longer than the wing and joining C beyond wing apex.....**3**
- R5 approximately as long as wing and joining C near wing apex.....**4**
3- Tarsal claws toothed.....***Clusiamyia***
- Tarsal claws simple.....***Astrodiplosis***
4- Tarsal claws toothed on at least foreleg; empodia shorter than bend in claws.....***Frauenfeldiella***
- Tarsal claws simple; empodia as long as bend in claws.....***Gnesiodiplosis***
5- Palpus two-segmented.....***Compsodiplosis***
- Palpus three- or four segmented.....**6**
6- R5 shorter than wing and joining C before wing apex or approximately as long as wing and joining C near wing apex.....**7**
- R5 longer than the wing and joining C beyond wing apex.....**13**
7- R5 shorter than wing and joining C before wing apex.....**8**
- R5 approximately as long as wing and joining C near wing apex.....**9**
8- Occipital process absent; Rs and M3 present; female cerci without modified setae.....***Silvestrina***
- Occipital process present; Rs and M3 absent; female cerci with apical setae enlarged.....***Atopodiplosis***
9- Rs weaker than R1 along its entire length, but evident.....***Austrodiplosis***
- Rs absent.....**10**
10- Female antenna with only seven flagellomeres.....***Enallodiplosis***
- Female antenna with 12 flagellomeres.....**11**
11- Tarsal claws toothed on at least forelegs....***Diadiplosis***
- Tarsal claws simple.....**12**
12- Tarsal claws bent near base.....***Moehniella***
- Tarsal claws bent near two-thirds length.....**13**
13- Ovipositor short, barely protrusible; female segment 9 with ventral setae.....***Neobaeozomyia***

- Ovipositor elongate and protrusible; female segment 9 without setae.....***Anasphodiplosis***
14- First tarsomeres with "spur".....***Epihormomyia***
- First tarsomeres without"spur".....**15**
15- Female cerci fused.....***Xenasphondylia***
- Female cerci separate.....**16**
16- Female antennae with long necks and long circumfilar loops.....***Megaulus***
- Female antennae with short necks and apressed circumfila.....**17**
17- Male antennae with short circumfilar loops; mesobasal lobes of gonocoxites with spine.....***Dicrodiplosis***
- Male antennae with not reduced circumfilar loops; mesobasal lobes of gonocoxites when present, without spine.....**18**
18- Ovipositor short, barely protrusible.....**19**
- Ovipositor somewhat elongated.....**28**
19- Male terminalia very large, one third the length of the abdomen.....***Plesiodiplosis***
- Male terminalia not large, shorter than one third of the abdomen.....**20**
20- Tarsal claws pectinate (Fig. 52).....***Ctenodactylomyia***
- Tarsal claws not pectinate.....**21**
21- Female cerci with concentration of setae apicoventrally apicoventrally (Fig. 7).....**22**
- Female cerci without concentration of setae apicoventrally.....**24**
22- Tarsal claws simple.....**23**
- Tarsal claws with two teeth.....*Tetradiplosis*
23- Female cerci with setae concentrated ventrally or apicoventrally.....***Liebeliolla***
- Female cerci with setae evenly distributed..... .....***Arrabidaeamyia***
24- Abdominal tergites 2-6 partially unsclerotized between the caudal and lateral groups of setae (Fig. 53).....***Karshomyia***
- Abdominal tergites 2-6 entire.....**25**
25- Male hypoproct with splayed lobes (Fig. 54).....***Cleitodiplosis***
- Male hypoproct with not splayed lobes.....**26**
26- Female cerci elongate.....***Ouradiplosis***
- Female cerci not elongate.....**27**
27- Tarsal claws bent near basal third; gonocoxites with prominent mesobasal lobe.....***Dactylodiplosis***
- Tarsal claws bent at midlength; gonocoxites without prominent mesobasal lobe.....***Huradiplosis***
28- Tarsal claws simple.....**29**
- Tarsal claws toothed on at least forelegs.....**33**
29- Female tergite 8 sclerotized at least anteriorly.....**30**
- Female tergite 8 unsclerotized.....**32**
30- Tarsal claws bent near base.....***Dichodiplosis***
- Tarsal claws bent near or beyong midlength.....**31**
31- Tarsal claws bent near midlength; male flagellomeres with reduced internodos.....***Styraxdiplosis***
- Tarsal claws bent beyond midlength; male flagellomeres with not reduced internodes.....***Anisodiplosis***
32- Palpus four-segmented; female circumfila with short loops; ovipositor bulbous moderately protractile (Fig. 55).....***Schizodiplosis***
- Palpus three-segmented; female circumfila without loops, linear; ovipositor cylindrical and long (Fig. 56).....***Manilkaramyia***
33- Male hypoproct bilobed.....**34**
- Male hypoproct simple.....**35**
34- Palpus 4-segmented; Rs absent; tarsal claws with a single tooth.....***Resseliella***
- Palpus three-segmented; Rs present (incomplete); tarsal claws with one large and two smaller teeth; female cerci with a pair of large, apical setae and scattered setae elsewhere.....***Mikaniadiplosis***
35- Tarsal claws bent near basal third; gonocoxites with large, setose mesobasal lobe; hypoproct with closely appressed spinules (Fig. 57).....***Youngomyia***
- Tarsal claws bent beyond midlength; gonocoxites with weak mesobasal lobe; hypoproct without closely appressed spinules.....*Contodiplosis*

Key to tribes of Lasiopteridi

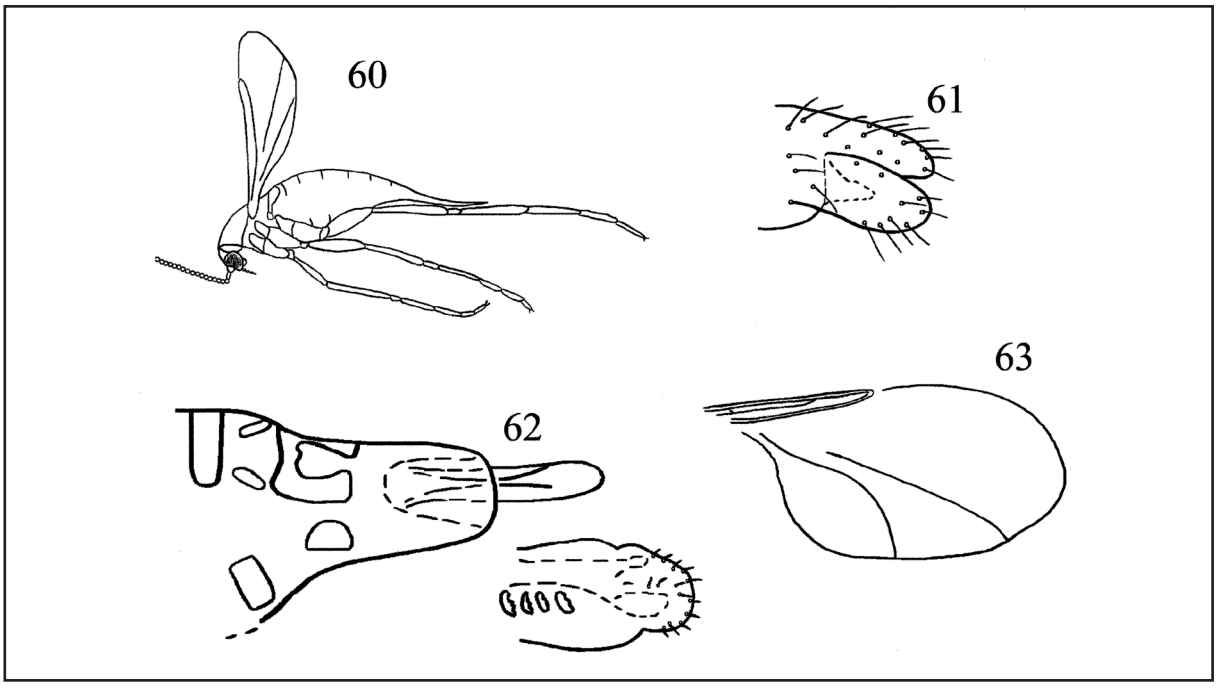
1- Male seventh tergite setose along caudal margin and sclerotized at least posteriorly; basal half of ovipositor with dorsal striae interrupted and enlarged to form series of sclerotized, pigmented bumps (Fig. 58).....**Alycaulini**
- Male seventh tergite unsclerotized posteriorly, setae and scales lacking or present only laterally; ovipositor on basal half without series of sclerotized, pigmented bumps.....**2**
2- Larva with four pairs of terminal papillae, one pair shorter than the remaining three; R5 short (one-third to one-half the length of the wing); short antennae in both sexes.....**Camptoneuromyiini**
- Larva with a distinct complement of terminal papillae, R5 variable; antennae not short.....**3**
3- Male flagellomeres with definite necks; R5 joining C slightly before wing apex; protrusible ovipositor; female eigthth tergite longer than the seventh and tending to divide longitudinally; male parameres gradually tapering from base to apex and nearly as long as aedeagus.....**Dasineurini**
- Not like that.....**4**
4- Basal half of ovipositor with lateral group of numerous, strong, modified setae; fused cerci with hooked setae (Fig. 59).....**Lasiopterini** (one Neotropical genus: *Incolasioptera*)
- Basal half of ovipositor without such setae; cerci without hooked setae.....**5**
5- Parameres divided into two parts, one setulose and other usually longer, glabrous except for apical setae (Fig. 8); female cerci separate..... **Ledomyiini** (one Neotropical genus: *Ledomyia*)
- Parameres entire, cerci variable.....**6**
6- Legs and wings with sexual dimorphism (longer in males); parameres short and blunt..... **Rhopalomyiini** (one genus: *Rhopalomyia*)
- Legs and wing without sexual dimorphism; parameres not short and blunt.....**7**
7- Elongate postocciput covering the dorsal part of the head; eyes and antennae displaced ventrad; elongate scape and pronotum; hind femora greatly enlarged (Fig. 60).....**Trotterini** (one genus: *Trotteria*)
- Postocciput, eyes, antennae, scape, pronotum and hind femora normal.....unplaced genera



Figs. 51-59. Cecidomyiidae: 51. Cerci, hypoproct and aedeagus, *Iatrophobia brasiliensis* Rübsaamen, 1907 (dorsal); 52. Tarsal claw, *Ctenodactylomyia watsoni* Felt, 1915; 53. Abdominal segments 5 to end, *Karshomyia* sp. (lateral); 54. Cerci, hypoproct and aedeagus, *Cleitodiplosis graminis* Tavares, 1921 (dorsal); 55. Female postabdomen, *Schizodiplosis floralis* Kieffer & Herbst, 1906 (dorsal); 56. Female postabdomen, *Manilkaramyia notabilis* Maia, 2001 (lateral); 57. Male terminalia, *Youngomyia knabi* Felt, 1912 (dorsal); 58. Female postabdomen, Alycaulini (lateral); 59. Female postabdomen, Lasiopterini (lateral).

Key to genera of Alycaulini

1- Female cerci separate (Fig. 61) or only partially fused.....**2**
- Female cerci fused (Fig. 62), occasionally slightly notched apically.....**4**
2- Larva with eight terminal papillae...***Alycaulus*** in part
- Larva with two or four terminal papillae.....**3**
3- Female cerci with short, thick sensory setae; larva with median tooth of spatula serrate and two terminal papillae.....***Smilasioptera***
- Female cerci without such setae; larva with median tooth of spatula simple and four terminal papillae.....***Lobolasioptera***
4- Pupal integument strongly sclerotized.....***Geraldesia***
- Pupal integument weakly sclerotized.....**5**



Figs. 60-63. Cecidomyiidae: 60. Adult, general aspect, *Trotteria* sp. (lateral); 61. Female cerci, *Alycaulus* sp. (dorsolateral); 62. Female postabdomen, *Meunieriella graciliforceps* Kieffer & Jörgensen, 1910 (lateral); 63. Wing, *Meunieriella graciliforceps* Kieffer & Jörgensen, 1910.

5- Palpi four-segmented.....**6**
- Palpi with one to three segments.....**9**
6- Terminal segment with a caudal pair of lobes; female cerci narrow.....***Chilophaga***
- Terminal without caudal pair of lobes; female cerci wide.....**7**
7- Spatula three-toothed, the median tooth wide, slightly notched; six terminal papillae; inquilines of leaf galls on *Coccoloba* (Polygonaceae).....***Marilasioptera***
- Spatula shape and number of terminal papillae variable; inquilines or gall makers on various other hosts.....**8**
8- Gonocoxites and gonostyli extremely long; distal half of ovipositor with falcate setulae (Fig. 62)..***Meunieriella***
- Gonocoxites and gonostyli not extremely long; ovipositor without falcate setulae.....***Neolasioptera***
9- Antennal scape enlarged; larva with two lateral papillae per side.....***Epilasioptera***
- Antennal scape not enlarged; larva with a distinct number of lateral papillae.....**10**
10- Ovipositor short.....**11**
- Ovipositor long.....**13**
11- Larva with six terminal papillae.....***Brachylasioptera***
- Larva with four terminal papillae.....**12**
12- Larva with only three lateral papillae per side.....***Asteromyia***
- Larva with four papillae lateral per side.....***Atolasioptera***
13- Antennal pedicel enlarged; female tergite 8 longitudinally divided; larva with only one or two lateral papillae per side; spatula reduced or absent; pupa with very long antennal horns.....***Baccharomyia***
- Antennal pedicel not enlarged; larva with four lateral papillae per side; spatula well developed.....**14**
14- Pupa without antennal horns.....***Couridiplosis***
- Pupa with well developed horns.....***Alycaulus***

Key to genera of Camptoneuromyiini

1- Female cerci fused, elongate, sparsely setose.. .....***Incolasioptera***
- Female cerci fused, not elongate, with many and evenly distributed setae.....**2**
2- R5 bowed away from C (Fig. 16).....**3**
- R5 straight and close to C (Fig. 63).....**6**
3- R5 about two thirds of the wing length.....***Dialeria***
- R5 shorter than two thirds of the wing length.....**4**
4- Gonocoxites cylindrical; larva with 3 lateral papillae per side; larval abdominal segment 8 with a single pair of ventral papillae.....***Domolasioptera*** in part
- Gonocoxites gradually narrow from base; larva with 6 lateral papillae per side; larval abdominal segment 8 with two pairs of ventral papillae.....**5**
5- Male flagellomeres with some setae at least twice length of flagellomere.....***Camptoneuromyia***
- Male flagellomeres not appreciably longer than length of flagellomere.....***Salvalasioptera***
6- Larva with four lateral papillae per side..... .....***Copinolasioptera***
- Larva with three lateral papillae per side..... .....***Domolasioptera*** in part

Key to genera of Dasineurini

1- R5 very short; male flagellomeres without necks; ovipositor strongly sclerotized and bilaterally flattened.....***Arcivena***
- R5 not so short; male flagellomeres with necks; ovipositor not sclerotized and cylindrical.....**2**
2- Palpus two-segmented.....***Austrolauthia***
- Palpus four-segmented.....***Dasineura***

Key to unplaced genera of Lasiopteridi

(*Angeiomyia* was not included as only the larva is known)

1- Palpus four-segmented.....**2**
- Palpus one to three segmented.....**7**
2- Antennae with 23 or more flagellomeres..... .....***Myrciariamyia***
- Antennae with 20 or less flagellomeres.....**3**
3- R5 shorter than wing apex.....***Eugeniamyia***
- Rs as long as wing apex.....**4**
4- Antennae with 19 or 20 flagellomeres.....**5**
- Antennae with 15-17 flagellomeres.....**6**
5- Larva with enlarged spatula.....***Xyloperrisia***
- Larva without spatula.....***Pernettyella***
6- Antennae with 17 flagellomeres; ovipositor barely protrusible, female cerci separate.....***Promikiola***
- Antennae with 15 flagellomeres; ovipositor elongate-protrusible; female cerci fused...***Riveraella***
7- Palpus three-segmented.....**8**
- Palpus one- or two-segmented.....**13**
8- R5 longer than wing length.....**9**
- R5 as long as or shorter than wing.....**10**
9- Tarsal claws toothed.....***Ficiomyia***
- Tarsal claws simple.....***Liciomyia***
10- R5 as long as wing length.....***Pseudomikiola***
- R5 shorter than wing length.....**11**
11- Pupal antennal horn prominent.....**12**
- Pupal antennal horn reduced.....***Neomitranthella***
12- Antennae with 18 -21 flagellomeres; male hypoproct deeply bilobate; pupal antennal horn with not serrated margin.....***Paulliniamyia***
- Antennae with 15-16 flagellomeres; male hypoproct slightly bilobate; pupal antennal horn with serrated margin.....***Guareamyia***
13- Palpus two-segmented.....**14**
- Palpus one-segmented.....**16**
14- Tarsal claw simple.....***Uleia***
- Tarsal claw tootheed.....**15**
15- Male tergite 7 asetose; female tergite 8 setose; male cercus, hypoproct and aedeagus shorter than gonocoxite.....***Guareamyia***
- Male tergite 7 setose; female tergite 8 asetose; male cercus, hypoproct and aedeagus conspicuously longer than gonocoxite.....***Sphaeramyia***
16- Female cerci fused.....**17**
- Female cerci separate.....**8**
17- Ovipositor not or barely protrusible.....***Guarephila***
- Ovipositor elongate, protrusible.....***Scheueria***
18- Ovipositor not or barely protrusible.....**19**
- Ovipositor elongate, protrusible.....***Calmonia***
19- Antennae with 14-18 flagellomeres; gonostyli elongate and strongly curved; pupal antennal horn not reduced; larval spatula with long stalk; larval tergites unsclerotized.....***Jorgenseniella***
- Antennae with 19-20 flagellomeres; gonostyli short, slightly curved; pupal antenna horn reduced; larval spatula with reduced stalk; larval tergites strongly sclerotized.....***Mayteniella***

The fauna of Argentina

The fauna of the gall midges of Argentina comprises only 45 species in 24 genera, which represents about 0.8% of the world fauna and about 8% of the Neotropical fauna. Most of the records (27 or 60%) are known from the region of Cuyo (22 from Mendoza and five from San Juan); seven from the Argentinean Mesopotamia (three from Entre Ríos and four from Missiones); 6 from the Pampa region (five from Buenos Aires and one from Santa Fe) and a single one from Patagonia (Neuquén). There is no record from the northwestern and Chaco regions (Fig. 64).

Collections in Argentina

The fauna of Argentina is scarcely represented in collections. Most of the type material of the described species (53%) is lost. The remainder is deposited in the following collections: MACN (eigth species), USNM (four species), DPBA (two species, NYSM (two species), MLP (one species) and probable NHMW (one species).

The fauna of Argentina have been studied only by foreign researchers, such as Blanchard, Brèthes, Jörgensen, Kieffer, Silvestri and Weyenbergh at the end of the XIXth and begining of XXth centuries, and more recently Gagné. Among the 45 recorded species, two of them are of economical importance: *Stenodiplosis sorghicola* and *Diadiplosis coccidivora*. The former is the most important pest on sorghum and the latter is a predator of scale insects that can be used in their biological control.

Besides, the fauna of Argentina is particularly interesting as includes 14 monotypic genera: *Allodiplosis, Anasphodiplosis, Austrodiplosis, Austrolauthia, Centrodiplosis, Cystodiplosis, Enallodiplosis, Jorgensenia, Liebeliola, Lyciomyia, Neobaezomyia, Pseudomikiola, Termitomastus* and *Tetradiplosis*. Most of them (12) have been recorded only in Argentina, excepting *Enallodiplosis* and *Termitomastus*.

Literature cited

ANGELO, A. & V.C. MAIA. 1999. *Dasineura gigantea* n. sp. (Diptera, Cecidomyiidae) associada com *Psidium cattleyanum* (Myrtaceae) no Brasil. *Rev. Bras. Zool.* 16(1): 191-195.

BLANCHARD, E. 1938. Descripciones y anotaciones de dípteros argentinos. *An. Soc. Cient. Argent.* 126: 345-386.

BLANCHARD, E. 1939. Descripcion del cecidomiido productor de la agalla del quebracho blanco. *Rev. Chil. Hist. Nat.* 42: 173-176.

BLANCHARD, E. 1852. Order IX. Dípteros. Pp. 327-468. *In:* Gay, C. (ed.), *Historia fisica y política de Chile*. Zoología 7. Paris.

BRÈTHES, J. 1914. Description de six Cécidomyidae (Dipt.) de Buenos Aires. *An. Mus. Hist. Nat. Buenos Aires* 26: 151-156.

BRÈTHES, J. 1917a. Sur une cécidie de *Physalis viscosa*: description de la cécidie et de la Cécidomyie. *Physis* 3: 239-240.

BRÈTHES, J. 1917b. Description d'une Cécidie et de la Cécidomyie d' une *Lippia* d' Entre Ríos. *Physis* 3: 411-413.

BRÈTHES, J. 1918. Description de la galle et de la Cécidomyie d'*Aeschynomene montevidensis*. *Physis* 4: 312-313.

BRÈTHES, J. 1922. Dípteros. Fam. Cecidomyiidae. *An. Soc. Cient. Arg.* 93: 119-146.

COOK, M.T. 1906. Algunas agallas de Cuba producidas por insectos. *Primer Informe An. Est. Cent. Agron. Cuba* 1: 247-252.

COOK, M.T. 1909. Some insect galls de Cuba. *Second Report Est. Cent. Agron. Cuba* 2: 143-146.

COURI, M.S. & V.C. MAIA. 1992. Considerações sobre *Pisphondylia* Mohn, 1960 (Diptera, Cecidomyiidae, Asphondyliidi) com descrição de uma espécie nova para o Brasil. *Rev. Bras. Entomol*. 36(4): 729-730.

FELT, E.P.1907a. *New species of Cecidomyiidae*. New York Station Education Department, Albany. 53 pp.

FELT, E.P. 1907b. *Cecidomyia acarivora* n. sp. *Entomol. News* 18: 242.

FELT, E.P. 1907c. Apendix: New species of Cecidomyiidae. P. 97-165. *In: his* 22d report of the State entomologist on injurious and other insects of the State of New York 1906. N.Y. St.Mus. Bul.

FELT, E.P. 1908a. *Contarinia gossypii* n. sp. *Entomol. News* 19: 210-211.

FELT, E.P.1908b. Appendix D. Pp. 286-422, 489-510. *In his* 23d Report of the State Entomologist on injurious and other insects of the State of New York 1907. *N.Y. St. Mus. Bul. 124*: 5-541.

FELT, E.P. 1909. New species of West Indian Cecidomyiidae. *Entomol. News* 20: 299-302.

FELT, E.P. 1910a. Two new Cecidomyiidae. *Entomol. News* 21: 10-12.

FELT, E.P. 1910b. *Schizomyia ipomeae*. *Entomol. News* 21: 160-161.

FELT, E.P. 1910c. West Indian Cecidomyiidae. *Entomol. News* 21: 268-270.

FELT, E.P. 1911a. A new *Lestodiplosis*. *Entomol. News* 22: 10-11.

FELT, E.P. 1911b. A generic synopsis of Itonididae. *J. N. Y. Entomol. Soc*. 19: 31-62.

FELT, E.P. 1911c. Two new gall midges (Dipt.). *Entomol. News* 22: 109-111.

FELT, E.P. 1911d. Two new gall midges. *Can. Entomol*. 43: 194-196.

FELT, E.P.1911e. Four new gall midges (Dipt.). *Entomol. News* 22: 301-305.

FELT, E.P. 1911f. Three new gall midges (Dipt.). *J. N. Y. Entomol. Soc*.19: 190-193.

FELT, E.P. 1911g. Hosts and galls of American gall midges. *J. Econ. Entomol*. 4: 451-475.

FELT, E.P. 1911h. New species of gall midges. *J. Econ.Entomol*. 4: 476-484.

FELT, E.P. 1911 i. New species of gall midges. *J. Econ. Entomol*. 4: 546-559.

FELT, E.P. 1912a. New West Indian gall midges (Dipt.). *Entomol. News* 23: 173-177.

FELT, E.P. 1912b. *Lasiopteryx manihot*, n. sp. (Diptera). *Can. Entomol*. 44: 144.

FELT, E.P. 1912c. New Itonididae (Dipt.). *J. N. Y. Entomol. Soc*. 20: 102-107.

FELT, E.P. 1912d. New gall midges or Itonididae (Dipt.). *J. N. Y. Entomol. Soc*. 20: 146-156.

FELT, E.P. 1912e. Observations on *Uleela* Rübs. (Dipt.). *Entomol. News* 23: 353-354.

FELT, E.P. 1913a. Appendix: A study of gall midges. Pp. 127-226, 247-254. *In his* 28th Report of the State Entomologist on injurious and other insects of the State of New York 1912. *N. Y. State Mus. Bull*. 165: 5-265.

FELT, E.P. 1913b. Descriptions of gall midges. *J. N. Y. Entomol. Soc*. 21: 213-219.

FELT, E.P., 1914a. New gall midges (Itonididae). *Insec. Insc. Menstr.* 2: 117-123.

FELT, E.P. 1914b. *Arthrocnodax constricta* n. sp. *J. Econ. Entomol*. 7: 481.

FELT, E. P. 1915a. New genera and species of gall midges. *Proc. U. S. Natl. Mus*. 48: 195-211.

FELT, E.P. 1915b. A new pest, the chrysanthemum midge (*Rhopalomyia hypogaea* H. Lw.). *J. Econ. Entomol*. 8: 267.

FELT, E.P. 1915c. New South American gall midges. *Psyche* 22: 152-157.

FELT, E.P. 1916. New Indian gall midges. *Can. Entomol*. 48: 400-406.

FELT, E.P. 1917a. New gall midges or Itonididae (Dipt.). *J. N. Y. Entomol. Soc*. 25: 193-196.

FELT, E.P. 1917b. *Asphondylia websterii* n. sp. *J. Econ. Entomol*. 10: 562.

FELT, E.P. 1918. New Philippine gall midges, with a key to the Itonididae. *Phil. J. Sci*. 13: 282-325, pl. I.

FELT, E.P. 1921a. Appendix: A study of gall midges. VII. Pp. 81-240, 255-280. *In his* 34th Report of the State Entomologist on injurious and other insects of the State of New York 1918. *N. Y. St. Mus. Bull*. 231-232: 7-288.

FELT, E.P. 1921b. Three new sub-tropical gall midges (Itonididae, Dipt.). *Entomol. News* 32: 141-143.

FELT, E.P. 1921c. New Indian gall midges (Itonididae). Memoirs of the Department of Agriculture in India. *Entomol. Series* 7: 23-28.

FELT, E.P. 1922a. A new and remarkable fig midge. *Fl. Entomol*. 6: 5-6.

FELT, E.P. 1922b. A new cecidomyiid parasite of the white fly. *Proc. U. S. Nat. Mus*. 61: 1-2.

FELT, E.P. 1925. Key to gall midges (A resumé of studies I-VII, Itonididae). *N.Y. St. Mus. Bull*. 257: 3-239.

FELT, E.P. 1932. A new citrus cambium miner from Puerto Rico. *J. Dept. Agr. Puerto Rico* 16: 117-118.

FELT, E.P. 1933. A new enemy of the pineapple mealybug and a list of gall midge enemies of mealybugs. *J. N. Y. Entomol. Soc*. 41: 87-89.

FELT, E.P. 1935. New species of gall midges from Texas. Journal of the Kansas *Entomol. Soc*. 8: 1-8.

FELT, E.P. 1938. A new species of gall midges predacious on mealybugs. *Proc. Haw. Entomol. Soc*. 10: 43.

FELT, E.P.1940. *Plant galls and gall makers*. Comstock Publishing Co., Ithaca, New York, vii+ 364 pp.

GAGNÉ, R.J. 1968. Family Cecidomyiidae. Fascicle 23: 1-62. *In* Papavero, N., ed. A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States. Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, São Paulo.

GAGNÉ, R.J. 1983. Appendix. Pp. 67-72. *In* Jones, R.G., R.J. Gagné and W.F. Barr. Biology and taxonomy of the *Rhopalomyia* gall midges (Diptera: Cecidomyiidae) of *Artemisia tridentata* Nuttall (Compositae) in Idaho. Contributions if the American Entomological Institute 21: [2+] 1-79 [+11].

GAGNÉ, R.J. 1994. The gall midges of the Neotropical region. Cornell

University Press, Ithaca, 352 p.

GAGNÉ, R.J. 2004. A catalog of the Cecidomyiidae (Diptera) of the world. Memoirs of the Entomological Society of Washington. 23, 408 pp.

HOUARD, C. 1933. *Les Zoocéciedies des Plantes de l´Amérique du Sud et de l´Amérique Central*. Hermann et Cie, Paris. 540 pp.

KIEFFER, J.J. 1903. Description de cécidomyies nouvelles du Chili. *Rev. Chil. Hist. Nat*. 7: 385-579.

KIEFFER, J.J. 1910. Zusatz. Beschreibung einer neuen Cecidomyiidengalle auf *Nectandra megapotamica*. P. 442. *In* Kieffer, J.J. & P. Jörgensen. Gallen und Gallentiere aus Argentina. *Centr. Bakteriol., Parasitenk. Infektionskr.* 27(2): 362-444.

KIEFFER, J.J. 1913. Diptera. Fam. Cecidomyiidae. Fasc. 152, 346 pp. *In:* Wytsman, P. (ed.) *Genera Insectorum*. Bruxelles.

KIEFFER, J.J. & P. HERBST. 1905. Uber Gallen und Gallenerzeuger aus Chile. *Z. wissensch. Insektenbiol*. 1: 63-66.

KIEFFER, J.J. & P. HERBST. 1906. Description de galles et d´insectes gallicoles du Chili. *Ann. Soc. Sci. Bruxelles* 30: 223-236.

KIEFFER, J.J. & P. HERBST. 1909. Ueber einige neue Gallen und Gallenerzeuger aus Chile. *Centr. Bakteriol., Parasitenk. und Infektionskr.* 23(2): 119-126.

KIEFFER, J.J. & P. HERBST. 1911. Uber Gallen und Gallentiere aus Chile. *Centr. Bakteriol., Parasitenk. Infektionskr.* 29(2): 696-704.

KIEFFER, J.J. & P. JÖRGENSEN. 1910. Gallen und Gallentiere aus Argetinien. *Centr. Bakteriol., Parasitenk. Infektionskr.* 27(2): 362-444.

MADEIRA, J.A., V.C. MAIA & R.F. MONTEIRO. 2003. Gall makers (Cecidomyiidae, Diptera) on *Calophyllum brasiliensis* (Clusiaceae): descriptions and biology. *Arq. Mus. Nac.* 61 (1): 31-48.

MAIA, V.C. 1993a. Uma nova espécie de *Clinodiplosis* Kieffer, 1895 (Diptera, Cecidomyiidae) associada com *Melissa officinalis* Linnaeus (Labiatae) no Brasil. *Rev. Bras. Zool.* 10 (4): 695-697.

MAIA, V.C. 1993b. Considerações sobre *Stephomyia* Tavares, 1916 (Diptera, Cecidomyiidae, Asphondyliidi) com descrição de quatro espécies novas associadas com *Eugenia* L. e *Neomitranthes* (DC) Legr. (Myrtaceae). *Rev. Bras. Zool.* 10 (3): 521-530.

MAIA, V.C. 1993c. Considerações sobre *Proasphondylia* Felt, 1915 (Diptera, Cecidomyiidae, Asphondyliidi) com descrição de duas espécies novas associadas com *Guapira opposita* (Velloso) Reitz. (Nyctaginaceae). *Rev. Bras. Zool.* 10 (2): 215-218.

MAIA, V.C. 1993d. Descrição de duas espécies novas de Cecidomyiidae (Diptera) associadas a *Eugenia* spp. (Myrtaceae). *Rev. Bras. Entomol.* 37 (4): 717-721.

MAIA, V.C. 1994. *Myrciariamyia bivalva*, gen. n. e sp. n. (Diptera, Cecidomyiidae, Oligotrophini) associado com *Myrciaria floribunda* (Camb.) Legr. (Myrtaceae) no Brasil. *Rev. Bras. Zool.* 11 (4): 635-639.

MAIA, V.C. 1995a. Três espécies novas de *Dasineura* Rondani (Diptera, Cecidomyiidae) associadas a Myrtaceae na Restinga da Barra de Maricá, Rio de Janeiro. *Rev. Bras. Zool.* 12 (4): 1001-1008.

MAIA, V.C. 1995b. Chaves para classificação de galhas de Cecidomyiidae (Diptera) em Myrtaceae na Restinga da Barra de Maricá, Rio de Janeiro. *Rev. Bras. Zool.* 12 (4): 1009-1013.

MAIA, V.C. 1995c. Dois gêneros novos de Cecidomyiidae (Diptera) associados a Myrtaceae, na Restinga da Barra de Maricá, Rio de Janeiro, Brasil. *Rev. Bras. Zool.* 12 (3): 567-574.

MAIA, V.C. 1996a. *Cordiamyia globosa*, n. gen. e n. sp. (Diptera, Cecidomyiidae) associado com *Cordia verbenacea* (Boraginaceae), na Restinga da Barra de Maricá (R.J.). *Rev. Bras. Zool.* 13 (3): 579-583.

MAIA, V.C. 1996b. *Clusiamyia nitida*, n. gen. e n. sp (Diptera, Cecidomyiidae) associado com *Clusia lanceolata* Camb. (Clusiaceae) no Brasil. *Rev. Bras. Zool.* 13 (4): 829-832.

MAIA, V.C. 1999a. Description of male, pupa and larva of *Neolasioptera cerei* Rübsaamen (Diptera, Cecidomyiidae). *Rev. Bras. Zool. 16,* supl. 2: 119-122.

MAIA, V.C. 1999b. Descrição de imaturos de quatro espécies de Asphondyliini neotropicais e nota taxonômica sobre *Asphondylia maytenuse* Maia & Couri (Diptera, Cecidomyiidae). *Rev. Bras. Zool.* 16 (3): 775-778.

MAIA, V.C. 2001a. Two new species of gall midges (Diptera, Cecidomyiidae) associated with *Pouteria caimito* var. *laurifolia* (Sapotaceae) in Brazil. *Stud. Dipt. 8* (1): 103-110.

MAIA, V.C. 2001b. The gall midges (Diptera, Cecidomyiidae) from three restingas of Rio de Janeiro State, Brazil. *Rev. Bras. Zool. 18* (2): 583-629.

MAIA, V.C. 2001c. New genera and species of gall midges (Diptera, Cecidomyiidae) from three restingas of Rio de Janeiro State, Brazil. *Rev. Bras. Zool.* 18 (supl. 1): 1-32.

MAIA, V.C. 2002a. Description of the male of *Stephomyia tetralobae* Maia, 1993 (Diptera, Cecidomyiidae). *Bol. Mus. Nac.* 479: 1-3.

MAIA, V.C. 2002b. Description of the larva of *Houardodiplosis rochae* Tavares, 1925 (Diptera, Cecidomyiidae, Clinodiplosini) and new record of pseudoscorpions in galls. *Rev. Bras. Entomol.* 46 (1): 81-82.

MAIA, V.C. 2004. A new genus and six new species of gall midges (Diptera, Cecidomyiidae) from Serra de São José (State of Minas Gerais). *Arq. Mus. Nac.* 62 (1): 69-82.

MAIA, V.C. 2005a. *Clinodiplosis costai*, a new galler species (Diptera, Cecidomyiidae) associated with *Paullinia weinmanniaefolia* Mart. (Sapindaceae). *Rev. Bras. Zool.* 22 (3): 676-679.

MAIA, V.C. 2005b. Description of a new species of *Bruggmannia* Tavares (Diptera, Cecidomyiidae) associated with *Guapira opposita* (Vell.) Reitz. (Nyctaginaceae) from Brazil. *Rev. Bras. Zool.* 21 (4): 761-764.

MAIA, V.C. 2007a. New genera and species of gall midges (Diptera, Cecidomyiidae) associated with *Guarea macrophylla* (Meliaceae). *Rev. Bras. Zool.* 24 (2): 449-456.

MAIA, V.C. 2007b. Description of the pupa of *Lopesia brasiliensis* Rübsaamen (Diptera, Cecidomyiidae). *Rev. Bras. Zool.* 24 (4): 941-942.

MAIA, V.C. & M.S. COURI. 1993. Descrição de três espécies de *Bruggmannia* Tavares, 1915 (Diptera, Cecidomyiidae, Asphondyliidi) do Brasil, associadas com *Guapira opposita* (Nyctaginaceae). *Rev. Bras. Biol.* 53 (2): 209-215.

MAIA, V.C. & M.S. COURI. 1997. Cecidomyiidae (Diptera) associated with Myrtaceae at Restinga of Barra de Maricá, Rio de Janeiro. *Rev. Bras. Biol.* 57(2): 227-230.

MAIA, V.C. & G.W. FERNANDES. 2005. A new genus and species of gall midge (Diptera, Cecidomyiidae) associated with *Waltheria indica* L. (Sterculiaceae). *Zootaxa* 1060: 27-36.

MAIA, V.C. & G.W. FERNANDES. 2006. A new genus and species of gall midge (Diptera: Cecidomyiidae) associated with *Parkia pendula* (Fabaceae, Mimosoidea). *Rev. Bras. Entomol.* 50 (1): 1-5.

MAIA, V.C. & G.W. FERNANDES. 2007. *Myrciariamyia admirabilis*, a new species of gall midge (Diptera, Cecidomyiidae) associated with *Erythroxylum suberosum* (Erythroxylaceae). *Zootaxa* 1554: 41-48.

MAIA, V.C. & R.F. MONTEIRO. 1999. Espécies cecidógenas e parasitóides associadas a *Guapira opposita* (Nyctaginaceae) na Restinga da Barra de Maricá, R.J. *Rev. Bras. Zool.* 16 (2): 483-487.

MAIA, V.C. & U.P. de OLIVEIRA. 2007. Uma nova espécie de Cecidomyiidae (Diptera) associada com *Sebastiania glandulosa* (Euphorbiaceae). *Iheringia, Zool.* 97: 97-101.

MAIA, V.C. & B. de O. SANTOS. 2007. Um novo gênero e espécie de Schizomyiina (Diptera, Cecidomyiidae) associados com Piperaceae no Brasil. *Iheringia, Zool.* 97: 137-142.

MAIA, V.C. & J. VASQUEZ. 2007. A new species of gall midge (Diptera: Cecidomyiidae) associated with *Theobroma bicolor* (Sterculiaceae) from Peru. *Arq. Mus. Nac.* 64: 125-129.

MAIA, V.C., P. de A.L. CONSTANTINO & R.F. MONTEIRO. 2005. New gall midges (Diptera, Cecidomyiidae) associated with two species of *Eugenia* (Myrtaceae). *Rev. Bras. Entomol.* 49 (3): 347-352.

MAIA, V.C., M. S. COURI & R.F. MONTEIRO. 1992. Sobre seis espécies de *Asphondylia* Loew, 1850 do Brasil (Diptera, Cecidomyiidae). *Rev. Bras. Entomol.* 36 (3): 653-661.

MAIA, V.C., M.S. MENDONÇA-JR & H.P. ROMANOWSKI. 1996. *Eugeniamyia dispar* gen. n. and sp. n. (Diptera, Cecidomyiidae, Lasiopteridi) associated with *Eugenia uniflora* L. (Myrtaceae) in Brazil. *Rev. Bras. Zool.* 13 (4): 1087-1090.

MAIA, V.C., R.F. MONTEIRO & K. NARAHARA. 2002. Two new species of gall midges (Diptera, Cecidomyiidae) associated with *Protium icicariba* (Burseraceae) in Brazil. *Studia Dipt.* 9 (1): 171-178.

MAIA, V.C., F.A. O. SILVEIRA, L.A. OLIVEIRA & M.F. XAVIER. 2008. *Asphondylia gochnatiae*, a new species of gall midge (Diptera, Cecidomyiidae) associated with *Gochnatia polymorpha* (Less.) Cabrera (Asteraceae). *Zootaxa* (Online) 1740: 53-58.

MAMAEV, B.M. & N.P. KRIVOSHEINA. 1993. *The larvae of gall midges (Diptera, Cecidomyiidae)*. Oskam, J.C. & A.A. Blakema, eds. Rotterdam, ix & 293 pp.
MÖHN, E. 1959. Gallmücken (Diptera, Itonididae) aus El Salvador. 1. Teil. *Senck. Biol*. 40: 297-368.
MÖHN, E. 1960a. Gallmücken (Diptera, Itonididae) aus El Salvador. 2. Teil. *Senck. Biol*. 41: 197-240.
MÖHN, E. 1960b. Gallmücken (Diptera, Itonididae) aus El Salvador. 3. Teil. *Senck. Biol*. 41: 333-358.
MÖHN, E. 1961. Neue Asphondyliidi-Gattungen (Diptera, Itonididae). *Stuttgarter Beitr. Naturk*. 49: 1-14.
MÖHN, E. 1962. Studien über neotropische Gallmücken (Diptera, Itonididae). 1. Teil. *Brotéria* 31: 211-239.
MÖHN, E. 1963a. Gallmücken (Diptera, Itonididae) aus El Salvador. 5. Teil: Lasiopteridi. *Stuttgarter Beitr. Naturk* 116: 1-7.
MÖHN, E. 1963b. Studien über neotropische Gallmücken (Diptera, Itonididae). 1. Teil. *Brotéria* 32: 3-23.
MÖHN, E. 1964a. Gallmücken (Diptera, Itonididae) aus El Salvador. 6. Teil: Lasiopteridi. *Deut. Entomol. Zeit*. 11: 47-143.
MÖHN, E. 1964b. Gallmücken (Diptera, Itonididae) aus El Salvador. 7. Teil: Lasiopteridi. *Beitr. Entomol*. 14: 553-600.
MÖHN, E. 1973. Studien über neotropische Gallmücken (Diptera, Itonididae). 2. Teil. *Stuttgarter Beitr. Naturk. (A)* 257: 1-9
MÖHN, E. 1975. Gallmücken (Diptera, Itonididae) aus El Salvador. 8. Teil: Lasiopteridi. *Stuttgarter Beitr. Naturk*. 276*:* 1-101.
NARAHARA, K., V.C. MAIA & R.F. MONTEIRO. 2004. Two new species of gall midges (Diptera, Cecidomyiidae) associated with Protium heptaphyllum (Aubl.) Marchand (Burseraceae) in Brazil. *Rev. Bras. Entomol*. 48 (4): 485-490.
RÜBSAAMEN, E.H. 1905a. Beiträge zur Kenntnis aussereuropäischer Zoocecidien. II. Beitrag: Gallen aus Brasilien und Peru. *Marcellia* 4: 65-85.
RÜBSAAMEN, E.H. 1905b. Beiträge zur Kenntnis aussereuropäischer Zoocecidien. II. Beitrag: Gallen aus Brasilien und Peru. Marcellia 4: 115-138.
RÜBSAAMEN, E.H. 1908a. Beiträge zur Kenntnis aussereuropäischer Zoocecidien. III. Beitrag [cont.]: Gallen aus Brasilien und Peru. *Marcellia* 6: 110-173.
RÜBSAAMEN, E.H. 1908b. Beiträge zur Kenntnis aussereuropäischer Zoocecidien. III. Beitrag: Gallen aus Brasilien und Peru. *Marcellia* 7: 15-79.
RÜBSAAMEN, E.H. 1916. Cecidomyidenstudien V. Revision der deutschen Asphondyliarien. *Sitz. Ges. Naturforsch. Freunde Berlin* 1916: 1-12.
SOLINAS, M. 1986. *Allocontarinia* n. g., *A. sorghicola* (Coq.) n. comb. (Diptera, Cecidomyiidae). Entomologica 21: 23-35.
SOUSA, L.I. & V.C. MAIA. 2007. A new species of *Schizomyia* (Diptera, Cecidomyiidae, Asphondyliini) associated with *Tetrapterys phlomoides* (Malpighiaceae). *Iheringia, Zool*. 97: 311-313.
TAVARES, J.S. 1906. Descripção de uma cecidomyia nova do Brazil. *Brotéria* 5: 81-84.
TAVARES, J.S. 1909. Contributio prima ad cognitionen cecidologiae braziliae. *Brotéria, Zool*. 8: 5-28.
TAVARES, J.S. 1915a. As cecidias das plantas do genero *Styrax* no Brazil. *Brotéria, Zool*. 13: 145-160.
TAVARES, J.S. 1915b. Cécidologie argentine. *Brotéria, Zool*. 13: 88-126.
TAVARES, J.S. 1916. Cecidomyias novas do Brazil. *Brotéria, Zool*. 14: 36-57.
TAVARES, J.S. 1917a. As cecidias do Brazil que se criam nas plantas da familia das Melastomataceae. *Brotéria, Zool*. 15: 18-49.
TAVARES, J.S. 1917b. Cecidias brazileiras que se criam em plantas das Compositae, Rubiaceae, Tiliaceae, Lythraceae e Artocarpaceae. *Brotéria, Zool*. 15: 113-181.
TAVARES, J.S. 1918a. Cecidologia brazileira. Cecidias que se criam em plantas das familias das Verbenaceae, Euphorbiaceae, Malvaceae, Anacardiaceae, Labiatae, Rosaceae, Anonaceae, Ampelidaceae, Bignoniaceae, Aristolochiaceae e Solanaceae. *Brotéria, Zool*. 16(1): 21-48.
TAVARES, J.S. 1918b. Cecidomyias novas do Brazil, segunda série. *Brotéria, Zool*. 16 (2): 68-84.
TAVARES, J.S. 1920a. O gênero *Bruggmannniella* Tav. Com descripção de uma espécie nova e a clave dichotômica dos gêneros das Asphondyliariae. *Brotéria, Zool. 18:* 33-42.
TAVARES, J.S. 1920b. [continuation of:] Espécies novas de cynípies e cecidomyías da Península Ibérica e descripção de algumas já conhecidas. II série. *Brotéria, Zool*. 18 (2): 49-79.
TAVARES, J.S. 1920c. Cecidologia brazileira. Cecidias que se criam em plantas das familias das Leguminosae, Sapotaceae, Lauraceae, Myrtaceae, Punicaceae, Aurantiaceae, Malpighiaceae, Sapindaceae, Umbelliferae, Loranthaceae, Apocynaceae, Urticaceae, Salicaceae e Graminae. *Brotéria, Zool*. 18(2): 82-96.
TAVARES, J.S. 1920d. Anadiplosariae, nouvelle tribu de Cecidomyiidae (Dipt). *Marcellia* 17: 57-72, pl. I.
TAVARES, J.S. 1920e. Cecidologia brazileira. Cecidias que se criam em plantas das familias das Leguminosae, Sapotaceae, Lauraceae, Myrtaceae, Punicaceae, Aurantiaceae, Malpighiaceae, Sapindaceae, Umbelliferae, Loranthaceae, Apocynaceae, Urticaceae, Salicaceae e Graminae. *Brotéria, Zool*. 18 (3): 97-125, pl. III.
TAVARES, J.S. 1921. [continuation of:] Cecidologia brazileira. Cecidias que se criam em plantas das familias das Leguminosae, Sapotaceae, Lauraceae, Myrtaceae, Punicaceae, Aurantiaceae, Malpighiaceae, Sapindaceae, Umbelliferae, Loranthaceae, Apocynaceae, Urticaceae, Salicaceae e Graminae. *Brotéria, Zool*. 19 (3): 97-112, pl. I.
TAVARES, J.S. 1922. Cecidologia brazileira. As restantes famílias. *Brotéria, Zool*. 19 (1): 5-48.
TAVARES, J.S. 1925. Nova contribuição para o conhecimento da cecidologia brazileira. *Brotéria, Zool*. 22: 5-48.
URSO-GUIMARÃES, M.V. & D.S. AMORIM. 2002. New Brazilian species of Asphondyliini (Diptera, Cecidomyiidae). *Rev. Bras. Entomol*. 46 (4): *561-570.*
URSO-GUIMARÃES & D.S. AMORIM. 2004. Two new species of *Bruggmanniella* Tavares, 1909 (Diptera, Cecidomyiidae) from Brazil. *Stud. Dipt*. 11 (2): 429-436.
WOOD, D.M. & A. BORKENT. 1989. Phylogeny and classification of the Nematocera.. *In*: McAlpine, J.F & D.M. Wood (coord.), *Manual of Neartic Diptera*. Vol. 3. 1333-1370, Research Branch, Agriculture Canada, Ottawa.
WÜNSCH, A. 1979. *Gallenerzeugende Insekten nordkolumbiens, speziell Asphondyliidi und Lsiopteridi (Diptera, Cecidomyiidae) aus dem Küstenbereich um Santa Marta*. Wünsch. Ludwigsburg-Hoheneck. 238 pp.

Appendix 1. List of Argentinean species of Cecidomyiidae. H: *host plant*.

Lestremiinae
Psadaria Enderlein, 1904
P. pallida Enderlein, 1904. Chile: Juan Fernández Is. (Gagné, 2004).
Termitomastus Silvestri, 1901
T. leptoproctus Silvestri, 1901. Brazil, Argentina: Mnes (Gagné, 1994, 2004).
Cecidomyiinae
Cecidomyiidi
Asphondyliini
Asphondylia Loew, 1850

Asphondylia hieronymi Weyenbergh, 1875. Argentina. H: *Baccharis salicifolia* (Asteraceae). (Gagné, 1968, 2004).
Asphondylia swaedicola Kieffer & Jörgensen, 1910. Argentina: Mza., S.J. H: *Suaeda divaricata* (Chenopodiaceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004).
Rhoasphondylia Möhn, 1960
Rhoasphondylia crassipalpis (Kieffer & Jörgensen, 1910). Argentina: Mza., S.J. H: *Baccharis salicifolia* (Asteraceae). (Gagné, 1994, 2004).
Cecidomyiini
Stenodiplosis Reuter, 1895
Stenodiplosis sorghicola (Coquillett, 1899). USA, Mexico, Africa, India, Philippines, Argentina. H: *Sorghum bicolor, Sorghum* spp. (Poaceae) (Harris, 1964, 1976; Gagné, 1968, 1994, 2004; Solinas, 1986).
Centrodiplosini
Centrodiplosis Kieffer & Jörgensen
Centrodiplosis crassipes Kieffer & Jörgensen, 1910. Argentina: Mza. H: *Lycium chilense* (Solanaceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004; Kieffer, 1913i).
Cystodiplosis Kieffer & Jörgensen
Cystodiplosis longipennis Kieffer & Jörgensen, 1910. Argentina: Mza. H: *Grabowskia obtusa* (Solanaceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004; Jörgensen, 1917; Kieffer, 1913i.
Jorgensenia Kieffer & Jörgensen
Jorgensenia falcigera (Kieffer & Jörgensen, 1910). Argentina: Mza. H: *Lycium gracile obtusa* (Solanaceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004; Jörgensen, 1917; Kieffer, 1913i).
Lopesiini
Allodiplosis Kieffer & Jörgensen, 1910
Allodiplosis crassa Kieffer & Jörgensen, 1910. Argentina: Mza. H: *Geoffraea decorticans* (Fabaceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004; Lagrange, 1980).
Mycodiplosini
Mycodiplosis Rübsaamen, 1895
Mycodiplosis australis (Brèthes, 1914) Argentina: Bs.As. (Gagné, 1968, 1994, 2004).
M ycodiplosis cylindrica Gagné, 1987. Argentina: E.R. H: *Puccinia coronata avenae* (Uredinales). (Gagné, 1994, 2004).
Unplaced genera of Cecidomyiidi
Anasphodiplosis Gagné, 1994
Anasphodiplosis aspidospermae (Blanchard, 1939). Argentina: S.Fe. H: *Aspidosperma quebracho-blanco* (Apocynaceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004).
Andirodiplosis Tavares, 1920
Andirodiplosis bahiensis Tavares, 1920. Brazil: Bahia. H: *Andira sp.* (Fabaceae). (Tavares, 1920e; Gagné, 1994, 2004).
Austrodiplosis Brèthes, 1914
Austrodiplosis argentina Brèthes, 1914. Argentina: Bs.As. (Gagné, 1968, 1994, 2004).
Diadiplosis Felt, 1911
Diadiplosis coccidivora (Felt, 1911). Jamaica, USA, Bermuda, Guadeloupe, Panama, Guyana, Brazil, Argentina. H: *Pulvinaria urbicola*, *Alichtensia* sp., *Coccus* ap., *Pulvinaria* spp., *Saissetia* spp. (Hemiptera, Coccidae), *Eriococcus* sp. (Hemiptera, Eriococcidae). (Gagné, 1968, 1994, 2004).
Enallodiplosis Gagné, 1994
Enallodiplosis discordis Gagné, 1994. Chile, Argentina. H:*Prosopis tamarugo* (Fabaceae). (Gagné, 2004).
Liebeliola Kieffer & Jörgensen, 1910
Liebeliola prosopidis Kieffer & Jörgensen, 1910. Argentina: Mza., S.J. H: *Prosopis strombulifera* (Fabaceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004).
Neobaezomyia Brèthes, 1914
Neobaezomyia maculata Brèthes, 1914. Argentina: Bs.As. (Gagné, 1968, 1994, 2004).
Tetradiplosis Kieffer & Jörgensen, 1910
Tetradiplosis sexdentata Kieffer & Jörgensen, 1910. Argentina: Mza. H: *Prosopis alpataco, P. campestris* (Fabaceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004).
Lasiopteridi
Alycaulini
Baccharomyia Tavares, 1017
Baccharomyia cordobensis (Kieffer & Jörgensen, 1910). Argentina: Cba. H: *Baccharis coridifolia* (Asteraceae) (Gagné, 1968, 1994, 2004).
Baccharomyia interrupta (Kieffer & Jörgensen, 1910). Argentina: Mza. H: *Baccharis subulata* (Asteraceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004).
Baccharomyia ornaticornis (Kieffer & Jörgensen, 1910). Argentina: Mza. H: *Baccharis salicifolia* (Asteraceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004).
Meunieriella Kieffer, 1909
Meunieriella graciliforceps (Kieffer & Jörgensen, 1910). Argentina: Mza. H: *Prosopis strombulifera* (Fabaceae). (Gagné, 1968,1994, 2004).
Neolasioptera Felt, 1908
Neolasioptera argentata (Brèthes, 1917a). Argentina: Bs.As. H: *Physalis viscosa* (Solanaceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004).
Neolasioptera baezi (Brèthes, 1922). Argentina: E.R. H: *Teucrium inflatum* (Lamiaceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004).
Neolasioptera heterothalami Kieffer & Jörgensen, 1910. Argentina: Mza., S.J. H: *Baccharis artemisoides, B. spartioides* (Asteraceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004).
Neolasioptera tridentifera (Kieffer & Jörgensen), 1910. Argentina: Mza., S.J. H: *Heliotropium curassavicum* (Boraginaceae). (Gagné, 1968, 1994a, 2004).
Dasineurini
Austrolauthia Brèthes, 1914
Austrolauthia spegazzinii Brèthes, 1914. Argentina: Bs.As. (Gagné, 1968, 1994, 2004).
Rhopalomyiini
Rhopalomyia Rübsaamen, 1892
Rhopalomyia bedeguaris Kieffer & Jörgensen, 1910. Argentina: Mza. H: *Lycium chilensis* (Solanaceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004).
Rhopalomyia chrysanthemi (Ahberg, 1939). Orig. unknown, presumably from Asia with chrysanthemum trade, elsewhere probably an immigrant. widespread Neartic, widespread northern Europe, Chile, Colombia, Argentina, Hawaiian Is., New Zealand. H: *Chrysanthemum* spp. (Asteraceae). (Gagné, 1983, 2004)
Rhopalomyia globifex Kieffer & Jörgensen, 1910. Argentina: Mza., S.J. H: *Baccharis salicifolia* (Asteraceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004).
Unplaced genera of Lasiopteridi
Lyciomyia Kieffer & Jörgensen, 1910
Lyciomyia gracilis Kieffer & Jörgensen, 1910. Argentina: Mza. H: *Lycium gracile* (Solanaceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004).
Pseudomikiola Brèthes, 1917
Pseudomikiola lippiae Brèthes, 1917b. Argentina: E.R. H: *Lippia* sp. (Verbenaceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004).
Xyloperrisia Kieffer, 1913
Xyloperrisia mayteni Gagné, 2002b. Argentina: Nq. H: *Maytenus boaria* (Celastraceae). (Gagné, 2004).
Unplaced species of Cecidomyiinae
Rhopalomyia lippiae Kieffer & Jörgensen, 1910. Argentina: Mza. H: *Lippia foliolosa* (Verbenaceae).(Gagné, 1968, 1994, 2004).
Oligotrophus lyciicola Kieffer & Jörgensen, 1910. Argentina: Mza. H: *Lippia chilense, L. gracile* (Verbenaceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004).
Janetiella montivaga Kieffer & Jörgensen, 1910. Argentina: Mza. H: *Senecio mendocinus* (Asteraceae).(Gagné, 1968, 1994, 2004).
Rhopalomyia oreiplana Kieffer & Jörgensen, 1910. Argentina: Mza. H: *Verbena seriphioides* (Verbenaceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004).
Rhopalomyia prosopidis Kieffer & Jörgensen, 1910. Argentina: Mza, S.L. H: *Prosopis alpataco, P. campestris, P. flexuosa* (Fabaceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004).

Rhopalomyia tricyclae Kieffer & Jörgensen, 1910. Argentina: Mza. H: *Tricycla spinosa* (Nyctaginaceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004).

Rhopalomyia verbenae Kieffer & Jörgensen, 1910. Argentina: Mza. H: *Verbena aspera* (Verbenaceae). (Gagné, 1968, 1994, 2004).

RANGOMARAMIDAE

Foto: Paula Raile Riccardi

***Dalton de Souza AMORIM**
****Rafaela Lopes FALASCHI**

*Universidade de São Paulo, Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras de Ribeirão Preto, Departamento de Biologia, Setor de Ecologia e Evolução, Av. Bandeirantes, 3900, 14040-901, Ribeirão Preto, SP, Brasil.
dsamorim@usp.br

**Laboratório de Diptera - sala 403A, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, Av. Nazaré, 481, Ipiranga, 04263-000 São Paulo, SP, Brasil.
rlfalaschi@gmail.com

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

El conocimiento de la fauna de Rangomaramidae de la Argentina es compilado. En la Argentina se encuentran los géneros *Colonomyia* y *Ohakunea*, de las Ohakuneinae, y *Chiletricha*, de las Chiletrichinae. Se presentan diagnosis de los tres géneros, junto con una sinopsis de la familia en la región Neotropical.

Abstract

The knowledge on the Argentinean fauna of Rangomaramidae is reviewed. The occurrence of the following genera is known to Argentina: *Colonomyia* and *Ohakunea* (both belonging to the Ohakuneinae), and *Chiletricha* (Chiletrichinae). Diagnoses for the genera occurring in Argentina are provided, as well as a synopsis of the family in the Neotropical region.

Introduction

Rangomaramidae correspond to a small family originally proposed by Jaschhof & Didham (2002) for a group of five species from New Zealand, described under the genus *Rangomarama*. Amorim & Rindal's (2007) phylogenetic revision of the Bibionomorpha showed a clade within the Mycetophiliformia gathering *Rangomarama* to a number of genera previously with controversial position among the higher Bibionomorpha. *Rangomarama* appeared alone in a clade that received subfamiliar status, the Rangomaraminae. *Heterotricha* stands apart from the remaining genera in a subfamily of its own, the Heterotrichinae. The subfamily Chiletrichinae includes most species originally described in *Heterotricha* and further displaced to separate genera as a result of the influential revision of Chandler (2002): *Chiletricha*, *Kenyatricha*, *Insulatricha*, *Eratomyia*, *Rhynchoheterotricha*. Finally, the Ohakuneinae gathered *Ohakunea* and other genera related to it, as *Colonomyia*, *Cabamofa*, and *Rogambara*. Some additional genera, also of obscure relationships within the Mycetophyliformia and sharing some plesiomorphic features of wing venation and thorax with the Rangomaramidae, probably better fit in the family (*Anisotricha*, *Nepaletricha*, *Madagotricha*, *Sciarosoma*, *Sciaropota*, *Freemanomyia* and *Starkomyia*), but this still needs demonstration.

Rangomaramidae are medium size midges with rather elongate thorax, mesepimeron high and slender, in some genera with the ventral half lacking due to the fusion between the katepisternum and the laterotergite, laterotergite only slightly projected outwards, mediotergite high, only slightly curved. These thoracic features are plesiomorphic when compared to other higher Bibionomorpha families in the Mycetophiloidea and Keroplatoidea. Notwithstanding, when compared to other taxa as Cecidomyiidae and Sciaridae, these conditions are clearly apomorphic, shared with the higher families of Mycetophiliformia. The wing also has some plesiomorphic features, modified in most other families of Mycetophiliformia, especially the very long cubital fork, with M_4 forking from CuA close to the wing base, and bM connected to M_4 (except in the Ohakuneinae).

This differs, e.g., from mycetophilids, in which bM connects to CuA more basally. R_4 is always absent in the genera now included in the Rangomaramidae.

Very little is known about the biology of Rangomaramidae and nothing is known about their immature stages. *Rangomarama* species are mainly confined to *Nothofagus* forests, sometimes mixed with podocarps and broadleaf trees, although one species is present in *Podocarpus*-broadleaf forests without southern beeches (Jaschhof & Didham, 2002). Adults are usually collected with Malaise traps and sweepnetting, in damp and umbrageous forests, where there is dead and rooting wood. It is supposed that immature rangomaramids would be found in these substrates, as frequently seen in other species of Mycetophiliformia. Jaschhof (2004) refers to the species of *Insulatricha* and *Anisotricha* in New Zealand to occur in podocarp, broadleaf and southern beech forests, as well as in shrubland nearby native forests. Adults fly in the warmer seasons and males are collected much more often than females. A species of *Eratomyia* from Colombia was collected above 2000 m of altitude (Amorim & Falaschi, 2010). In higher latitudes, however, rangomaramids are usually collected at middle elevations (Jaschhof, 2004). *Chiletricha marginata*, from southern Brazil, is found only in areas with temperate weather in higher latitudes, with a distribution concurrent with that of the Araucariaceae conifer *Araucaria angustifolia* and of some Podocarpaceae in the Atlantic Forest.

Nineteen species have been recorded for the Neotropics in the family, belonging to the genera *Chiletricha*, *Eratomyia*, *Ohakunea*, *Colonomyia*, *Cabamofa* and *Rogambara*. Of these species, seven species were described by the Argentinian entomologist Pedro Duret (three of them with Loïc Matile). In the Ohakuneinae, *Cabamofa* and *Rogambara* are both monotypic and known only from Costa Rica. In the Chiletrichinae, there are eight species of *Chiletricha* (Fig. 1) (from southern Argentina, Chile and southern Brazil), and two species of *Eratomyia*, the type-species known from Ecuador, and one species from Colombia. *Ohakunea* (Fig. 2) is known from a single species present in southern Argentina and Chile. *Colonomyia* (Fig. 3) has six described species from Argentina, Chile, Brazil, and Costa Rica.

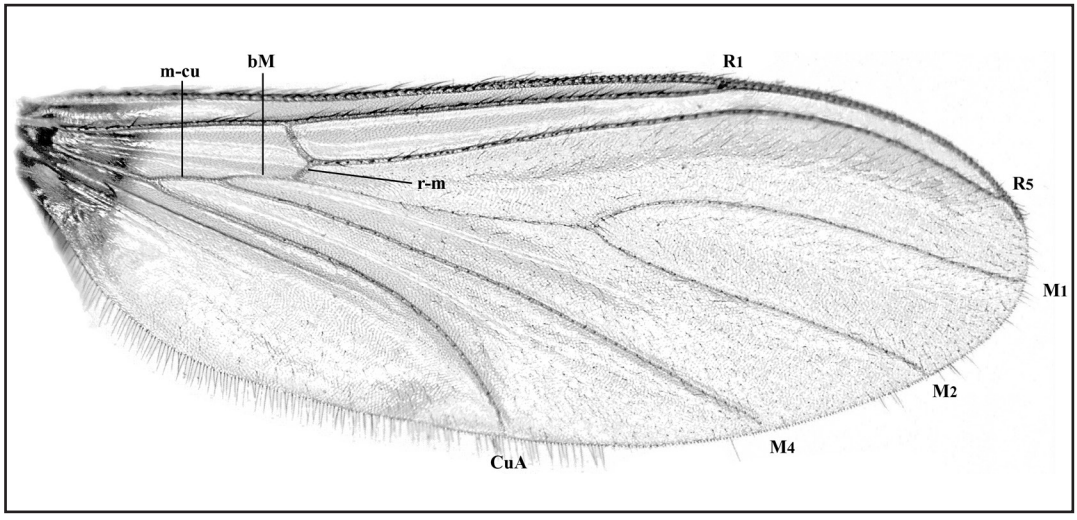


Fig. 1. *Chiletricha seminuda*, male wing.

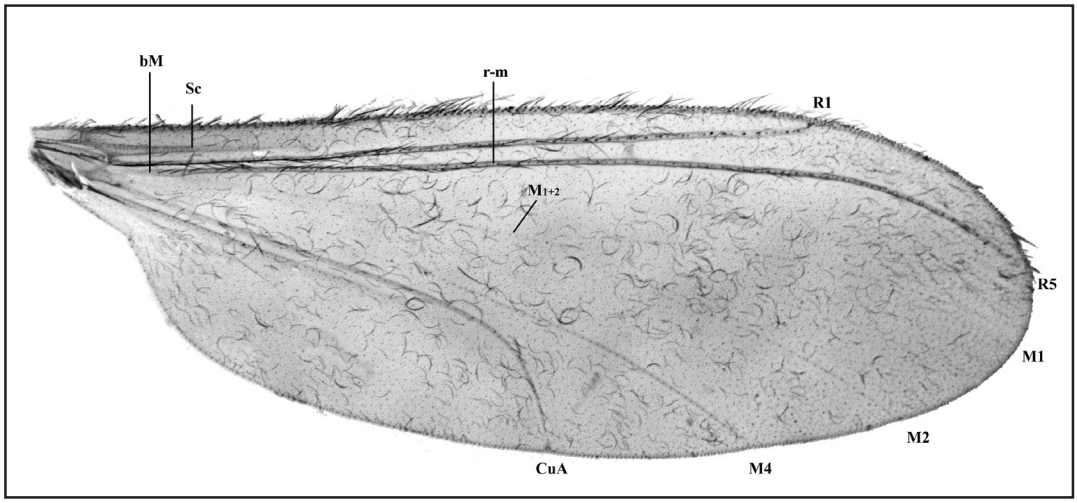


Fig. 2. *Ohakunea chilensis*, male wing.

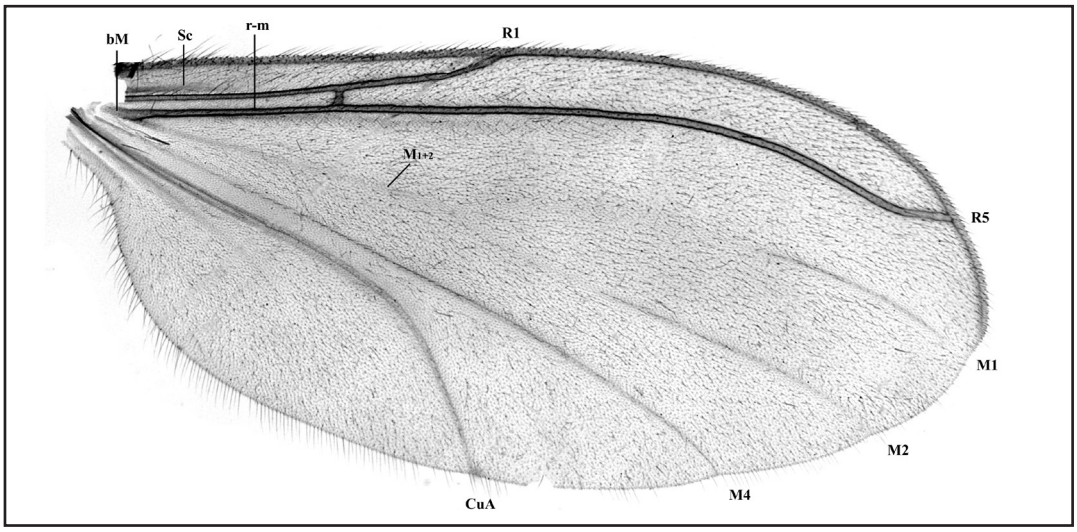


Fig. 3. *Colonomyia* sp., female wing.

General morphology

Body size 1.7-6.0 mm, wing length 2.0-5.5 mm. Color usually shining or dull brown, sometimes with yellowish areas. Usually three ocelli, sometimes lateral ocelli displaced laterally, but never in contact with eye margin; ocelli absent in *Rogambara* and *Cabamofa*. Eye-bridge absent or incomplete in most genera, complete only in *Rogambara* and *Cabamofa*. Antenna with 14 flagellomeres, first article usually 1.5 times second flagellomere, with setae haphazardly distributed. Maxillary palpus with palpiger plus four palpomeres, last segment much longer than preceding one in the Chiletrichinae, *Ohakunea*, and *Colonomyia*. Thorax elongate. Primary anapleural suture and midpleural pit present, katepisternum not particularly developed. Anepisternal and katepisternal setae absent, with few exceptions. Mesopleurotrochantin absent. Mesepimeron usually high and slender, in some cases obliterated in the ventral half due to fusion between katepisternum and laterotergite. Mesepimeral setae only in *Eratomyia*. Laterotergite convex posteriorly, projected into the mediotergite, slightly projected laterally, laterotergite setae present only in *Heterotricha*. Mediotergite high, slightly curved, entirely bare. Metepisternum normally produced, small, postnotal phragma not particularly reduced. Halter with a long pedicel. Coxae elongated, tibial spurs 1:2:2, tibial spurs not as developed as in ditomyiids or most mycetophilids. Front tibia with differentiated area bearing a regular row of setulae, except in *Chiletricha*. Wing elongated, macrotrichia on the membrane present or absent. Sc incomplete, with possible exception of *Rangomarama*. Base of Rs oblique or transverse, long only in *Rangomarama*, r-m nearly transverse (e.g., in *Chiletricha*), oblique backwards (e.g., *Eratomyia* or *Rhynchoheterotricha*) or longitudinal (in Ohakuneinae); r-m particularly long in the *Eratomyia* and Ohakuneinae, very short in *Heterotricha*, and entirely absent in *Rangomarama*; R_4 always absent; R_1 usually long, reaching C before middle of wing only in *Colonomyia* and *Rogambara*; M_{1+2} forking beyond half of wing, medial fork particularly long in *Heterotricha*, *Ohakunea*, and *Colonomyia*. Most genera with m-cu reaching CuA typically close to base of wing, with tb (M_{1+2}/M_{3+4}) longitudinal. First sector of CuA usually short, longer only in *Eratomyia*. A_1 always incomplete, absent in *Colonomyia*, *Cabamofa*, and *Rogambara*. Abdomen only slightly more slender basally. Abdominal tergites and sternites 1-7 normally produced. Segment 8 well developed, only slightly shorter than preceding segments. Male gonocoxites, gonostyles, tergite 9, and cercus variable. In females, first cercomere shorter in *Heterotricha* and *Chiletricha*, and longer in *Rangomarama*. Two sclerotized spermathecae present in all genera for which information is available.

Rangomaramidae from Argentina

The diversity of the family in Argentina includes four species of *Chiletricha*, the only known species of *Ohakunea*, and two species of *Colonomyia*. The species of *Chiletricha* and *Colonomyia* from Argentina were collected in the Parque Nacional Lanín, Neuquén, while *Ohakunea chilensis* was collected in Lago Torrentoso and Nahuel Huapi. Amorim & Rindal (2007) referred to an additional undescribed species known from a female (*Colonomyia* sp.) from Puerto Blest, Río Negro. It would not be a surprise if *Chiletricha marginata*, from southern Brazil, comes to be found in Misiones, and if the remaining *Chiletricha* species known from Chile (*C. nudicostalis*, *C. penae*, and *C. spinulosa*) were also collected in southern Argentina. It is also possible that the distribution of the other two species of *Colonomyia* from Chile (*C. acutistyla* and *C. freemani*) may reach southern Argentina, and that *C. brasiliana* may extend its distribution until Misiones.

Literature cited

AMORIM, D.S. & R.L. FALASCHI. 2010. A second known species of *Eratomyia* Amorim & Rindal (Diptera, Rangomaramidae, Chiletrichinae) from Colombia. *Zootaxa 2641*: 55–61.

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.

CHANDLER, P. 2002. *Heterotricha* Loew and allied genera (Diptera: Sciaroidea): Offshoots of the stem group of Mycetophilidae and/or Sciaridae? *Ann. Soc. Entomol. France* (n.s.) *38*(1-2): 101–144.

JASCHHOF, M. 2004. The *Heterotricha* group in New Zealand (Diptera: Sciaroidea). *Beitr. Ent. 54*: 3–30.

JASCHHOF, M. & R.K. DIDHAM. 2002. Rangomaramidae fam. nov. from New Zealand and implications for the phylogeny of the Sciaroidea (Diptera: Bibionomorpha). *Studia Dipterol. Suppl.* 11: 1–60.

Appendix 1. List of species of Rangomaramidae from Argentina.

Family Rangomaramidae Jaschhof & Didham, 2002
Subfamily Chiletrichinae Amorim & Rindal, 2007
Chiletricha Chandler, 2002
Chiletricha dureti Chandler, 2002. Chile (Linares, Fundo Molcho), Argentina (Nq).
Chiletricha equalis (Freeman, 1951). Chile (Chiloé, Castro, Malleco), Argentina (Nq).
Chiletricha freemani Chandler, 2002. Argentina (Nq: Pucará, Parque Nacional Lanín), Chile (Marga-marga).
Chiletricha seminuda (Freeman, 1951). Chile (Chiloé, Ancud. Cautín, Osorno, Malleco), Argentina (Nq, Chu., T.F.).
Subfamily Ohakuneinae Amorim & Rindal, 2007
Ohakuneinae Amorim & Rindal, 2007
Colonomyia Colless, 1963
Colonomyia magellanica Matile & Duret, 1994.Argentina (Nq: Pucará, Parque Nacional Lanín. T.F.), Chile (Chiloé, Llanquihue, Osorno, Malleco).
Colonomyia obtusistyla Matile & Duret, 1994. Argentina (Nq: Parque Nacional Lanín, Pucará), Chile (Llanquihue).
Colonomyia sp. Amorim & Rindal, 2007. Argentina (R. N.), Chile (Magallanes).
Ohakunea Tonnoir & Edwards, 1927
Ohakunea chilensis Freeman, 1951.Chile (L. Correntoso. Jaschho, Llanquihue, Dalcahue), Argentina (R.N.).

DITOMYIIDAE

Foto: Rafaela Lopes Falaschi

***Rafaela Lopes FALASCHI**
****Dalton de Souza AMORIM**

*Laboratório de Diptera - sala 403A, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, Av. Nazaré, 481, Ipiranga, 04263-000 São Paulo, SP, Brasil.
rlfalaschi@gmail.com

**Universidade de São Paulo, Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras de Ribeirão Preto, Departamento de Biologia, Setor de Ecologia e Evolução, Av. Bandeirantes, 3900, 14040-901, Ribeirão Preto, SP, Brasil.
dsamorim@usp.br

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Las Ditomyiidae, incluidas por algunos autores dentro de Mycetophilidae *s.l.* como una subfamilia, son un clado pequeño del suborden Bibionomorpha, dentro de Mycetophiliformia. Mycetophiliformia se representan relativamente bien en el registro fósil del Jurásico (hace 144 millones de años), mientras el registro más antiguo de ditómidos es del Eoceno (hace 52 millones de años). Según análisis recientes, Ditomyiidae conforman un grupo monofilético conjuntamente con Bolitophilidae, Diadocidiidae y Keroplatidae. Incluyen 6 géneros y unas 107 especies descritas en el mundo, salvo en la región Afrotropical. Para la Argentina se han citado tres géneros: *Rhipidita, Australosymmerus* y *Nervijuncta*, pero es posible que nuevas prospecciones permitan encontrar otros géneros.

Abstract

Ditomyiidae, included by some authors in the family Mycetophilidae *s.l.* as a subfamily, are a small clade of the suborder Bibionomorpha, placed within the Mycetophiliformia. While the other members of Mycetophiliformia are relatively well represented in the fossil record of the Jurassic (144 million years ago), the oldest record of ditomids is from the Eocene (52 million years ago). According to recent analyses, Ditomyiidae constitute a monophyletic group with Bolitophilidae, Diadocidiidae and Keroplatidae. Six genera are now accepted for the Ditomyiidae and about 107 species described for the world. There are three genera currently known from Argentina: *Rhipidita, Australosymmerus* and *Nervijuncta,* but it is possible, that with more extensive field collections, other genera can be found.

Introduction

Fungus gnats of the family Ditomyiidae (Diptera, Bibionomorpha) are found in all biogeographic regions, except in the Afrotropical region, with six extant genera and about 107 described species. The true number of taxa is probably much higher, especially since portions of the world are still poorly known. The oldest fossil record dates from the Eocene (55.8 ± 0.2 to 33.9 ± 0.1 Ma) of Australia (Evenhuis, 1994). In the Neotropical region there are four genera with 32 species, described mainly by Frederick W. Edwards, Paul Freeman, Donald D. Munroe, and John Lane (Papavero, 1977; Amorim *et al.*, 2002).

Ditomyiidae are a very stable clade, included with the families Bolitophilidae, Diadocidiidae and Keroplatidae in the Keroplatoidea (Hippa & Vilkamaa, 2005; Amorim & Rindal, 2007). Although the relationships among these families are not well supported, this clade appears consistently in phylogenetic analyses of Mycetophiliformia (Amorim & Rindal, 2007), which usually place Ditomyiidae as the most basal clade in Keroplatoidea.

Adults are found on vegetation in primary forests. As pointed by Munroe (1974), the wood- or hard fungus-boring habits of the larvae make extremely difficult to study the life history of these organisms in detail. The

immature stages known, until now, are the Holarctic genera *Symmerus* and *Ditomyia*, and the Chilean-Australian genus *Australosymmerus* (Matile, 1990). As far as known, larvae are associated with bracket fungus (Basidiomycota: Polyporaceae) in rotten wood (Munroe, 1974), where they build their galleries.

Ditomyiids are medium-size flies (3.0-8.0 mm), with postpronotum with one or more long bristles (Fig. 1), veins M_{1+2} and M_{3+4} basally connected (m-cu), basal portion of M absent and R_4 present, long, well over half the length of the apical part of R_5, Sc weak and ending free (Fig. 2). Munroe (1974) described the immature stages and adult behavior of *Symmerus coqulus*. Madwar (1937) described and illustrated the larva and pupa of an Argentinean species of *Australosymmerus* (as *Centrocnemis*).

Key to Argentinean genera of Ditomyiidae

1- Transverse vein r-m present.....
.....***Australosymmerus*** (Fig. 1)
- Transverse vein r-m absent, obliterated by the fusion, for a short distance, of M with Rs.....**2**
2- Eyes reniform or oval; flattened flagellomeres; gonostyli short, more or less laterally compressed.....***Rhipidita*** (Fig. 3)

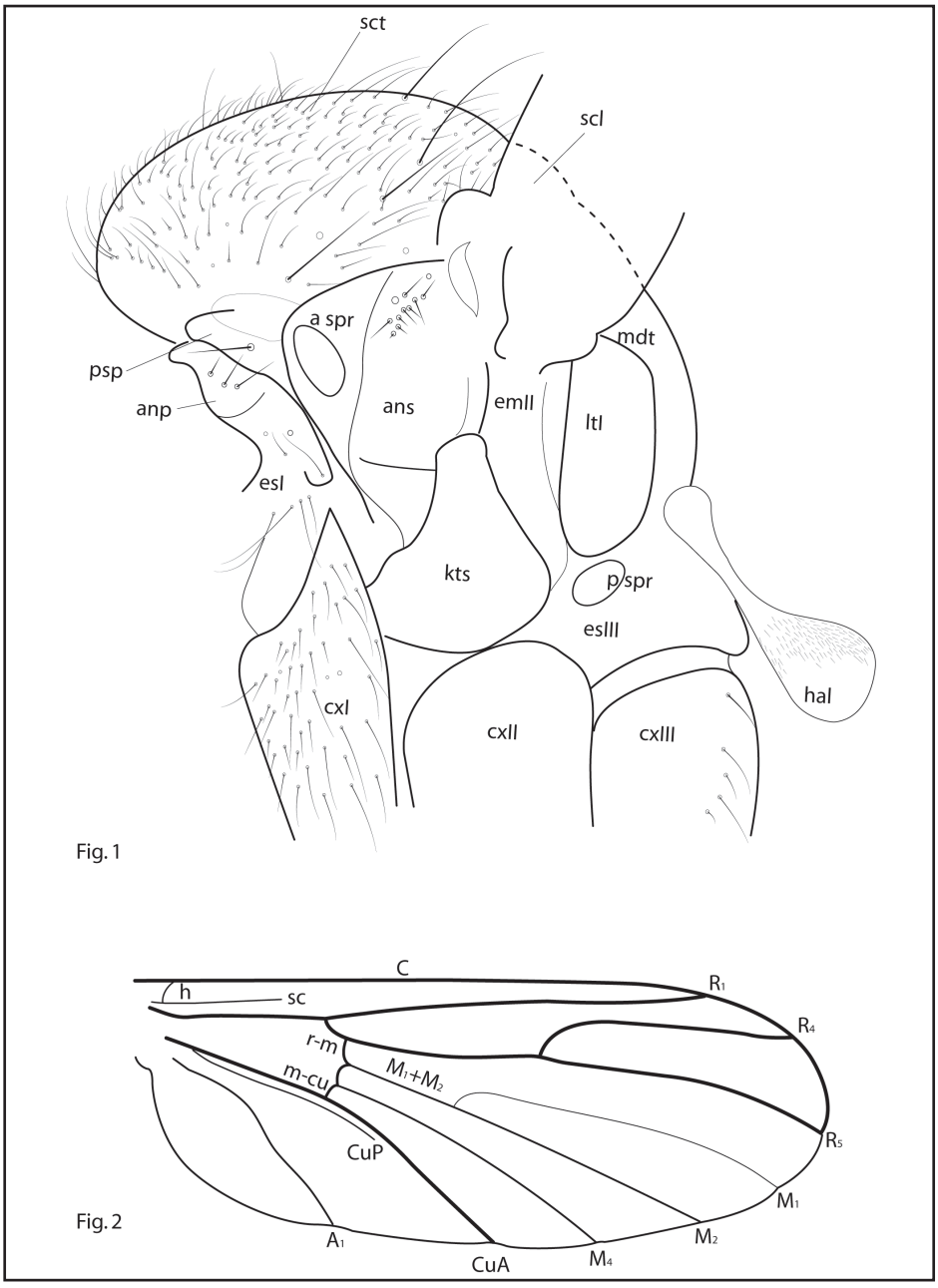


Fig. 1

Fig. 2

Fig. 1. Male thorax of *Australosymmerus (Melosymmerus) bisetosus*, state of Santa Catarina, Brazil. **Fig. 2**. Male wing of *Australosymmerus (Melosymmerus) bisetosus*, state of Santa Catarina, Brazil.

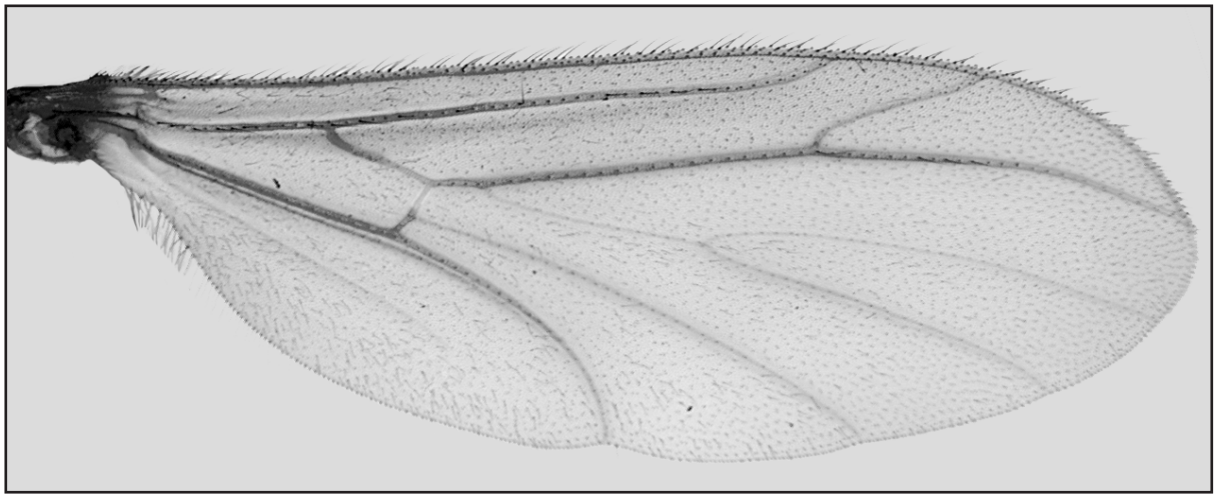


Fig. 3. Male wing of *Rhipidita fusca*, state of Santa Catarina, Brazil.

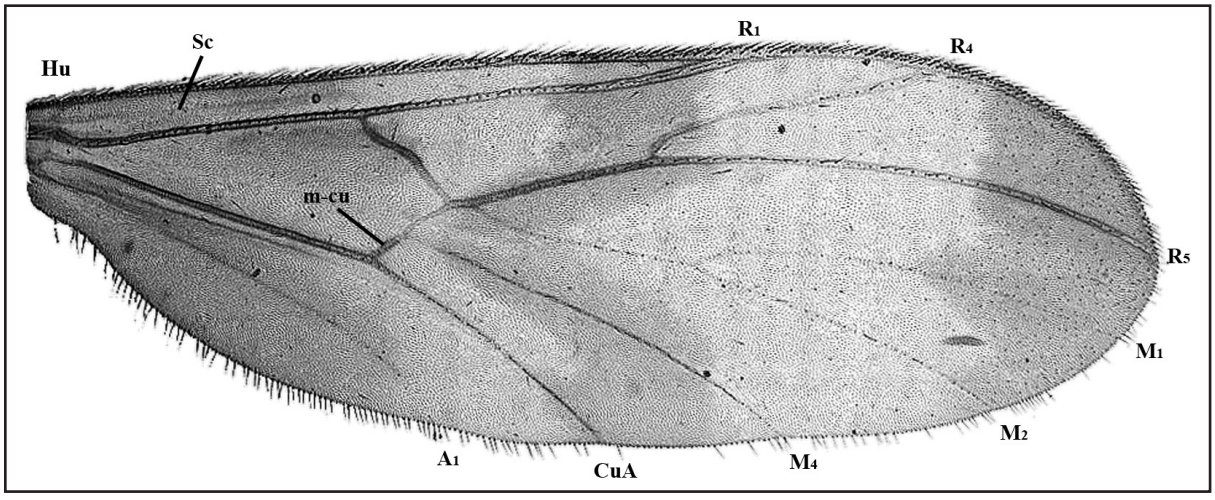


Fig. 4. Male wing of *Nervijuncta conjuncta*, Argentina, Neuquén.

- Eyes strongly emarginated above antennae; flagellomeres cylindrical; gonostyli elongate, blade-like, bearing a long row of short spines along inner margin.....***Nervijuncta*** (Fig. 4)

Ditomyiidae from Argentina, Chile, and southern Brazil

Three genera are currently known from Argentina: *Rhipidita, Australosymmerus,* and *Nervijuncta* (Appendix I). With more extensive field collections, others genera can be found.

Literature cited

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., SILVA, V.C. & M.I.P.A. BALBI. 2002. Estado do conhecimento dos Diptera neotropicais. *In*: Costa, C., S.A. Vanin, J.M. Lobo & A. Melic. (eds.), *Proyecto de Red Iberoamericana de Biogeografia y Entomología Sistemática, PRIBES* 2002. Zaragoza: Sociedad Entomológica Aragonesa y CYTED, pp. 29-36.

EVENHUIS, N.L. 1994. *Catalog of the fossil flies of the world (Insecta: Diptera)*. Leiden, ed. Backhuys Publishers, 570 pp.

FALASCHI, R.L. & D.S. AMORIM. In prep. A revision of the Neotropical Ditomyiidae (Diptera, Bibionomorpha) - The genus *Rhipidita* Edwards, 1940 (Diptera, Ditomyiidae).

HIPPA, H. & P. VILKAMAA. 2005. The genus *Sciarotricha* gen.n. (Sciaridae) and the phylogeny of recent and fossil Sciaroidea (Diptera). *Ins. Syst. Evol.* 36: 121–144.

MADWAR, S. 1937. Biology and morphology of the immature stages of Mycetophilidae (Diptera, Nematocera). *Philos. Trans. R. Soc.* B 227:1-110.

MATILE, L. 1990. Recherches sur la systématique et l'évolution des Keroplatidae (Diptera, Mycetophiloidea). *Mém. Mus. Natl. Hist. Nat. Paris (A)* 148: 1-682.

MUNROE, D.D. 1974. The systematics, phylogeny, and zoogeography of *Symmerus* Walker and *Australosymmerus* Freeman (Diptera: Mycetophilidae: Ditomyiidae). *Mem. Entomol. Soc. Canada* 92: 1-183.

PAPAVERO, N. 1977. Ditomyiidae. *In*: Papavero, N. (ed.), *A catalogue of the Diptera of the Americas south of*

the United States. Museu de Zoologia, Secretaria da Agricultura do Estado de São Paulo.

Appendix 1. List of Ditomyiidae from Argentina, Chile, and southern Brazil.

Rhipidita Edwards, 1940
Rhipidita fusca Edwards, 1940. Brazil.
Rhipidita sp. A undescribed species found in Catamarca and Tucumán is being formally descripted by Falaschi & Amorim (in prep.), and they belong to MNHNP collection.
Australosymmerus Freeman, 1954
Australosymmerus (Australosymmerus)stigmaticus (Phillippi, 1865). Chile, Valdivia to Chiloé, Argentina: R.N., Nq., T.F.).
Australosymmerus (Crionisca) magellani Munroe, 1974. Chile, T.F., Is. Navarino.
Australosymmerus (Araeostylus) bivittatus (Freeman, 1951). Chile, Llanquihue.
Australosymmerus (Araeostylus) simplex (Freeman, 1951): Argentina, R.N.
Australosymmerus (Vellicocauda)insolitus (Walker, 1837). Chile, Cape Horn area, Caleta Lennox. Argentina, T.F.
Australosymmerus (Melosymmerus) bisetosus (Edwards, 1940). Brazil, Santa Catarina.
Australosymmerus (Melosymmerus) pediferus (Edwards, 1940). Brazil, Santa Catarina.
Nervijuncta Marshall, 1896
Nervijuncta laffooni Lane, 1952. Brazil, São Paulo, Santa Catarina.
Nervijuncta marshalli Lane, 1948. Brazil, São Paulo.
Nervijuncta conjuncta (Freeman, 1951). Argentina, R.N., Chile: Llanquihue, Chiloé.

DIADOCIDIIDAE

Foto Paula R. Riccardi

***Rafaela Lopes FALASCHI**
****Dalton de Souza AMORIM**

*Laboratório de Diptera - sala 403A, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, Av. Nazaré, 481, Ipiranga, 04263-000 São Paulo, SP, Brasil.
rlfalaschi@gmail.com

**Universidade de São Paulo, Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras de Ribeirão Preto, Departamento de Biologia, Setor de Ecologia e Evolução, Av. Bandeirantes, 3900, 14040-901, Ribeirão Preto, SP, Brasil.
dsamorim@usp.br

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Las Diadocidiidae son una pequeña familia perteneciente a los Mycetophiliformia, en el suborden Bibionomorpha. Incluye un único género reciente, *Diadocidia*, con tres subgéneros, además de un género conocido para una especie extinta del Cretácico. Las especies recientes se conocen de las regiones Neártica, Paleártica, Neotropical y Australiana. En la región Neotropical hay tres especies descriptas, dos de Costa Rica y una del Brasil, además de una no formalmente descripta de Chile. Todavía no hay registros de esta familia en la Argentina, pero dada su presencia en Chile y sur del Brasil, se espera encontrar *Diadocidia* en territorio argentino.

Abstract

Diadocidiidae are a small family belonging to the Mycetophiliformia, in the suborder Bibionomorpha. It includes the recent genus *Diadocidia* and a fossil genus from the Cretaceous with one species. This family is found in the Nearctic, Palearctic, Neotropical, and Australian regions. Three species have been described for the Neotropical region, two from Costa Rica and one from Brazil, and an additional undescribed species has been reported from Chile. There are still no records of these fungus gnats in Argentina, but the occurrences in Chile and Brazil make the occurrence of *Diadocidia* expected for the country.

Introduction

Diadocidiidae are a small family, with 24 recent species and three genera (Blagoderov, 2007; Evenhuis *et al.*, 2009). One of the species is known from a fossil in Cretaceous amber from Katchin, Myanmar – *Docidiadia burmitica* (Blagoderov & Grimaldi, 2004). A species from Japan was described in a separate genus, *Palaeodocidia*, including a single species, *P. ishizakii*, reared from a larva mining the sporophore of a fungus (Basidiomycota: Polyporaceae) (Sasakawa, 2004). The status of this genus, however, is questionable. *Diadocidia* has 22 species described in three subgenera: *Diadocidia*, *Adidocidia*, and *Taidocidia*.

Little is known about the biology of these flies. Adults are found in shaded places in forests along streams and on tree trunks (Rindal & Gammelmo, 2007). Larvae were reported to live in mucous tubes under rotting logs, associated with Polyporaceae fungi (Hutson *et al.*, 1980; Sasakawa, 2004), similarly to some Keroplatidae (Matile, 1997). In these habitats, larvae feed on the hymenium of these fungi (Zaitzev, 1994) and Chandler (1993) reported that a larva of *Diadocidia ferruginosa* was feeding on *Peniophora* sp., a Basidiomycota fungus belonging to the Peniophoraceae.

Diadocidiids are medium size flies, with body length of 2.5-5.6 mm. Diagnostic features used for the family are mostly plesiomorphies: three ocelli, antenna with scape and pedicel short, flagellum about 1.5 times as long as the combined length of head and thorax; antenna with 14 flagellomeres; thorax humpbacked; and macrotrichia

widely distributed over the wing membrane. Gnats are easily recognized, however, by the wing vein pattern, unique in the Bibionomorpha: r-m and the stem of M_3-M_4 are almost perfectly aligned transversally in the wing (Fig. 1). The homology of the wing venation in the Mycetophiliformia has been discussed in detail by Amorim & Rindal (2007).

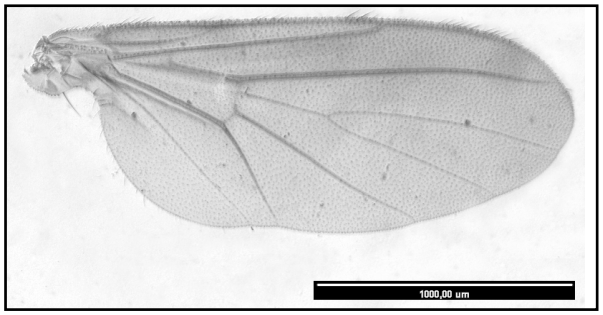


Fig. 1. Wing of an unidentified species of *Diadocidia* (*Adidocidia*), from the Atlantic Forest of Brazil, state of Alagoas.

Diadocidia consists of three subgenera: *Adidocidia*, *Diadocidia,* and *Taidocidia*. Nevertheless, as pointed out by Jaschhof & Jaschhof (2007), a subgeneric reassessment of *Diadocidia* is over due. The information available allows a certain level of understanding of the relationships within the genus. The tergite 9 has spiniform setae along the distal margin of *D.* (*Adidocidia*), a clearly apomorphic condition, while the gonostyle deeply bifid distally and the enlarged tarsomeres 2-4 of the anterior leg are apomorphic for *D.* (*Diadocidia*). The comb of spiniform setae distally in the gonostyle of the only known species of *D.* (*Taidocidia*) is also apomorphic. The remaining features separating these species -presence of setae in the anepisternum and length of flagellomeres- are also homoplastic, and their use as diagnostic features may be misleading. *D. hybrida* and *D. similis*, from Costa Rica, are said to have mixed elements of the diagnoses of *D.* (*Adidocidia*) and *D.* (*Diadocidia*) (Jaschhof & Jaschhof, 2007) -gonostyle apex deeply bifid, tergite 9 without spine-like setae on distal margin, flagellomeres not too elongated, and distal cercomere somewhat widened apically. The absence of the spines in tergite 9, however, is plesiomorphic and these Neotropical species could belong in a basal position in *D.* (*Adidocidia*), indicating that *D.* (*Diadocidia*) would be paraphyletic in relation to the other two subgenera.

Diadocidia is widely distributed in the world, although the number of species is not high. For the Neotropical region, Papavero (1977) mentioned a single species from Brazil and an undescribed species from Chile (Appendix I). Jaschhof & Jaschhof (2007) recently added two species from Costa Rica (*D. similis* and *D. hybrida)*, whereas Vockeroth (2009) referred to an undescribed species from Mexico. It can be assumed with a high degree of certainty that the genus occurs in tropical forest in northeastern Argentina and in the Valdivian forests in the west. In fact, *D. nigripalpis*, redescribed by Jaschhof & Jaschhof (2007), is a widespread species in the Neotropical region, and most certainly is to be found in Argentina, besides the possibility of additional endemic species.

Literature cited

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.

BLAGODEROV, V. 2007. *Fungus gnats online*. Available from http://www.sciaroidea.info/node/23335 (accessed February 24, 2010).

BLAGODEROV, V. & D. GRIMALDI. 2004. Fossil Sciaroidea (Diptera) in Cretaceous Ambers, Exclusive of Cecidomyiidae, Sciaridae, and Keroplatidae. *Amer. Mus. Novit*. 3433:1-76.

CHANDLER, P. 1993. New rearing records of fungus gnats (Diptera: Mycetophilidae and allied families*). Dipt. Dig*. 13: 29-34.

EVENHUIS, N.L., PAPE, T., PONT, A.C. & F.C. THOMPSON (editors). 2009. Biosystematic Database of World Diptera, Version 10.5. http://www.diptera.org/biosys.htm, accessed on December 18, 2009.

JASCHHOF, M. & C. JASCHHOF. 2007. On the genus *Diadocidia* (Diptera, Sciaroidea, Diadocidiidae) in Costa Rica. *Zootaxa* 1586: 33-38.

HUTSON, A.M., ACKLAND, D.M. & L.N. KIDD. 1980. Mycetophilidae (Bolitophilinae, Ditomyiinae, Diadocidiinae, Keroplatinae, Sciophilinae and Manotinae) Diptera, Nematocera. *Handb. Ident. Brit. Ins.* 9(3): 1-111.

MATILE, L. 1997. Phylogeny and evolution of the larval diet in the Sciaroidea (Diptera, Bibionomorpha) since the Mesozoic. *In*: Grandcolas, P. (ed.), The origin of biodiversity in insects: Phylogenetic tests of evolutionary scenarios. *Mém. Mus. Natl. Hist. Nat. Paris* 173: 273-303.

PAPAVERO, N. 1977. Fascicle 19A. Family Diadocidiidae. *In*: N. Papavero (editor), *A Catalogue of the Diptera of the Americas south of the United States*.Museu de Zoologia, São Paulo, 6 pp.

RINDAL, E. & O. GAMMELMO. 2007. On the family Diadocidiidae (Diptera, Sciaroidea) in Norway. *Norw. J. Entomol*. 54: 69-74.

SASAKAWA, M. 2004. Diadocidiidae and Borboropsidae (Insecta: Diptera) of Japan, with descriptions of two new species. *Spec. Divers*. 9: 207-214.

VOCKEROTH, J.R. 2009. Diadocidiidae (diadocidiid fungus gnats). *In*: Brown, B.V., Borkent, A., Cumming, J.M., Wood, D.M., Woodley, N.E. & M.A. Zumbado (eds.), *Manual of Central American Diptera, Volume 1*, NRC Research Press, Ottawa, Ontario, Canada, pp. 671–694.

ZAITZEV, A.I. 1994. *Fungus gnats of the fauna of Russia and adjacent regions*. Part 1. Nauka, Moscow, 288 pp.

Appendix 1. Diadocidiidae probably occurring in Argentina.

Diadocidia Ruthe, 1831.

Diadocidia (Adidocidia) nigripalpis Edwards, 1940, Brazil, Santa Catarina, Nova Teutônia.

Diadocidia (Adidocidia) sp. Edwards, 1940. Chile, Valparaíso.

KEROPLATIDAE

Foto Paula R. Riccardi

Rafaela Lopes FALASCHI

Laboratório de Diptera - sala 403A, Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, Av. Nazaré, 481, Ipiranga, 04263-000 São Paulo, SP, Brasil.
rlfalaschi@gmail.com

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

La familia Keroplatidae se distribuye alrededor del mundo, sin embargo, taxones particulares de estos mosquitos tienen patrones de distribución diferentes. Keroplatidae incluye tres subfamilias: Arachnocampinae, Macrocerinae, con las tribus Macrocerini y Robsonomyiini, y Keroplatinae con las tribus Keroplatini y Orfeliini. Según las recientes topologías, Keroplatidae forman un grupo monofilético con Bolitophilidae, Diadocidiidae y Ditomyiidae. Ahora se aceptan 86 géneros para Keroplatidae, con aproximadamente 950 especies descritas en el mundo. En la Argentina se encuentran ejemplares de Macrocerinae (Macrocerini) y de ambas tribus de Keroplatinae, donde hay 44 especies distribuidas entre 17 géneros. Aquí se presenta toda esta informacíon compilada, con una clave para los géneros de la Argentina y una sinopsis de esta fauna.

Abstract

Keroplatids are spread around the world, however, some taxa have different distribution patterns. The family Keroplatidae includes three subfamilies: Arachnocampinae, Macrocerinae, and Keroplatinae (all subdivided in tribes, e.g., there are two tribes in Macrocerinae, Macrocerini and Robsonomyiini). According to recent topologies, Keroplatidae form a monophyletic group along with Bolitophilidae, Diadocidiidae and Ditomyiidae. Currently, 86 genera are ascribed to the Keroplatidae, with about 950 known species. Both Macrocerinae (Macrocerini) and Keroplatinae (Keroplatini and Orfeliini) are found in Argentina with 44 species distributed in 17 genera. The available information about Argentinean keroplatids is compiled here, with a key for the genera and a synopsis of the fauna.

Introduction

Amorim & Rindal (2007) accomplished a wide study of the phylogenetic relationships in Mycetophiliformia, in which the families Ditomyiidae, Bolitophilidae, Diadocidiidae, and Keroplatidae formed a well supported clade, namely Keroplatoidea, also found by Hippa & Vilkamaa (2005). In these taxa, the thorax is characterized by the laterotergite weakly protracted (in some groups highly projected externally), and the mediotergite plesiomorphically high and slightly curved (Fig. 2). Vein R_4, when present, arises apically in the wing (Fig. 4); bm is typically absent, except for *Bolitophila*, *Arachnocampa* and *Paleoplatyura*. Matile (1990) provided a detailed revision of morphology, systematics and biogeographic aspects of this family.

Families belonging to the clade Keroplatoidea possess the “cubital fork” (separation between M_4 and CuA) secondarily dislocated for a distal position, different from other Mycetophiliformia, as Sciaridae, Cecidomyiidae, Rangomaramidae which present a very basal “cubital fork”. The similar condition also seen in Mycetophilidae is not homologous, with a secondary distal merge of M_4 to CuA (Amorim & Rindal, 2007). The family is

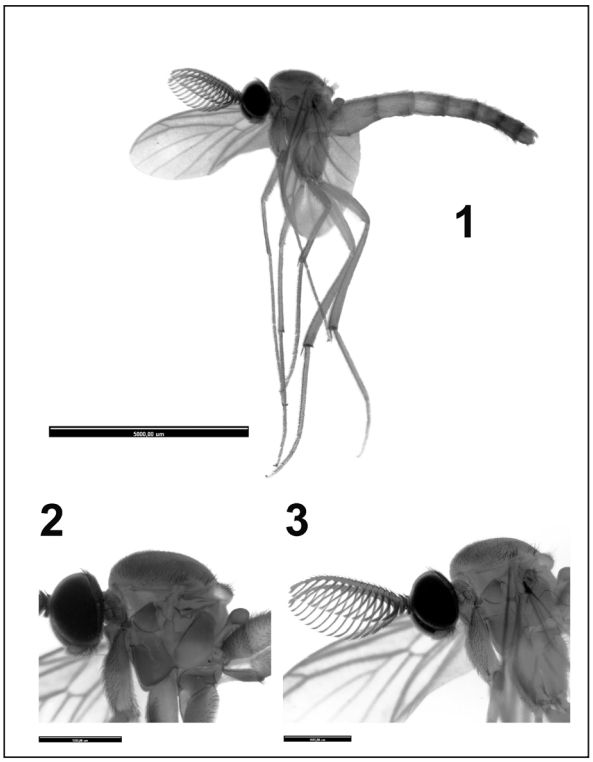


Fig. 1-3. Habitus of *Platyroptilon* sp., male, Rio de Janeiro, Brazil. **Fig. 2**. Thorax of *Platyroptilon* sp., male, Rio de Janeiro, Brazil. **Fig. 3**. Pectinate antenna of *Platyroptilon* sp., male, Rio de Janeiro, Brazil.

Fig. 4. Wing of *Platyroptilon* sp., male, Piyapó, Paraguay.

distinguished from other Keroplatoidea mainly by the fusion of base of M_{1+2} with the base of R_S, resulting in the r-m disappearance (although in the genus *Platyura* this condition is seemingly reversed).

Keroplatidae presently comprise 86 genera, and approximately 950 described species (Papavero, 1977; Matile, 1990; Evenhuis, 1994, 2006), present in all biogeographic regions. In the fossil record, they are known from the Upper Jurassic (about 150 million y.b.p.), while the Orfeliini appear in the fossil record only in the Cenozoic (about 65 million y.b.p.) (Matile, 1990; Evenhuis, 1994).

The current number of known species is certainly underestimated, especially the Neotropical, Oriental, Australian and Oceanic regions are poorly studied. The region with highest number of described species is the Palearctic region (243 valid species), followed by the Neotropical region (203 species) and the Oriental region (108 species). Both the Neotropical and Oriental regions have a large geographic area, adequate habitats to find keroplatids and it is expected to yield many more new species in the future (Brown, 2005; Evenhuis, 2006).

Keroplatidae are divided into three subfamilies: Arachnocampinae, Macrocerinae and Keroplatinae (Matile, 1981). Papp & Ševčik (2005) proposed a new subfamily, Sciarokeroplatinae, based on a single species, *Sciarokeroplatus pileatus*, from the Oriental region, but its validity was contested by Amorim *et al*. (2008). The family is worldwide distributed and commonly found in moist tropical forests, but also in other ecosystems, usually associated with fungi. Adults are often found in dark and humid places, like caves. According to Evenhuis (2006) flight is slow and they are crepuscular or nocturnal gnats. They can be collected with sweeping in low vegetation, under over hanging rocks, trunks and along banks of streams. They are also frequently found in Malaise traps, some species being collected in light traps with ultra-violet lamps (e.g., *Proceroplatus* and *Xenoplatyura*) and occasionally in yellow pan traps (*Macrocera*) (Evenhuis, 2006).

Keroplatids show a wide variety of adaptations in morphology and behavior. Many Orfeliini (*Isoneuromyia*, *Nicholsonomyia*, *Tamborinea*, *Truplaya* and *Urytalpa*) are wasp mimics. *Macrocera crozetensis* (Macrocerinae) has brachypterous females, and an unnamed genus described and illustrated by Matile (1990) has apterous females (Evenhuis, 2006).

Matile (1990) studied the morphology of immature stages, and listed as larvae apomorphies: functionally apneustics with criptonefridians; esophagus longer than the medium intestine; long and narrow jaws; sensile SII absent; abdomen finely curly with pigmented hyporderdmals bands; salivary secretion strongly acid. The predaceous habit is also considered as a groundplan characteristic of the family (Matile, 1997).

Larvae also have an interesting and diverse biology. They are present in moist and dark places, like caves, trunks, slits in stones, they have different alimentary habits. Predaceous larvae are seen in *Arachnocampa*, *Macrocera*, *Neoditomyia*, *Proceroplatus*, *Platyceridion*, *Orfelia*, *Platyura*, *Truplaya*, *Xenoplatyura* and *Chetoneura* (Mansbridge, 1933) while mycophagy is present in *Cerotelion*, *Heteropterna*, *Keroplatus*, *Mallochinus* and *Tergostylus* (Evenhuis, 2006). Larvae of *Planarivora insignis*, from Tasmania, are endoparasites of terrestrial planarians (Hickman, 1965). Several clades of Keroplatidae have luminescent larvae, as *Arachnocampa luminosa*, from New Zealand (Skuse, 1890) and species of *Macrocera*, *Orfelia* and *Keroplatus*, resulting in at least four independent appearances of bioluminescence in the family (Matile, 1997). The luciferases in these four genera are different, resulting in an interesting evolutionary situation (Amorim *et al*., 2008).

There are some very specious genera in Keroplatidae. *Macrocera* has a widespread distribution, and is the most specious genus, with 193 species. Other genera

with large number of described species are *Isoneuromyia* (52 species), *Neoplatyura* (50 species), *Xenoplatyura* (47 species), *Ralytupa* (37 species) and *Proceroplatus* (38 species).

Among Keroplatoidea, keroplatids are the best known group from the Argentinean fauna, in Macrocerinae, there are 14 species distributed in two genera (*Macrocera* and *Paramacrocera*), both belonging to the tribe Macrocerini. In Keroplatinae, both Keroplatini and Orfeliini are recorded with 30 species. The former is represented by five genera, and 11 species, whereas Orfeliini have ten genera, with 19 species. Since great part of the species found in Argentina are also present in Chile and southeastern Brazil, it is quite probable that species that are still not recorded from Argentina, but known from those areas, also occur in the Argentinean territory.

Arachnocampinae

This subfamily is composed by a single genus, *Arachnocampa*, with four described species divided in two subgenera, *Arachnocampa* and *Campara*. The genus is widely known for the remarkable bioluminescent larvae of the caverniculous *Arachnocampa luminosa*. *Arachno* refers to the web it spins, *campa* to its grub-like qualities and *luminosa* to the light it emits. This species was described by Skuse (1890) under *Bolitophila*, but it was already known as a Mycetophiloidea "shiny worm of New Zealand" by Osten Sacken (1886). Edwards (1924, 1934) and Tonnoir & Edwards (1934) made some comparative studies between Bolitophilidae and Keroplatidae, which were led to the erection of a new genus *Arachnocampa* and the discussions about the relationships of this genus, based on comparisons of larval biology and morphology it was placed within Mycetophilidae. *Arachnocampa* was allocated to Keroplatinae by Colless (1970), following Edwards (1929) and Harrison (1966) and more definitively by Plachter (1979), who had no doubts about its placement within Keroplatinae based on larval morphology and biology. Matile (1981) formally proposed the subfamily Arachnocampinae as a sister-group of Macrocerinae + Keroplatinae.

Macrocerinae

Macrocerinae consist of 231 species in 15 genera. There are two tribes in Macrocerinae: Macrocerini and Robsonomyiini. The former has widespread distribution, and Robsonomyiini are found only in the Neartic region (Evenhuis, 2006).

The tribe Macrocerini has 10 genera with 222 described species, 193 belong to the genus *Macrocera*. Matile (1973) divided Keroplatinae in two tribes, Keroplatini and Macrocerini, but in the same article he pointed out that a better delimitation and studies of these two tribes was needed, and discussed that the cerebral sclerite was a key feature to delimitate the Macrocerini. Matile (1984) proposed to split Macrocerinae in two tribes: Macrocerini, based on the development of anterior tibial spurs; and Robsonomyiini, characterized by the membranous area separating the cerebral sclerite from frontal region of head. This division was corroborated by his phylogenetic study (Matile, 1990).

Rosonomyiini have currently five genera (one fossil and four recent) with nine described species (Evenhuis, 2006; Ševčík, 2009). The genera are *Kelneria*, *Robsonomyia*, *Micrepimera*, *Srilankana* and *Langkawiana* (Matile, 1990; Ševčík, 2009). All, but *Kelneria* with four species (Matile, 1979), are monotypic genera and include *Robsonomyia reducta*, described after two males collected in Canada (Matile & Vockeroth, 1980); *Micrepimera punctipennis*, described on the basis of a male collected at Christmas Island in the Indian ocean (Matile, 1990); *Srilankana mirabilis*, described by Matile (1990) after a single male specimen from Sri Lanka; and *Langkawiana maculata*, described by Ševčík (2009), based on a single male from Malaysia in Pulau Langkawi, Gunung Raya (Ševčík, 2009).

Argentinean Macrocerinae comprise *Macrocera* and *Paramacrocera*, with 13 and one species, respectively.

Keroplatinae

Keroplatinae have the largest number of genera (70) and species (677) within the family. It is possible to recognize two very distinct groups, which Matile (1973, 1990) proposed to be separated in two tribes, Keroplatini and Orfeliini.

The diagnostic features of the tribe Keroplatini are the reduced mouth parts, not surpassing, or just a little, the ventral border of the eyes; palpi equally reduced, 1+2 articles, the last larger, raised (to forward or upward) but never hung. All Keroplatinae possess antennae that are always modified; flattened or pectinate (Fig. 3) and with the prostern ciliate present, except in *Euceroplatus*, *Gymnoceridion*, *Nauarchia* and *Xenokeroplatus*. As far as the known larvae possess four anal lobes. The wing veins are bare (except *Hikanoptilon*). This tribe comprises 19 genera, with 138 described species. Amorim *et al*. (2008) formally transferred *Chetoneura* to the Keroplatini after recognizing some features shared by other Keroplatini genera.

Orfeliini have 51 genera, with 538 described species, present in all biogeographic regions. In the fossil record, the Orfeliini are known since the Cenozoic. Despite the excellent taxonomic and phylogenetic knowledge for Keroplatini, the phylogenetic relationships are still poorly known throughout the Orfeliini. Even the taxonomic status of many genera remains uncertain. In Argentina there are 15 genera with 31 described species. Orfeliini are characterized by normal (not reduced) or prolonged buccal parts; palpi frequently normal, sometimes reduced, but the last palpomere never enlarged, 1+4 articles; antennae can be flattened or pectinate; the prosternum is bare, except in *Lutarpya* and in some species of *Truplaya*; some wing veins are ciliated; the larvae possess a pair of anal lobes. Matile (1990) did not include Orfeliini in his phylogenetic study of Keroplatidae, and he did not exclude the possibility of polyphyly to which would result in changes in the configuration of the tribes, but without affecting the hypothesis of Keroplatinae as a monophyletic group.

Key to Neotropical genera of Keroplatidae

Key to subfamilies (adults)

1- Radio-medial fusion.....**2**
- Without radio-medial fusion, a small anterior transversal vein distinct.....**3**
2- Cerebral sclerite; no tibial spurs II and III; R_4 curved at base, near CuA.....**Macrocerinae**
- No cerebral sclerite; at least one tibial spur on tibiae II and III; R4 never curved at base, near CuA.....**Keroplatinae** (*pars major*)
3- R4 absent; R5 largely separate from R_1, ending in the apex of the wing.....**Arachnocampinae**
- R_4 present; R_5 close to R_1, ending before the apex of the wing..... **Keroplatinae** (*pars minor*)

Key to tribes of Macrocerinae

1- Cerebral sclerite separated from the rest of the cephalic capsule by membranous area more or less extended; basal cell small; R1 not reaching half of the length of wing; anterior tibial spurs reduced or absent; medium-pleural suture subretilinean and subvertical; metepisterne longer than wider; male: distiphallus sclerotized.....**Robsonomyiini**
- Cerebral sclerite not separated by membranous area, sometimes incomplete; basal cell large; R1 crossing the half of the length of the wing; anterior tibial spurs quite developed; medium-pleural suture sinuous and more or less strongly oblique; metepisterne wider than longer; male: distiphallus membranous.....**Macrocerini**

Key to genera and subgenera of Argentinean Macrocerini

1- First flagellomere much longer than wider, other flagellomeres at least twice longer than wider; cerebral incomplete; male: tergite IX not depressed at apex, with basal processes.....***Paramacrocera***.....**2**
- M4 tenuous at base; palpomeres 3-4 much longer than wide; big pulvillus; antennas, in males, as long as body, sometimes much longer.....***Macrocera***
2- Wing membrane with macrotrichiae; anal vein incomplete; scutellum at least with a pair of long subdiscal bristles.....***Paramacrocera* (*Paramacrocera*)**
- Wing membrane with macrotrichiae; anal vein complete; scutellum with short submarginals bristles.....***Paramacrocera* (*Freemaniola*)**

Key to tribes of Keroplatinae

1- Mouth parts reduced; palpus reduced, 1+3 articles, last palpomere enlarged, erect; antennae strongly compressed or pectinated..... **Keroplatini** (Fig. 3)
- Mouth parts normal or elongated; palpus drooping, with visible 3-4 articles; antennae cilindrical or compressed (pectinated only in some species of *Proceroplatus*).....***Orfeliini***

Key to genera and subgenera of Argentinean Keroplatini

1- Antennae pectinated..... ***Platyroptilon*** (Figs. 1-4)
- Antennae strongly compressed.....**2**
2- Tibial microtrichiae disposed irregularly, except in the apex sometimes; R_4 ending in C.....**3**
- Tibial microtrichiae disposed in regular rows; R_4 ending in C or R_1..... **5**
3- Big membranous sub-scutellar area, depressed, triangular (*Heteropterna*).....**4**
- Membranous sub-scutellar area narrow, just slightly enlarged in the middle.....***Cerotelion***
4- Sub-scutellar area very big, as an equilateral triangle; tibiae III abrupt and strongly enlarged starting from the 1/3 or the 1/4 apical; fore tarsi III enlarged; antennal flagellomere just with dorsal macrotrichiae; last flagellomere not apiculate.....***Heteropterna* (*Heteropterna*)**
- Sub-scutellar area shorter, as an isosceles triangle; tibiae III progressively enlarged from the base to the apex; fore tarsus III normal; antennal flagellomere with dorsal and ventral macrotrichiae last flagellomere not apiculate.....***Heteropterna* (*Scrobicula*)**
5- Last flagellomere with a white apical process; base of Rs almost transverse; last palpomere narrow, longer than the face and the clypeus together; R_4 ending in R_1.....***Neoceroplatus***
- Last flagellomere normal or with an apiculate apex with the same color of the entire flagellum; base of Rs oblique; short palpi, more or less widened; R_4 ending in R_1 or C.....***Keroplatus***

Key to genera of Argentinean Orfeliini

1- Antennae pectinated.....***Proceroplatus***
- Antennae frequently threadlike, sometimes a little enlarged and flat basally; 14 flagellomeres; mouth parts normal or reduced.....**2**
2- Palpus reduced, 2-3 palpomeres moniliform.....**3**
- Palpus normal, 1+4 palpomeres, drooping and elongated, at least the last two; base of M medial absent or reduced in a tenuous dash.....**4**
3- R_4 long and oblique; radio-medial fusion...***Planarivora***
- Spiracle with posterior fringe of short hairs, sometimes anterior too.....5
4- R_4 ending R_1; antennae with 14 or 12 flagellomeres.....***Micrapemon***
- R_4 ending in C; wing maculated, with several irregular stains..... ***Proceroplatus***
5- Tibial microtrichiae irregular on about basal half, in regular rows toward apex; anterior spiracle with posterior fringe of short hairs; wing membrane without curved macrotrichiae; CuA gradually curved.....***Neoplatyura***
- Laterotergite bare; tibial microtrichiae irregular on about basal one-half.....**6**
6- Frons with at least a small pair of bristles, below the antennae.....***Xenoplatyura***
- Frons completely bare.....**7**
7- At least M_4 e CuA ciliated; scutum with bands bare or uniformly setose.....**8**

- Posterior veins bare; scutum almost uniformly setose.....**10**

8- Tibial microtrichiae disposed mostly regularly.....**9**
- Tibial microtrichiae always disposed irregularly; anal vein reaching wing margin; anterior spiracle without fringe of hairs posteriorly.....***Pyrtaula***

9- Tibial microtrichiae disposed regularly pr irregularly; Sc ending free; anal vein reduced.....***Pyratula***
- Tibial microtrichiae always disposed regularly; Sc ending in C;anal vein reduced or not.....***Isoneuromyia***

10- Anal vein strong; C surpassing R_5 a little; radio-medial fusion many times longer than the branche of the M fork; M_2 complete.....***Plautyra***
- Anal vein weak; Sc weak but end in C; C largely surpassing R_5; radio-medial fusion short; M_2 interrupted basally.....***Lyprauta***

Literature cited

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. NIU, X. LI, C. LEI & A.K. CLARKE. 2008. *Chetoneura shennonggongensis*, a new species of cave-dwelling Keroplatini from China (Diptera: Keroplatidae), with a discussion of the position of *Chetoneura*. *Zootaxa* 1716: 59-68.

BROWN, B.V. 2005. Malaise Trap Catches and the Crisis in Neotropical Dipterology. *American Entomologist* 51(3): 180-183.

COLLESS, D.H. 1970. The Mycetophilidae (Diptera) of Australia, part 1. Introduction, key to subfamilies, and review of Ditomyiinae. *J. Aust. Ent. Soc.* 9: 83-99.

EDWARDS, F.W. 1924. A note on the "New Zealand glow-worm" (Diptera: Mycetophilidae). *Ann. Mag. Nat. Hist.* (9) 14: 175-179.

EDWARDS, F.W. 1929. Notes on the Ceroplatinae, with descriptions of new Australian species. *Proc. Linn. Soc. N.S.W.* 54: 162-175.

EDWARDS, F.W. 1934. The New Zealand glow-worm. *Proc. Linn. Soc. London* 1933-1934: 3-10.

EVENHUIS, N. L. 1994. *Catalogue of the fossil flies of the world (Insecta: Diptera).* Leiden: Backhuys.

EVENHUIS, N.L. 2006. *Catalog of the Keroplatidae of the World (Insecta: Diptera),* Bishop Museum Bulletin in Entomology 13, Bishop Museum Press, Honolulu, Hawai'i, 178pp.

HARRISON, R.A. 1966. Australian glow-worms of the genus *Arachnocampa* Edwards (Diptera: Mycetophilidae). *Pacif. Ins.* 8(4): 877-883.

HICMAN, V.V. 1965. On Planarivora insignis gen. et sp. n. (Diptera: Mycetophilidae), whose larval stages are parasitic in land planarians. *Pap. Proc. R. Soc. Tasm.* 99: 1–8

HIPPA, H. & P. VILKAMAA. 2005. The genus *Sciarotricha* gen. N. (Sciaridae) and the phylogeny of the recent and fossil Sciaroidea (Diptera). *Ins. Syst. Evol.* 36: 121- 144.

MATILE, L. 1973. Note sur les *Macrocerini* (*stat. nov.*) et description d'un genre et de sept espèces de la région éthiopienne (Diptera, Mycetophilidae). *Bull. Inst. Fond. Afr. Noire* 34, A(23), 1972 (1973): 593-610.

MATILE, L. 1979. Un nouveau genre de Keroplatidae de l'ambre oligocène de la Baltique [Diptera: Mycetophiloidea]. *Revue Fr. Ent., N. S.*, 1: 36–41.

MATILE, L. 1981. Description d'un Keroplatidae de Crétacé moyen et données morphologiques et taxonomiques sur les Mycetophiloidea (Diptera). *Ann. Soc. Ent. France*, N. S., 17 (1): 99-123.

MATILE, L. 1984. Systématique phylogénétique: application à l'étude des Diptères de la famille des Keroplatidae. *Bull. Soc. Entomol. France* 88 (5-6): 406-414.

MATILE, L. 1990. Recherches sur la systématique et l'évolution des Keroplatidae (Diptera, Mycetophiloidea). *Mémoires du Muséum national d'Histoire naturelle Paris* (A), 148: 1–682.

MATILE, L. 1997. Phylogeny and evolution of the larval diet in the Sciaroidea (Diptera, Bibionomorpha) since the Mesozoic. *In:* Grandcolas, P. (ed.), The origin of biodiversity in insects: phylogenetic tests of evolutionary scenarios. MCm. Mus. natn. Hist. nat. (zool.) 173, Pp. 273-303.

MATILE, L. & J.R: VOCKEROTH. 1980. Description d'un genre nouveau de Keroplatidae de l'Ouest nord-américain (Diptera, Mycetophiloidea). *Can. Entomol.* 112: 545–548.

OSTEN-SACKEN, C.R. 1886. A luminous insect larva in New Zealand. *Entomol. Mon. Mag.* 22: 133-134.

PAPAVERO, N. 1977. Family Keroplatidae (Ceroplatidae, incl. Macroceridae). *A Catalogue Of The Diptera Of The Americas South Of The United States,* São Paulo, n. 19C, p. 1-22.

PAPP, L. & J. ŠEVČIK 2005. Sciarokeroplatinae, a new subfamily of Keroplatidae (Diptera). *Acta Zoológica Academiae Scientiarum Hungaricae* 51(2): 113–123.

PLACHTER, H. 1979. Zur Kenntnis der Präimaginalstadien der Pilzmücken (Diptera, Mycetophiloidea). Teil II: Eidonomie der Larven. *Zool. Jb. Anat.* 101: 271-392.

SKUSE, F.A.A.1890. Diptera of Australia. Nematocera. Supplement 2. *Proc. Linn. Soc. N. S. W.* (2) 5: 595-640.

ŠEVČÍK J. 2009. Anisopodidae Edwards, 1921. *In*: Jedlička L., Kúdela M. & V. Stloukalová (eds), *Checklist of Diptera of the Czech Republic and Slovakia. Electronic version 2.* <http://zoology.fns.uniba.sk/diptera2009>

TONNOIR, A.L. & F.W. EDWARDS. 1927. New Zealand fungus-gnats (Diptera, Mycetophilidae). *Trans. New Zealand Inst.* 57: 747-878.

Appendix 1. Keroplatidae from Argentina.

Macrocerinae

Macrocera antennata Freeman, 1951. Argentina, Chile.
Macrocera armata Freeman, 1951. Argentina.
Macrocera chilena Lane, 1962. Argentina, Chile.
Macrocera flavescens Freeman, 1951. Argentina.
Macrocera flavithorax Freeman, 1951. Argentina, Chile.
Macrocera funereal Freeman, 1951. Argentina, Chile, Juan Fernández Is.
Macrocera horrida Freeman, 1951. Argentina, Chile.
Macrocera inaequalis Freeman, 1951. Argentina, Chile.
Macrocera perpictula Edwards, 1940. Argentina, Brazil.
Macrocera plaumanni Edwards, 1940. Argentina, Brazil, Ecuador.
Macrocera shannoni Lane, 1947. Argentina, Brazil.
Macrocera tamoyoi Lane, 1950. Argentina, Brazil.
Macrocera thomsonii Thomson, 1869. Argentina.
Paramacrocera (Freemaniola) anomala Freeman, 1951. Argentina.

Keroplatinae

Keroplatini

Cerotelion funereum Freeman, 1951. Argentina, Chile.
Heteropterna (Heteropterna) perdistincta Matile, 1990. Argentina.
Keroplatus fiebrigi Edwards, 1934. Argentina, Paraguay.
Keroplatus golbachi Lane, 1958. Argentina.
Keroplatus papaveroi Matile, 1989. Argentina.
Neoceroplatus dureti Matile, 1990. Argentina.
Neoceroplatus minimax Edwards, 1934. Argentina, Brazil, Costa Rica, Panama, Peru.

Neoceroplatus paicoenai Lane, 1950. Argentina, Brazil.
Neoceroplatus uaracui Lane, 1950. Argentina, Brazil.
Platyroptilon miersii Westwood, 1850. Argentina, Brazil.
Platyroptilon misionensis Duret, 1975. Argentina.
Orfeliini
Isoneuromyia lutea Freeman, 1951. Argentina, Chile.
Isoneuromyia tucumana Lane, 1958. Argentina.
Lyprauta alticola Lane, 1948. Argentina, Brazil.
Lyprauta chacoensis Edwards, 1931. Argentina, Brazil.
Lyprauta nubilapex Edwards, 1940. Argentina, Brazil, Peru, Trinidad.
Micrapemon parvum Williston, 1896. Argentina, Brazil, British Virgin Is, Dominica, Ecuador, Guadeloupe, Jamaica, Peru, Venezuela.
Neoplatyura aczeli Lane, 1958. Argentina.
Neoplatyura ignobilis Williston, 1896. British Virgin Is, Guadeloupe, Argentina.
Planarivora enderleini Lane, 1948. Argentina, Brazil.
Plautyra autumnalis Lynch Arribálzaga, 1892. Argentina.
Plautyra macilenta Lynch Arribálzaga, 1892. Argentina, Brazil, Panama.
Proceroplatus puncticoxalis Edwards, 1940. Argentina, Brazil.
Proceroplatus terenoi Lane, 1950. Argentina, Brazil.
Pyratula paraguayana Edwards, 1934. Argentina, Brazil, Paraguay.
Pyrtaula delpontei Lane, 1963. Argentina.
Pyrtaula dureti Lane, 1958. Argentina.
Pyrtaula ferruginea Freeman, 1951. Argentina, Chile.
Pyrtaula inaequalis Freeman, 1951. Argentina, Chile.
Xenoplatyura coheri Lane, 1950. Argentina, Brazil, Panama, Trinidad.
Xenoplatyura tapuiai Lane, 1950. Argentina, Brazil, Trinidad.

LYGISTORRHINIDAE

Sarah Siqueira OLIVEIRA
Dalton de Souza AMORIM

Departamento de Biologia, Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras de Ribeirão Preto, Universidade de São Paulo, Av. Bandeirantes 3900, 14.040-901 Ribeirão Preto SP, Brasil.
oliveira.sarahcv@gmail.com
dsamorim@usp.br

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Se revisa el conocimiento sobre la diversidad de los Lygistorrhinidae en Argentina. Las ocho especies neotropicales conocidas pertenecen al subgénero *Lygistorrhina* (*Probolaeus*) Williston. Todavía no hay registro de especies para la Argentina, pero es posible que dos especies conocidas del sur de Brasil extiendan su distribución hasta el oeste, alcanzando el norte de la Argentina. Se discuten la clasificación, sistemática, hábitat, biología y distribución.

Abstract

The knowledge on the diversity of Lygistorrhinidae in Argentina is reviewed. All eight known Neotropical species of the family belong in the subgenus *Lygistorrhina* (*Probolaeus*) Williston. There are presently no records from Argentina, but two species known from southern Brazil most probably extend their distribution to the west, reaching northern Argentina. The classification, systematics, habitats, biology, and geographical distribution of the family are discussed.

Introduction

Lygistorrhinidae (long-beaked fungus gnats) correspond to a relatively small family of Bibionomorpha. There is still some incongruence among authors about the position of the family within Mycetophiliformia. Vockeroth (1981) and Matile (1990a) published brief reviews on the taxonomic history of the family. Edwards (1925) proposed the Lygistorrhininae to be a subfamily of Mycetophilidae *s.l.*, a position latter followed by Vockeroth (1981). Hendel (1936) gave family status to the Lygistorrhinidae. Tuomikoski (1966) combined Lygistorrhininae and Keroplatidae, but Thompson (1975) demonstrated that Tuomikoski's grouping was mainly supported by plesiomorphies. Matile (1990b) considered Tuomikoski's (1966) and Thompson's (1975) positions and accepted the Lygistorrhinidae as a family, as well as Keroplatidae, Ditomyiidae, Diadocidiidae, and Bolitophilidae. The family status given by Matile (1990b) basically follows Hennig's view of the Mycetophiliformia, in which the Sciaridae would hold a position close to the Mycetophilidae *s.s.* In Matile's (1990b) phylogeny, the Lygistorrhinidae are sister to Mycetophilidae. More recently, Amorim & Rindal (2007) presented a large phylogenetic study of the Bibionomorpha showing that the Sciaridae consistently appears in a more basal condition within the Mycetophiliformia (= Sciaroidea), and corroborated the hypothesis of the Lygistorrhinidae as sister of the Mycetophilidae.

The Lygistorrhinidae correspond to a more or less cosmopolitan group of fungus gnats. The monophyly of the family, at least when including only the recent species, has not been questioned (Matile, 1997; Grimaldi & Blagoderov, 2001; Hippa & Vilkamaa, 2005; Amorim & Rindal, 2007). Hippa *et al.* (2005) questioned the position within the family of some of the Cretaceous amber genera described by Blagoderov & Grimaldi (2004). The most striking synapomorphies of the family

are the modification in the wing venation and the long proboscis. The male terminalia are more or less simplified and considerably uniform across the family (Papp, 2005). The elongate proboscis is presumably used for feeding from flowers (Grimaldi & Blagoderov, 2001). Modified mouthparts within the Mycetophiliformia are also seen in *Aphrastomyia* Coher & Lane and *Gnoriste* Meigen in the Mycetophilidae, with thin and elongate mouthparts; a similar proboscis is found in *Rhynchoheterotricha* Freeman, in the Rangomaramidae, and in some keroplatid genera. *Eugnoriste* Coquillett and *Rhynchosciara* Rübsaamen, in the Sciaridae, have a proboscis elongated in different degrees. The mouthparts involved in the differentiation of these genera, however, are different and these are obviously non homologous (Grimaldi & Blagoderov, 2001).

Species of the family occur mainly in tropical and warm temperate forests, widely distributed in tropical and subtropical regions of the world (Grimaldi & Blagoderov, 2001; Hippa *et al.*, 2005). A detailed understanding about the biology of the group, with information on immature stages and larval habitat, is still wanting.

The wing venation of the recent members of the family is pretty much unique, lacking the stem of M_{1+2}. *Manota* Williston (Mycetophilidae, Manotinae) has a rather similar vein system, but the cubital fork is usually present and the species of this genus definitely misses the distinctive proboscis of the lygistorrhinids and some other details (Vockeroth, 2009). Most species of Lygistorrhinidae also lack the base of the medial fork and the base of M_4. Only *Palaeognoriste* Meunier and *Asiorrhina* Blagoderov, Hippa & Ševčík have complete medial fork in the family, while *Gracillorrhina* Hippa, Mattisson & Vilkamaa, *Matileola* Papp, *Seguyola* Matile, and *Loyusega* Grimaldi & Blagoderov have forked cubital system. However, the position of this group of genera is terminal within the phylogeny of the family (Blagoderov *et al.*, 2009) and this condition seems apomorphic due to a distal secondary fusion between M_4 and CuA. This has been demonstrated by Amorim & Rindal (2007) to have also occurred within the Mycetophilidae, M_4 and CuA having a very basal fork being the plesiomorphic condition in the Mycetophiliformia.

There are now 14 genera recognized for the family, eight extant and six known only from fossils (Huerta & Ibáñez-Bernal, 2008), with 33 recent species recognized from Japan, Australia, Cameroon, Congo, Sri Lanka, United States, Mexico, and Brazil (Vockeroth, 2009). The most specious lygistorrhinid genus is *Lygistorrhina* Skuse, with 21 species. The genus has been divided in two subgenera, *L.* (*Lygistorrhina*) Skuse and *L.* (*Probolaeus*) Williston, but the inclusion of the later in the genus has been questioned (Papavero, 1977). *Lygistorrhina s.s.* has a worldwide distribution, while *Lygistorrhina* (*Probolaeus*) is endemic to the New World (Vockeroth, 2009).

Phylogenies for the family have been proposed by Grimaldi & Blagoderov (2001), Blagoderov & Grimaldi (2004), Hippa *et al.* (2005), and Blagoderov *et al.* (2009). Despite a quite robust hypothesis of monophyly of *Lygistorrhina s.l.*, there is still no indication that the set of species gathered under *L.* (*Lygistorrhina*) compose a monophyletic arrangement. Under these circumstances, the problem of a possible paraphyly *L.* (*Lygistorrhina*) stands whatever the status of *Probolaeus*. We will follow a more conservative position, taking it as a subgenus of *Lygistorrhina*, Oliveira & Amorim (2012).

Papavero's (1977) catalogue of the Neotropical Lygistorrhinidae included seven species in *L. (Probolaeus)*, five from Brazil, one from Saint Vincent and one from Trinidad. Among these species is included *Aphanizophleps coxatus* Enderlein, considered by Edwards (1913: 55) (see also Hippa, 2008) indistinguishable from *Manota* Williston. Edwards's (1913) position was overlooked by Papavero (1977) in that species was still placed in *Probolaeus*, what was followed by Grimaldi & Blagoderov (2001). Two species were described more recently by Huerta & Ibáñez-Bernal (2008) from Mexico, so we now sum up eight species in the genus in the Neotropical region. Huerta & Ibáñez-Bernal (2008) also refer, but did not formally describe to a female of *L.* (*Lygistorrhina*) from Mexico.

There are no records of the family from Argentina, but very probably *L. brasiliensis* Edwards and *L. edwardsi* Lane may be found in northeastern Argentina, especially Misiones and close by areas. This pattern is also seen in other dipteran species, as in *Cluzobra* Edwards, *Allocotocera* Mik (Mycetophilidae) (Matile, 1996; Amorim & Oliveira, 2008) and *Rhynchosciara* Rübsaamen (Sciaridae) (Amorim & Tozoni, 1994).

An identification key for the species of the world of *Lygistorrhina* was provided by Thompson (1975), while keys for the genera and subgenera of the family were published more recently by Grimaldi & Blagoderov (2001) and Hippa *et al.* (2005). The following description is modified from Vockeroth (2009) and Hippa *et al.* (2005).

General morphology of *Lygistorrhina*

Body length, 3.0-5.5 mm (Fig. 1). Two or three ocelli close to each other, middle ocellus, when present, smaller than the other two. Eyes dichoptic or holoptic. Antenna slender, 10-14 flagellomeres, about two-third the combined length of head and thorax in males, half of that length in females. Mouthparts forming a long proboscis, composed of an elongated, one-segmented maxillary palpus, hypopharynx and labella; in some species, distal margin of labium may also be elongated. Lacinia absent. Antepronotum and postpronotum with several short, erect setae. Anepisternum and ketepisternum bare. Scutum covered with nearly uniformly distributed setulae. Laterotergite strongly protruding, bare or with a nearly entire vertical row of setae with about twice the length of the scutellar setae. Front tibia longer than front femur; tibial spurs 1:2:2, 1:1:2 or 0:1:2; tarsal claws simple, pointed. Wing (Fig. 2) membrane covered with dense, homogeneously distributed microtrichia, not arranged in rows. Costa extending beyond apex of R_5; Sc ending in C or ending free; R_4 always absent; stem and fork of M nearly obsolete, distal two thirds of M_1 and M_2 well produced; about basal three fourth

of M_4 obsolete, remaining of M_4 and entire CuA distinct; CuP weak, sometimes indistinct; A_1 short and weak. Male sternite 9 absent. A medial distal cleft between gonocoxites, narrowly fused basoventrally; gonocoxal apodemes separate, not reaching base of gonocoxites anteriorly. Gonostylus with or without an apical tooth. Aedeagus membraneous except for a more or less sclerotized apodeme; no aedeagal teeth present. Tegmen (probably representing the fused ventral branches of parameres) present. Female with usual sciaroid terminalia, sternite 8 ventral cleft almost reaching anterior margin, cercus two- or with one-segmented, two sclerotized spermathecae.

Fig. 1. *Lygistorrhina edwardsi* Lane, male, habitus. Specimen from Brasil, State of Santa Catarina, São Bento do Sul.

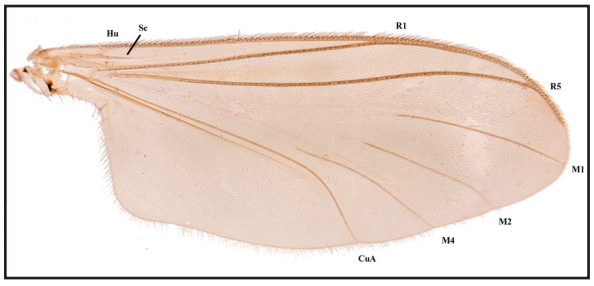


Fig. 2. *Lygistorrhina edwardsi* Lane, male, wing. Specimen from Brasil, State of Santa Catarina, São Bento do Sul.

Literature cited

AMORIM, D.S. & S.S. OLIVEIRA. 2008. Eleven new species of the genus *Cluzobra* Edwards (Diptera, Mycetophilidae, Sciophilinae) from Atlantic Forest of Brazil. *Zootaxa* 1920: 1-28.

AMORIM, D.S. & E. RINDAL. 2007. Phylogeny of the Mycetophiliformia, with proposal of the subfamilies Heterotrichinae, Ohakuneinae, and Chiletrichinae for the Rangomaramidae (Diptera, Bibionomorpha). *Zootaxa* 1535: 1-92.

AMORIM, D.S. & S.H.S. TOZONI. 1995 [1994]. Phylogenetic and biogeographic analysis of the Anisopodoidea (Diptera, Bibionomorpha), with an area cladogram of the intercontinental relationships. *Rev. Brasil. Entomol.* 38(3/4): 517-543.

BLAGODEROV, V. & D. GRIMALDI. 2004. Fossil Sciaroidea (Diptera) in Cretaceous ambers, exclusive of Cecidomyiidae, Sciaridae, and Keroplatidae. *Amer. Mus. Novit.* 3433: 1-76.

BLAGODEROV, V., H. HIPPA & J. ŠEVČÍK. 2009. Asiorrhina, a new Oriental genus of Lygistorrhinidae (Diptera: Sciaroidea) and its phylogenetic position. *Zootaxa* 2295: 31-45.

EDWARDS, F.W. 1913. III.–Some Mycetophilid Synonymy (Diptera). *Ann. Mag. Nat. Hist.* (8)12: 55-56.

EDWARDS, F.W. 1925. British fungus-gnats (Diptera, Mycetophilidae). With a revised generic classification of the family. *Trans. Entomol. Soc. London* 1924 (1925): 505-670.

GRIMALDI, D. & V. BLAGODEROV. 2001. A new genus of Lygistorrhinidae from Vietnam (Diptera: Sciaroidea), and phylogenetic relationships in the family. *Studia Dipterol.* 8: 43-67.

HENDEL, F. 1936. 26. Ordnung der Pterygogenea (Dreißigste Ordnung der Insecta). Diptera oder Fliegen. *In*: Kükenthal, W. & Krumbach, T. (ed.), *Handbuch der Zoologie* 4(2): 1729-1998.

HIPPA, H. 2008. Notes on Afrotropical *Manota* Williston (Diptera: Mycetophilidae), with the description of seven new species. *Zootaxa* 1741: 1-23.

HIPPA, H., I. MATTSSON & P. VILKAMAA. 2005. New taxa of the Lygistorrhinidae (Diptera: Sciaroidea) and their implications for a phylogenetic analysis of the family. *Zootaxa* 960: 1-34.

HIPPA, H. & P. VILKAMAA. 2005. The genus *Sciarotricha* gen. n. (Sciaridae) and the phylogeny of recent and fossil Sciaroidea (Diptera). *Ins. Syst. Evol.* 36: 121-144.

HUERTA, H. & S. IBÁÑEZ-BERNAL. 2008. The family Lygistorrhinidae (Diptera: Sciaroidea) in Mexico and the description of two new species. *Zootaxa* 1808: 44-52.

MATILE, L. 1990a. Les Lygistorrhinidae de la région Afrotropicale (Diptera: Mycetophiloidea). *Ann. Soc. Entomol. France* 26: 359-370.

MATILE, L. 1990b. Recherches sur la systématique et l'évolution des Keroplatidae (Diptera, Mycetophiloidea). *Mém. Mus. Natl, Hist. Nat.* 148: 1-682.

MATILE, L. 1996. Révision des Cluzobra Néotropicaux (Diptera: Mycetophilidae). *Ann. Soc. Entomol. France* (N.S.) 32: 3-57.

MATILE, L. 1997. Phylogeny and evolution of the larval diet in the Sciaroidea (Diptera, Bibionomorpha) since the Mesozoic. *In*: Grandcolas, Ph. (ed.), *The origin of biodiversity in insects: Phylogenetic tests of evolutionary scenarios*. Mémoires du Muséum national d'Histoire Naturelle, 173, pp. 273-303.

PAPAVERO, N. 1977. Family Lygistorrhinidae. 19D: 1-2. *In*: Papavero (ed.), *A catalogue of the Diptera of the Americas south of the United States*. Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, São Paulo.

PAPP, L. 2005. New species of Lygistorrhinidae (Diptera) from the Oriental region. *Ann. Hist. Nat. Mus. Nat. Hung.* 97: 151-161.

THOMPSON, F.C. 1975. Notes on the genus *Lygistorrhina* Skuse with the description of the first Nearctic species (Diptera: Mycetophiloidea). *Proc. Entomol. Soc. Washington* 77: 434-435.

TUOMIKOSKI, R. 1966. Systematic position of *Lygistorrhina* Skuse (Diptera, Mycetophiloidea). *Ann. Entomol. Fenn.* 32: 254-260.

VOCKEROTH, J.R. 1981. Mycetophilidae. *In*: McAlpine, J.F., Peterson, B.V., Shewell, G.E., Teskey, H.J., Vockeroth,

J.R. & Wood, D.M. (eds.), *Manual of Nearctic Diptera, Vol. 1*, 223-246. Research Branch Agriculture Canada. Monograph 27. Ottawa, Ontario.

VOCKEROTH, J.R. 2009. Lygistorrhinidae. *In*: Brown, B., Borkent, A., Cumming, J.M., Wood, D.M., Woodley, N.E. & M.A. Zumbado (eds.), *Manual of Central American Diptera, Vol. 1*, pp. 265-266. NRC Research Press, Ottawa.

Appendix 1. Possible species of Lygistorrhinidae in Argentina

Lygistorrhina Skuse

Lygistorrhina brasiliensis (Edwards, 1932). Brazil: Rio de Janeiro to Santa Catarina.

Lygistorrhina edwardsi (Lane, 1947). Brazil, São Paulo.

MYCETOPHILIDAE

***Sarah Siqueira OLIVEIRA**
****Dalton de Souza AMORIM**

*Departamento de Biologia, Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras de Ribeirão Preto, Universidade de São Paulo, Av. Bandeirantes 3900, 14.040-901 Ribeirão Preto SP, Brasil.
oliveira.sarahcv@gmail.com
dsamorim@usp.br

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Se revisa el conocimiento de la diversidad de la familia Mycetophilidae en Argentina. La fauna conocida de micetofílidos argentinos incluye 324 especies y 35 géneros, de todas las subfamilias conocidas en la región Neotropical excepto Manotinae. Las Manotinae se conocen del sur de Brasil y es probable que haya especies de *Manota* en el noreste de Argentina. Se provee una clave para la identificación de los géneros de Mycetophilidae, junto con información general sobre morfología, clasificación, biología y distribución geográfica de la familia.

Abstract

Knowledge on the diversity of the family Mycetophilidae in Argentina is reviewed. The fauna of Argentinean mycetophilids includes 324 species and 35 genera, belonging to all subfamilies present in the Neotropical region, except Manotinae. This subfamily, however, occurs in southern Brazil and it is most certain that there are species of *Manota* at least in northeastern Argentina. An identification key for the genera and a checklist of the species of Mycetophilidae are provided, and general information about the morphology, classification, biology and geographical distribution of the group is summarized.

Introduction

The family Mycetophilidae (part of the fungus gnats) is worldwide in distribution, containing about 4100 valid species described in 135 extant genera (Evenhuis *et al*., 2007). The Neotropical region encompasses about 910 species in 50 genera. These species were described mainly by F. W. Edwards, Paul Freeman, John Lane, and José Pedro Duret (Papavero, 1978; Amorim *et al*., 2002). The oldest fossil record assignable to the family with confidence is from the Early Cretaceous (Evenhuis, 1994; Amorim & Silva, 2002).

Until quite recently Ditomyiidae, Bolitophilidae, Diadocidiidae, Keroplatidae, and Lygistorrhinidae were included in this family as subfamilies (*e.g.*, Vockeroth, 1981; Wood & Borkent, 1989). Hennig (1973) accepted family rank for these taxa, a position reinforced by Matile (1990). Amorim & Rindal (2007) proposed a phylogenetic hypothesis for the Mycetophiliformia which Cecidomyiidae are the sister taxon to the remaining taxa, and within this group, Sciaridae are the sister taxon to the other families. Lygistorrhinidae, according to Hennig (1973), Matile (1990), Amorim & Rindal (2007), and Rindal *et al*. (2009a), are the sister group of the Mycetophilidae.

There have been some studies of the relationships within the genera of the Mycetophilidae (Søli, 1997; Tozoni, 1998), but the taxonomic sample is still rather limited and a wide phylogenetic analysis is highly desirable. The monophyly of the family, nevertheless, is a consensus in the literature (Søli, 1997; Tozoni, 1998; Amorim & Rindal, 2007; Rindal *et al*., 2009a). Recent classifications accept Sciophilinae, Gnoristinae, My-

comyinae, Leiinae, Manotinae, Allactoneurinae, and Mycetophilinae as subfamilies of Mycetophilidae (Søli, 1997; Tozoni, 1998). This system follows ideas previously proposed by Edwards (1925), Tuomikoski (1966), Hennig (1973), and Väisänen (1984). Sciophilinae *s.l.* have been demonstrated to be paraphyletic in several studies based both on morphological (Søli, 1997; Tozoni, 1998) and molecular data (Rindal *et al.*, 2009a).

Sciophilinae *s.s.* (Figs. 1, 7) include mostly genera with macrotrichia in the wing membrane, but this group may be paraphyletic relative to the remaining mycetophilids (Søli, 1997; Amorim & Rindal, 2007). The Neotropical region has 19 of the 37 sciophiline recent genera. The Gnoristinae (Figs. 2, 8), with more than 25 genera in the world, have a relatively poor fauna in the Neotropical region, with only seven genera. Mycomyinae (Figs. 3, 9) include three genera in the Neotropical region of the 10 genera of the world. The species of Mycomyinae have typically the tibial microtrichia organized in rows. The Neotropical Leiinae (Figs. 4, 10) comprise ten of the 26 genera of the subfamily. There are some questions about the monophyly of Leiinae, but the typical members of the subfamily are characterized by the displacement of the origin of the radial sector toward the wing apex, resulting in a shortening of R_1. Allactoneurinae, with a single genus, is the only subfamily absent in the Neotropical region. The Manotinae (Figs. 5, 11), characterized by species in which the base of the medial veins are lost and r-m is perfectly longitudinal, aligned with the second sector of Rs, are represented by a single genus, three other genera being absent in the Neotropics. The microtrichia of the wing membrane in Mycetophilinae (Figs. 6, 12) are regularly distributed and the subfamily is monophyletic, as stated by Tuomikoski (1966), Søli (1997), and Tozoni (1998). Recent phylogenies for the world genera of Mycetophilinae based on molecular data were published by Rindal & Søli (2006), and Rindal *et al.* (2007, 2009b), bringing some light to the understanding of the relationship between genera of some clades, especially in the Mycetophilinae.

A wide study of the phylogenetic relationships within the Mycetophilidae is still wanting. Some important phylogenetic conclusions, however, are well supported in the phylogenies of the family (Søli, 1997; Tozoni, 1998; Rindal *et al.*, 2009a): (1) Sciophilinae *s.l.* are paraphyletic in relation to Mycetophilinae; (2) Manotinae seem to be sister taxon to Mycetophilinae *s.s.*; and (3) Mycomyinae and Mycetophilinae are both monophyletic. There are still doubts about the monophyly of Leiinae and Gnoristinae.

General morphology

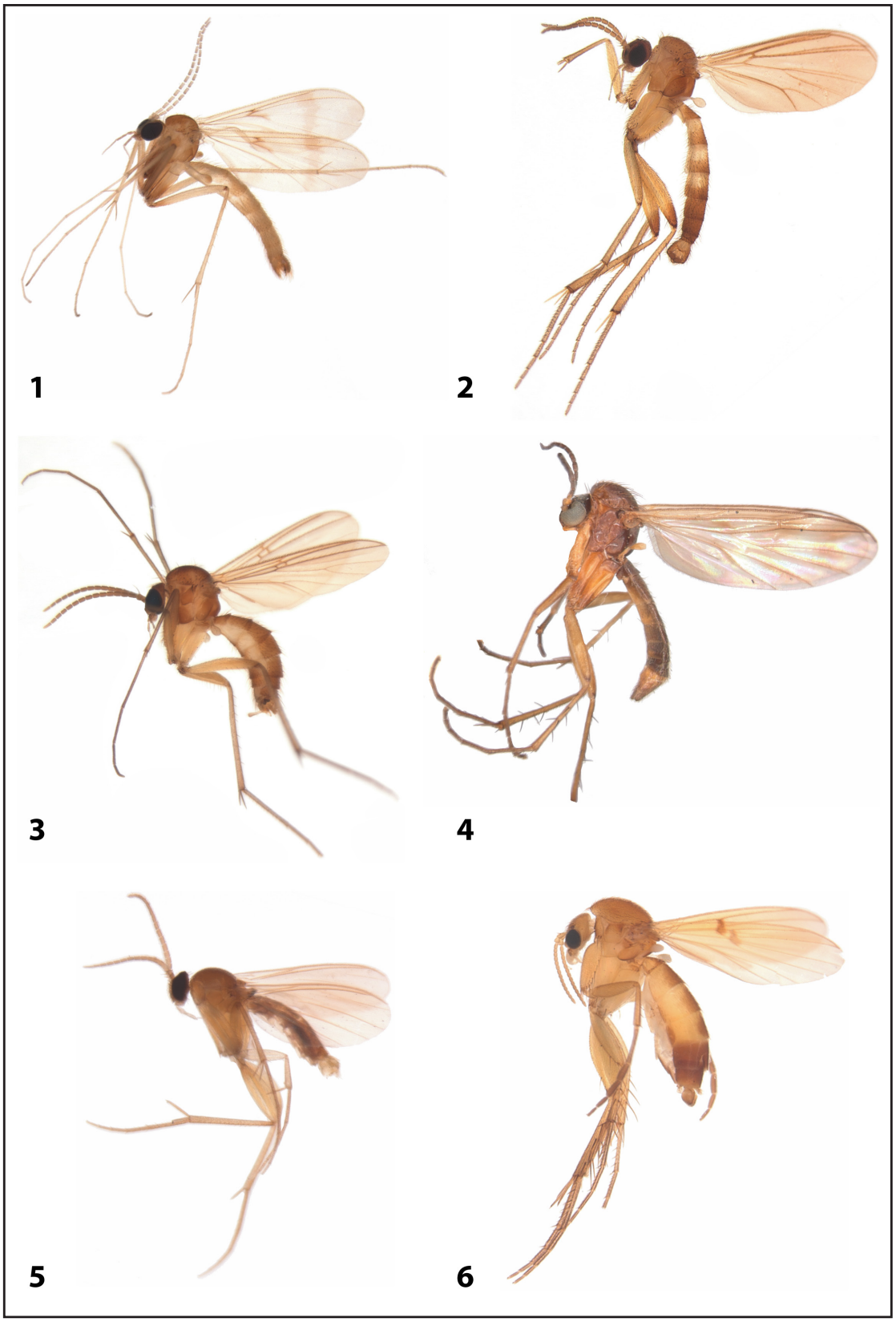
The mycetophilids may be distinguished by the presence of strong and well-developed tibial spurs, the median ocellus often reduced or absent, long bristles distributed over the body, reduction or absence of the pulvilli, R_4 often missing, and A_1 always incomplete (Tonnoir & Edwards, 1927). In almost the entire family, M_4 forks right from CuA, usually more distally in the wing. This differs from the plesiomorphic condition of having bM reaching M_4, a condition never present in Mycetophilidae, but seen, for example, in the Rangomaramidae, Diadocidiidae, Ditomyiidae, Bolitophilidae, and Keroplatidae. The following description is modified from Vockeroth (1981, 2009), Hutson *et al.* (1980), and Søli *et al.* (2000), adding some general features of the members of the family.

Adults. Body length 1.8-8.7 mm. *Head*. Eyes dichotic, no eye-bridge above the antennae. Ocelli usually three, sometimes mid ocellus smaller than lateral ocelli or absent. In many genera, lateral ocelli displaced, touching the eye margin or nearly so. Antenna with scape, pedicel and in most cases 14 elongated flagellomeres. Labella usually large, fleshy. Palpus five-segmented, elongated, with very few exceptions. *Thorax*. Thoracic sclerites morphology varies together with changes in the general shape of the thorax as a whole. At the base of the evolution of the family the thorax is higher, with a nearly straight mediotergite, laterotergite not particularly protruded; on the higher clades, the thorax becomes more arched, the mediotergite has a mesal fold in profile and the laterotergite becomes strongly protruded. Pronotum, scutum and scutellum always setose, with considerable variation on the vestiture of the anepisternum, mesepimeron, laterotergite and mediotergite. *Wing*. Wing membrane with macrotrichia, microtrichia or both. *Legs*. Coxae mostly elongate, hind coxa with arrangement of bristles variable. Tibiae usually slender, with some variation in vestiture, setulae regularly or irregularly arranged in rows, bristles varying in strength and arrangement. Tibial spurs 1:2:2. Tarsi usually slender. Tarsal claws usually simple, sometimes with one or more teeth. *Abdomen*. Male and female at least slightly pedunculate. Male terminalia usually symmetric, sclerites of segments VII and VIII often short, sometimes telescoped into segment VI. Male terminalia sclerites highly variable across the family, including tergite IX, gonocoxites, gonostylus, parameres, aedeagus, and cercus. Sternite IX always small, usually observable, partly or entirely fused to the gonocoxites, forming a syngonocoxite plate. Female terminalia with tergite VIII relatively conservative, with gonapophyses short, sternite IX (furca) not particularly developed or sclerotized, sometimes reduced, tergite IX usually short, tergite X weak or absent; cercus one- or two-segmented, in many cases distal cercomere longer than basal one.

Larva. Usually slender, with dark head capsule distinct. Head free, well-developed, strongly sclerotized, without tentorial arms. Antennae very short. Labrum fleshy, with two mobile arms. Mandible lameliform. Labium reduced to a small sclerotized plate at the base of hypopharynx. Thoracic segments well produced, eight or nine abdominal segments. No prologs on the abdomen or anal lobes.

Biology and behavior

Mycetophilids are small to medium-size gnats, with thorax distinctly arched, long coxae, and well developed tibial spurs. Adults are more frequently found when fungi produce fruiting bodies (Hutson *et al.*, 1980). They are often found in dark places, including humid banks in woods, cliffs, rivers, root system of fallen trees,



Figs. 1-6. Male habitus of the Mycetophilidae subfamilies. Material from the Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZUSP), Brazil. 1. Sciophilinae, *Cluzobra* sp. Brazil, State of Minas Gerais, Cabo Verde. 2. Gnoristinae, *Synapha* sp. Brazil, State of Santa Catarina, São Bento do Sul. 3. Mycomyinae, *Mycomya* sp. Brazil, State of Minas Gerais, Cabo Verde. 4. Leiinae, *Paraleia nubilipennis*. Argentina, Bariloche. 5. Manotinae, *Manota* sp. Brazil, State of Santa Catarina, São Bento do Sul. 6. Mycetophilinae, *Mycetophila* sp. Brazil, State of Santa Catarina, São Bento do Sul.

mouths of caves, culverts and tunnels. Most species show a crepuscular behavior, with a peak of activity at dusk and another less important at dawn; during the daylight they rest (Hutson *et al.*, 1980).

According to Jakovlev *et al*. (2008), adults and larvae are common in fruiting bodies of epigeal fungi of different saprotrophic and mycorrhizal species, fruiting bodies of wood-growing fungi and slime moulds, decaying wood of deciduous or coniferous trees, decaying fruit and mineral soil and leaf litter with and without ground vegetation.

Larvae are unknown for most species. Many of the species with known biology live in fruiting bodies of various fungi or in mycelium penetrating rooting plants (Søli, 1997). Most known larvae feed on hyphae and on reproductive parts of fungi, sporophores of soft fungi, on mycelium penetrating dead wood, or other organic matter. They are particularly more common in forests than in open environments (Hutson *et al.*, 1980; Rindal & Søli, 2006; Rindal *et al*., 2009a). A few genera have distinct, modified habits. Pupation takes place in the host fungi (Vockeroth, 1981). Most species are strongly dependent on fungi in humid environments, especially forests. Fungi are dependent on forest age, forest health and structure, so human impact on forests have indirect strong impact on the species composition of the fungus gnats. Hence, Mycetophilidae can be objectively used as indicators in forest monitoring and conservation studies (Økland, 1994, 1996; Økland *et al.*, 2005).

Most of the species and genera are known from temperate areas, but there is a significant number of genera with tropical distribution. In fact, the generic composition of mycetophilids in tropical and temperate areas is considerably different. The biology of the Neotropical species is poorly known, but it basically follows that of the genera elsewhere in the world, with adults more common in humid environments, especially forests. Larvae feed mainly on fungi growing over rotting trunks and leaves. Temperate elements of the mycetophilid fauna in South America are strongly connected to the temperate forests, especially forests associated with gymnosperms (*e.g.*, *Araucaria* in Chile and southern Brazil) and *Nothofagus* species (in southern Argentina and Chile).

Argentinean fauna

The Argentinean fauna is essentially composed by temperate species, with some tropical elements in Misiones and related areas in northern Argentina. This fauna is associated to a process that affected large portions of temperate biotic components in southern South America during the Cenozoic. The geographic distribution of different mycetophilids in this area is associated to that of forests containing *Araucaria angustifolia* in southern Brazil, Paraguay and northeastern Argentina, which sister species is *A. araucana*, that occurs only in southern areas of Chile and Argentina. The continuity of the geographic distribution of the common ancestor of these two *Araucaria* species in South America was interrupted in the later Oligocene (30–28 MYA) (Dutra & Stranz, 2009).

Most Neotropical species from Argentina were described by F. W. Edwards, Paul Freeman, John Lane, and José Pedro Duret, with a relevant contribution by E. I. Coher (Papavero, 1978; Amorim *et al.*, 2002). Types of the species described by Edwards and Freeman are deposited in the Natural History Museum (NHM), London; Lane's and part of Coher's types are in the Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZUSP), São Paulo, and in the Instituto Fundación Miguel Lillo (IFML), Tucumán; and Duret's primary types are in the Muséum National d'Histoire Naturelle (MNHN), Paris.

In Argentina, the most important dipterologists were the brothers Lynch Arribálzaga, born in Buenos Aires. Enrique Lynch Arribálzaga (1856-1935) worked mainly with Asilidae, while Félix Lynch Arribálzaga (1854-1894) published *Dipterologia Argentina* (1890a-c, 1891, 1892a, b), the most important work about Mycetophilidae from Argentina in the XIXth century. All his scientific books and entomological collections were donated to the Museo Nacional de Historia Natural, Buenos Aires (Papavero, 1973). Another great Argentinean taxonomist was José Pedro Duret, born in Buenos Aires in 1913. Member of the Sociedad Entomológica Argentina since 1941, Duret was a medical doctor that participated, in 1953, of the Pan American Sanitary Bureau, which studied Medical Entomology and traveled for all over Argentina, all American countries and some European ones. During these trips, he collected a great number of arthropods of medical interest, composing an important collection with more than 50.000 insects, among them about 23.000 Mycetophilidae, all from the Neotropical region (Bachmann, 2009). He published 42 articles on the Mycetophilidae, with the description of almost 300 species.

According to Papavero (1978) and Oliveira & Amorim (in prep.), the Argentina fauna is represented by 35 genera and 324 species, except of the subfamilies Manotinae and Allactoneurinae (whitout records from the Neotropics). The subfamily Sciophilinae is represented by 12 genera and 29 species, Gnoristinae by four genera and 33 species, Mycomyinae by 55 species of all genera known, Leiinae by six genera and 51 species, and Mycetophilinae by 10 genera and 156 species, the most specious subfamily of Mycetophilidae in Argentina (see Appendix). There are no records of Manotinae in the country, but it seems probable that at least *Manota coxata*, known from southern Brazil, could be found in Misiones and other related areas in northeastern Argentina. Shared dipteran species in southern Brazil and northeastern Argentina are known from other groups of Diptera as *Cluzobra*, *Allocotocera*, and *Rhynchosciara* (Amorim & Pires, 1996; Amorim & Oliveira, 2008).

Key to the Argentinean genera of Mycetophilidae (modified from Vockeroth, 1981, 2009; Søli *et al.*, 2000)

1- Stem of M absent; branches of M present as detached veins on distal part of wing; head inserted at anterior end of thorax, projecting as far dorsally as highest part of scutum, and with a row of strong posteriorly directed bristles behind eye; prono-

tum with many short hairs but without distinct bristles...**Manotinae** (Figs. 5, 11).....***Manota***

- Stem of M present, although sometimes weak; head inserted below anterior end of thorax, not extending as far dorsally as highest part of scutum, and without strong posteriorly directed bristles behind eye; pronotum with distinct bristles.....**2**

2- Wing membrane either with microtrichia irregularly arranged and macrotrichia present or absent, or with microtrichia absent and macrotrichia abundant; Sc variable, ending in C or in R or ending free; R_4 present or absent; laterotergite haired or bare; ocelli variable in position, often far from eye margins.....**Sciophilinae *s.l.*.....3**

- Microtrichia always present and, especially near wing margin, arranged in more or less regular longitudinal lines; macrotrichia usually absent, at most a few present in anal area; Sc ending free or in R; R_4 absent; laterotergite haired; lateral ocelli touching eye margins...**Mycetophilinae** (Figs. 6, 12).....**27**

3- Fine tibial setae arranged in regular longitudinal rows; ocelli very close together near middle of frons; wing membrane without macrotrichia.....**Mycomyinae** (Figs. 3, 9).....**4**

- Fine tibial setae irregularly arranged; ocelli variable in position; lateral ocelli sometimes near eye margins; wing membrane with or without macrotrichia.....**6**

4- C not produced beyond the apex of R_5; Sc complete; sc-r present; R_4 present.....**5**

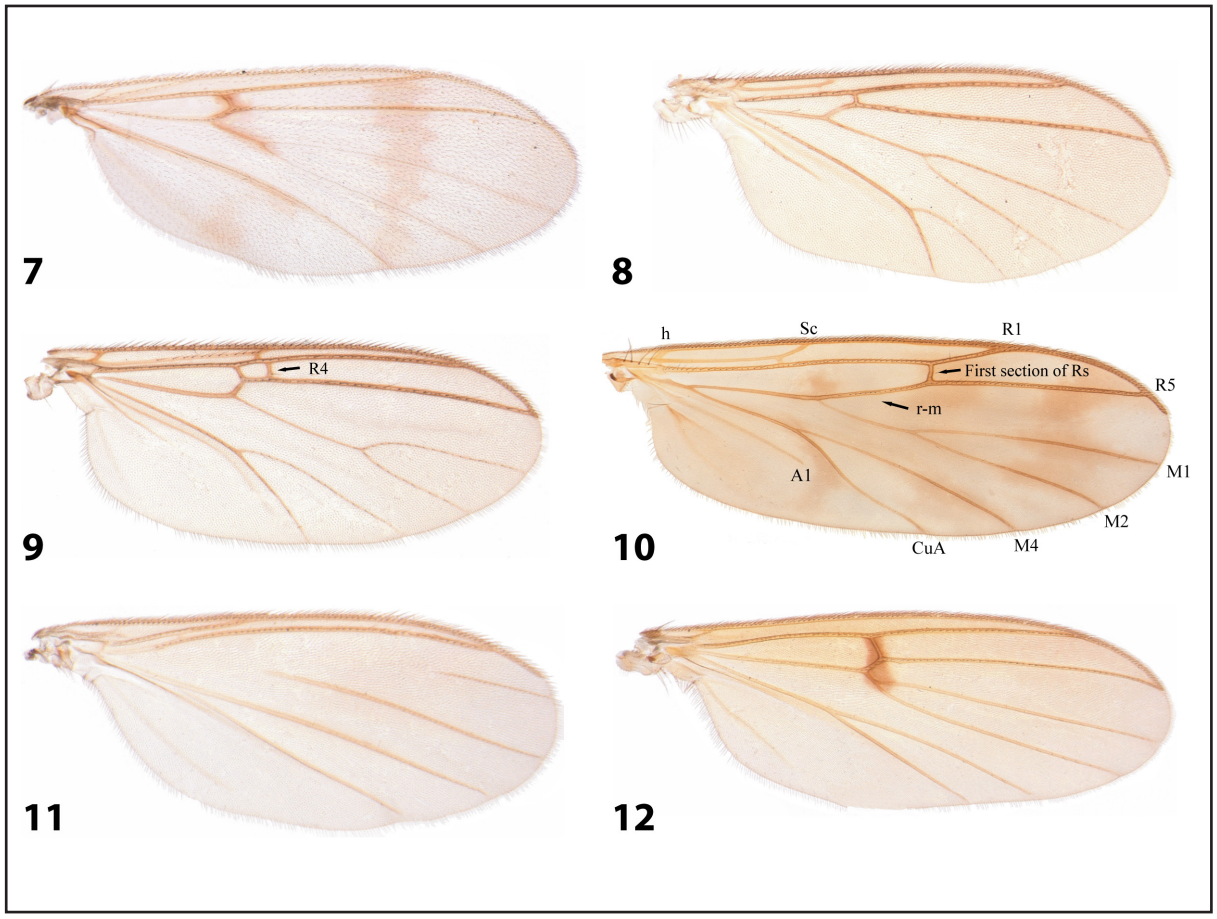
- C sometimes produced slightly beyond R_5; R_5 not reaching apex of wing; wing in most species with brown markings; a spurious longitudinal vein between R_5 and M_1.....***Neoempheria***

5- Mouthparts normal, small; anterior legs normal; tibiae often spineless, spur normal; scutellum with four long bristles; mediotergite usually bare, at the most with one pair of bristles; episternum III bare (Figs. 3, 9).....***Mycomya***

- Mouthparts large; anterior tibiae with short strong spines, spur broad and serrate; scutellum with two long bristles; mediotergite with at least three pairs of bristles; episternum II with a patch of hairs.....***Echinopodium***

6- Wing membrane with many distinct macrotrichia and usually also with microtrichia (Figs. 1, 7).....**Sciophilinae *s.s.*.....7**

- Wing membrane without macrotrichia or with at most a few near posterior margin.....**18**



Figs. 7-12. Male wings of the Mycetophilidae subfamilies. Material from the Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZUSP), Brazil. 7. Sciophilinae, *Cluzobra* sp. Brazil, State of Minas Gerais, Cabo Verde. 8. Gnoristinae, *Synapha* sp. Brazil, State of Santa Catarina, São Bento do Sul. 9. Mycomyinae, *Mycomya* sp. Brazil, State of Minas Gerais, Cabo Verde. 10. Leiinae, *Paraleia nubilipennis*. Argentina, Bariloche. 11. Manotinae, *Manota* sp. Brazil, State of Santa Catarina, São Bento do Sul. 12. Mycetophilinae, *Mycetophila* sp. Brazil, State of Santa Catarina, São Bento do Sul.

7- CuA unbranched.....**8**
- CuA branched, with anterior branch sometimes obsolete basally.....**9**
8- Sc ending before or opposite base of Rs; anepisternum haired above (Figs. 1, 7).....***Cluzobra***
- Sc ending well beyond level of base of Rs; anepisternum bare.....***Acnemia***
9- Median ocellus present (then lateral ocelli touching eye margin) or absent (then lateral ocelli apart from eye margin).....**10**
- Two ocelli present, touching eye margin.....***Eudicrana***
10- Base of posterior fork distinctly proximal to base of anterior fork; hind tibiae without distinct apical comb.....**11**
- Base of posterior fork distinctly distal to base of anterior fork or anterior fork missing.....**13**
11- Mediotergite hairy or bristly, at least towards its sides; laterotergite hairy. R_4 absent..12
- Mediotergite hairy. Laterotergite bare. R_4 present.....***Aneura***
12- Sc-r clearly beyond middle of sc; C not extending beyond R_5; apex of wing brown.....***Leptomorphus***
- Sc-r reaching C clearly before middle of Sc; C extending beyond R_5.....***Allocotocera***
13- Legs normal; anterior fork jointed at the base or absent; R_4 absent or present.....**14**
- Legs very long and slender; anterior fork broad, its branches curving wide apart at the base; Cu wavy the end; R_4 absent.....***Phthinia***
14- Anterior fork absent (M_{1+2} unforked); posterior fork incomplete; M_3 detached and present only as a short free vein of the wing margin; R_4 absent.....**15**
- Anterior fork present; posterior fork present or absent; R_4 present.....**16**
15- Stem of anterior fork incomplete; macrotrichia erect, more or less pointing towards base of wing.....***Neoaphelomera***
- Stem of anterior fork complete; macrotrichia clearly pointing towards apex of wing.....***Paratrizygia***
16- Stem of anterior fork shorter or absent. Subalar knob and anepisternite bare.....**17**
- Stem of anterior fork twice as long as r-m. Subalar knob and anepisternite hairy.....***Parvicellula***
17- Wings with macrotrichia very sparse on basal half; R_4 forming a variable cell rectangular; sc-r near apex of Sc.....***Stenophragma***
- Wings tickly clothed with macrotrichia all over; R4 forming a small cell rectangular; sc-r at least four times its own length from apex of Sc.....***Sciophila***
18- Fork of M longer than its petiole; R_1 long (Figs. 2, 8)…**Gnoristinae**.....**19**
- Fork of M subequal to its petiole; R_1 short (Figs. 4, 10).....**Leiinae**.....**22**
19- Base of posterior fork well beyond that of anterior fork.....**20**
- Base of posterior fork well beyond that of anterior fork.....*Coelosia*
20- Macrotrichia present at least in fork veins.....**21**
- Macrotrichia absent from Sc, anterior fork, posterior fork, and from A_1.....***Austrosynapha***
21- Posterior fork always before than anterior fork; Sc ending free or in C; R_4 present or absent; laterotergite hairy or bare.....***Dziedzickia***
- Posterior fork branching beyond or in the same line of the anterior fork; Sc ending in C; R_4 absent; laterotergite hairy (Figs. 2, 8).....***Synapha***
22- Sc distinctly ending in C; tibial bristles long and strong.....**23**
- Sc short, ending free or in R_1.....**25**
23- C not produced beyond R_5; laterotergite hairy.....**24**
- C produced beyond R_5; laterotergite bare (Figs. 4, 10).....***Paraleia***
24- Two ocelli present; M_4 detached at base; hind tibia with entire anterodorsal, dorsal and posterodorsal row of three or more strong bristles.....***Leiella***
- Three ocelli present, the median ocellus often small; M_4 entire or detached at base; hind tibia with anterodorsal and posterodorsal row of at least four bristles, with at most few shorter subdorsal bristles on apical fourth.....***Leia***
25- M_1, M_2 and M_4 complete; M_{1+2} present; CuA not strongly sinuate; A_1 not fused distally with CuA forming a close cell.....**26**
- M_1, M_2 and M_4 detached; M_{1+2} absent; CuA strongly sinuate; A_1 fused distally with CuA forming a close cell.....***Procycloneura***
26- Lateral ocelli separated from eye margins by more than their own diameter; R_4 absent. Laterotergite setose; hind coxa bare on basal two-thirds.....***Megophthalmidia***
- Lateral ocelli variable in position; R_4 absent or present; laterotergite bare; hind coxa with a row of long setose posterolateral hairs on at least apical three-quarters.....***Tetragoneura***
27- Anepisternum with bristles, if absent, then empodium well developed....Mycetophilini....**28**
- Anepisternum without bristles...**Exechiini**.....**33**
28- Anepimeron bare.....**29**
- Anepimeron with bristles.....**31**
29- Laterotergite bare.....***Pleurogymnus***
- Laterotergite with bristles.....**30**
30- Sc elongate, usually ending in R_1; posterior fork before, opposite, or very slightly beyond fork of M.....***Trichonta***
- Sc short, when elongate ending free; posterior fork well beyond anterior fork.....***Phronia***
31- CuA forked.....**32**
- CuA simple, not forked.....***Zygomyia***
32- M_4 slightly divergent from M_2 but parallel with or convergent toward CuA_1 (Figs. 6, 12).....***Mycetophila***
- M_4 parallel with M_2 but slightly divergent from CuA_1.....***Epicypta***
33- Base of cubital fork beyond that of the medial fork; all fork veins usually bare.....**34**
- Base of cubital fork before or at the same level than medial fork; fork veins variable.....**35**
33- Sc ending on C; cubital fork strongly displaced to the apex, sometimes base of M_4 incomplete; 2-4 strong proepisternal setae; gonostyle short or very long, more than twice length of gonocoxite.....***Boraceomyia***
- Sc more or less distinctly ending in R; cubital fork more or less slightly beyond medial fork, M_4 always complete; a single strong proepisternal setae, a second smaller seta sometimes present; gonostyle always short.....***Exechiopsis***

34- Medial fork and usually CuA with macrotrichia, at least toward tip.....***Synplasta***
- Fork veins bare.....***Brevicornu***

Literature cited

AMORIM, D.S. & E. RINDAL. 2007. Phylogeny of the Mycetophiliformia, with proposal of the subfamilies Heterotrichinae, Ohakuneinae, and Chiletrichinae for the Rangomaramidae (Diptera, Bibionomorpha). *Zootaxa* 1535: 1-92.

AMORIM, D.S. & M.R.S. PIRES. 1996. Neotropical biogeography and a method for maximum biodiversity estimation. *In*: Bicudo, C.E.M. & N.A. Menezes (eds.), *Biodiversity in Brazil, a first approach*. CNPq, São Paulo. vi + 326p.

AMORIM, D.S. & S.S. OLIVEIRA. 2008. Eleven new species of the genus *Cluzobra* Edwards (Diptera, Mycetophilidae, Sciophilinae) from the Atlantic Forest of Brazil. *Zootaxa* 1920: 1-28.

AMORIM, D.S. & V.C. SILVA. 2002. How far advanced was Diptera evolution in Pangaea? *Ann. Soc. Entomol. France* 38: 177-200.

AMORIM, D.S., V.C. SILVA & M.I.P.A. BALBI. 2002. Estado do conhecimento dos Diptera Neotropicais. *In*: C. Costa, S.A. Vanin, J.M. Lobo & A. Melic. (Orgs.), *Proyecto de Red Iberoamericana de Biogeografia y Entomología sistemática PrIBES 2002*. Zaragoza: Sociedad Entomológica Aragonesa, p. 29-36.

BACHMANN, A.O. 2009. Obituario, Dr. José Pedro Duret. *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 68 (3-4): 397.

DUTRA, T.L. & A. STRANZ. 2009. Biogeografia, evolução e ecologia da família Araucariaceae: o que mostra a paleontologia. *In*: Fonseca, C.R., Souza, A.F., Leal-Zanchet, A.M., Dutra, T., Backes, A. & G. Ganade (eds.), *Floresta com Araucária: Ecologia, conservação e desenvolvimento sustentável*. Holos Editora, Ribeirão Preto.

EDWARDS, F.W. 1925. British fungus-gnats, with a generic classification of the family. *Trans. Entomol. Soc. London* 1924: 505-670, 13 pls.

EVENHUIS, N.L. 1994. *Catalogue of the fossil flies of the world (Insecta: Diptera)*. Backhuys, Leiden. 600 pp.

EVENHUIS, N.L., T. PAPE, A.C. PONT & F.C. THOMPSON. 2007. Biosystematic Database of World Diptera, Version 10. Available at http://www.diptera.org/biosys.htm, accessed May 10, 2007

HENNIG, W. 1973. Diptera (Zweiflügler). *Handb. Zool.* 4(2): 1-337.

HUTSON, A.M., D.M. ACKLAND & L.N. KIDD. 1980. Mycetophilidae (Bolitophilinae, Ditomyiinae, Diadocidiinae, Keroplatinae, Sciophilinae and Manotinae), Diptera, Nematocera. *Handbooks for the identifications of British insects. Vol. 9, Part 3*. Royal Entomological Society of London.

JAKOVLEV, J., J. KJÆRANDSEN & B. VIKLUND. 2008. Fungus gnats (Diptera: Bolitophilidae, Diadocidiidae, Ditomyiidae, Keroplatidae & Mycetophilidae) from Tyresta National Park and Nature Reserve in Sweden. *Sahlbergia* 14: 29-52.

LYNCH ARRIBÁLZAGA, F. 1890a. Dipterologia Argentina: Mycetophilidae. *Bol. Acad. Nac.Cienc., Córdoba* 12: 377-436, 2 pls.

LYNCH ARRIBÁLZAGA, F. 1890b. Dipterologia Argentina, complemento o los Mycetophilidae (adiciones). *Bol. Acad. Nac. Cienc., Córdoba* 12: 471-480.

LYNCH ARRIBÁLZAGA, F. 1890c. Dipterologia Argentina. *Rev. Mus. La Plata* 1: 346-377; 2: 133-174, pls.

LYNCH ARRIBÁLZAGA, F. 1891. Dipterologia Argentina (Syrphidae). *An. Soc.Cient. Argent*. 32: 80, 99, 118, 131, 194, 202, 247, 256, 307, 313.

LYNCH ARRIBÁLZAGA, F. 1892a. Dipterologia Argentina (Syrphidae). *An. Soc.Cient. Argent*. 33: 51, 59, 111, 122, 188, 200, 236, 254; 34: 33, 46, 173, 192, 241, 280.

LYNCH ARRIBÁLZAGA, F. 1892b. Dipterologia Argentina (Chironomidae). Dipterologia Argentina: Mycetophilidae. *Bol. Acad. Nac. Cienc., Córdoba* 13: 211, 258.

MATILE, L. 1990. Recherches sur la systématique et l'évolution des Keroplatidae (Diptera, Mycetophiloidea). *Mém. Mus. Natl. Hist. Nat*. 148: 1-682.

ØKLAND, B. 1994. Mycetophilidae (Diptera), an insect group vulnerable to forestry practices? A comparison of clearcut, managed and semi-natural spruce forests in southern Norway. *Biodiv. Conserv.* 3: 68-85.

ØKLAND, B. 1996. Unlogged forests: Important sites for preserving the diversity of mycetophilids (Diptera: Sciaroidea). *Biol. Conserv.* 76: 297-310.

ØKLAND, B., F. GOTMARK, B. NORDEN, N. FRANC, O. KURINA & A. POLEVOI. 2005. Regional diversity of mycetophilids (Diptera: Sciaroidea) in Scandinavian oak-dominated forests. *Biol. Conserv.* 121: 9-20.

OLIVEIRA S.S. & D.S. AMORIM. In preparation. *Catalogue of the Mycetophilidae of the Neotropical region*.

PAPAVERO, N. 1973. *Essays on the history of Neotropical dipterology, with special reference to the collectors (1750-1905). Vol. II*. Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, São Paulo, 446 p.

PAPAVERO, N. 1978. Mycetophilidae. *In*: Papavero, N. (ed.), *A catalogue of the Diptera of the Americas south of the United States*. Museu de Zoologia, Secretaria da Agricultura do Estado de São Paulo.

RINDAL, E. & G.E.E. SØLI. 2006. Phylogeny of the subfamily Mycetophilinae (Diptera: Mycetophilidae). *Zootaxa* 1302: 43-59.

RINDAL, E., G.E.E. SØLI, J. KJAERANDSEN & L. BACHMANN. 2007. Molecular phylogeny of the fungus gnat tribe Exechiini (Mycetophilidae, Diptera). *Zool. Scripta* 36: 327-335.

RINDAL, E., G.E.E. SØLI & L. BACHMANN. 2009a. Molecular phylogeny of the fungus gnat family Mycetophilidae (Diptera, Mycetophiliformia). *Syst. Entomol.* 34: 524-532.

RINDAL, E., G.E.E. SØLI & L. BACHMANN. 2009b. On the systematic of the fungus gnat subfamily Mycetophilinae (Diptera): a combined morphological and molecular approach. *J. Zool. Syst. Evol. Res.* 47(3): 227-233.

SØLI, G.E.E. 1997. The adult morphology of Mycetophilidae (s. str.), with a tentative phylogeny of the family (Diptera, Sciaroidea). *Entomol. Scand.* (Suppl.) 50: 5-55.

SØLI, G.E.E., J.R. VOCKEROTH & L. MATILE. 2000. Families of Sciaroidea. *In*: L. Papp & B. Darvas (eds.), *Contributions to a Manual of Palaeartic Diptera* Appendix (pp. 49-92). Science Herald, Budapest.

TONNOIR, A.L. & F.E. EDWARDS. 1927. New Zealand fungus gnats (Diptera, Mycetophilidae). *Trans. N. Z. Inst*. 57: 747-878, pls. 58-80.

TOZONI, S.H.S. 1998. *Sistemática filogenética dos Mycetophilidae (Diptera: Bibionomorpha)*. Tese de Doutoramento. Universidade Federal do Paraná, Curitiba. 124 pp.

TUOMIKOSKI, R. 1966. Generic taxonomy of the Exechiini (Dipt., Mycetophillidae). *Ann. Entomol. Fenn.* 32: 159-194.

VÄISÄNEN, R. 1984. A monograph of the genus Mycomyia Rondani in the Holarctic region (Diptera, Mycetophilidae). *Acta Zool. Fenn.* 177: 1-346.

VOCKEROTH, J.R. 1981. Mycetophilidae. *In*: McAlpine, J.F., Peterson, B.V., Shewell, G.E., Teskey, H.J., Vockeroth, J.R. & Wood, D.M. (eds.), *Manual of Nearctic Diptera, Vol. 1*, 223-246. Research Branch Agriculture Canada. Monograph 27. Ottawa, Ontario.

VOCKEROTH, J.R. 2009. Mycetophilidae. *In*: Brown, B., Borkent, A., Cumming, J.M., Wood, D.M., Woodley, N.E. & Zumbado, M.A. (eds.), *Manual of Central American Diptera, Vol. 1*, 267-278. NRC Research Press, Ottawa.

WOOD, D.M. & A. BORKENT. 1989. Phylogeny and classification of the Nematocera. *In*: McAlpine, J.F., Peterson, B.V.,

Shewell, G.E., Teskey, H.J., Vockeroth, J.R. & Wood, D.M. (eds.), *Manual of Nearctic Diptera, Vol. 3*, 1333-1370. Research Branch Agriculture Canada. Monograph 27. Ottawa, Ontario.

Appendix 1. List of the species of Mycetophilidae from Argentina.

Sciophilinae Rondani

Acnemia funerea Freeman. Argentina (R.N.).
Allocotocera flavicoxa Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Osorno, Llanquihue, Chiloé).
Allocotocera nigricoxa Freeman. Argentina (R.N., T.F.), Chile (Llanquihue).
Aneura basalis Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Chiloé).
Aneura longistila Freeman. Argentina (R.N., T.F.), Chile (Chiloé, Ñuble, Llanquihue).
Aneura neuquina Duret. Argentina (Nq.).
Cluzobra binocellaris (Edwards). Paraguay, Brazil (São Paulo, Paraná, Santa Catarina), Argentina (Cs.).
Cluzobra dureti Matile. Argentina (Tuc.).
Cluzobra fascipennis Edwards. Brazil (Santa Catarina), Argentina (Mnes.).
Cluzobra fuscipennis Edwards. Brazil (São Paulo, Paraná, Santa Catarina), Argentina (Mnes.).
Cluzobra plaumanni Edwards. Brazil (Santa Catarina), Argentina (Tuc.).
Cluzobra stangei Matile. Argentina (Tuc.)
Eudicrana basinerva Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Llanquihue).
Leptomorphus neivai Edwards. Brazil (Santa Catarina), Argentina (Mnes.).
Neoaphelomera armata (Freeman). Argentina (R.N.).
Neoaphelomera cristata (Freeman). Argentina (R.N., T.F.), Chile (Ñuble, Llanquihue).
Neoaphelomera inermis (Freeman). Argentina (R.N.).
Paratrizygia infuscata Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Llanquihue).
Paratrizygia setifera Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Llanquihue, Chiloé).
Parvicellula flabellifera Freeman. Argentina(R.N.).
Parvicellula producta Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Llanquihue).
Phthinia flagellata Freeman. Argentina (R.N.).
Sciophila cincticornis Edwards. Brazil (Santa Catarina), Argentina (Mnes.).
Stenophragma argentina Duret. Argentina (Nq.).
Stenophragma longifurcata Freeman. Argentina (R.N., Nq.).
Stenophragma naumanni Duret. Argentina (Nq.).
Stenophragma obscura Duret. Argentina (Nq.), Chile (Ñuble).
Stenophragma ochracea Freeman. Argentina (R.N., Nq.), Chile (Ñuble).

Unplaced Sciophilinae

paranensis (Lynch Arribálzaga) (*Lasiosoma*). Argentina (E.R., Bs.As.).

Gnoristinae Edwards

Austrosynapha argentiniensis Duret. Argentina (Nq.).
Austrosynapha bejaranoi Duret. Argentina (Nq.).
Austrosynapha bidentata Duret. Argentina (Nq.).
Austrosynapha dentata Freeman. Argentina (R.N., Nq.).
Austrosynapha erecta Duret. Argentina (Nq.).
Austrosynapha filicauda (Edwards). Paraguay, Argentina (Tuc.).
Austrosynapha forcipata Freeman. Argentina (R.N., Nq.), Chile (Curicó, Malleco, Ñuble, Chiloé, Llanquihue, Magallanes).
Austrosynapha ibarrai Duret. Argentina (Nq.), Chile (Chiloé).
Austrosynapha lamellata Freeman. Argentina (R.N., Nq.), Chile (Chiloé, Llanquihue).
Austrosynapha martinezi Duret. Argentina (Nq.), Chile (Chiloé, Cautin, Malleco, Curicó, Aysén, Magallanes).
Austrosynapha naumanni Duret. Argentina (Nq.), Chile (Chiloé, Aysén, Cautín).
Austrosynapha neuquina Duret. Argentina (Nq.), Chile (Curicó, Malleco).
Austrosynapha proseni Duret. Argentina (Nq.).
Austrosynapha pseudoreducta Duret. Argentina (Nq.), Chile (Talca, Cautín, Los Coigües, Chiloé, Curicó, Aysén, Malleco, Ñuble, Osorno, Llanquihue, Magallanes).
Austrosynapha quadrisetosa Freeman. Argentina (R.N., Nq., T.F.), Chile (Talca, Malleco, Aysén).
Austrosynapha reducta Freeman. Argentina (R.N., Nq., Chu.), Chile (Ñuble, Llanquihue, Chiloé).
Austrosynapha schajovskoyi Duret. Argentina (Nq.), Chile (Valdivia, Malleco, Llanquihue).
Austrosynapha spinata Lane. Brazil (São Paulo, Santa Catarina), Argentina (Mnes.).
Austrosynapha spinifera Freeman. Argentina (R.N., Nq.), Chile (Neuquén, Curicó, Aysén, Ñuble, Chiloé, Osorno).
Austrosynapha truncata Freeman. Argentina (R.N., Nq.), Chile (Biobío, Ñuble, Aysén, Chiloé, Malleco).
Austrosynapha unguiculata Freeman. Argentina (R.N., Nq.), Chile (Llanquihue, Chiloé, Aysén, Cautín, Malleco).
Austrosynapha yivoffi Duret. Argentina (Nq.), Chile (Talca, Malleco).
Coelosia flavithorax Freeman. Argentina (R.N., Nq.).
Coelosia sp. Freeman. Argentina (R.N.).
Dziedzickia armata Freeman. Argentina (R.N., Nq., Chu., T.F.), Chile (Ñuble, Curicó, Llanquihue, Aysén, Malleco, Cautín).
Dziedzickia funerea Freeman. Argentina (R.N., Nq.), Chile (Ñuble, Curicó).
Dziedzickia hypsipile Lane. Brazil (São Paulo), Argentina (Mnes.).
Dziedzickia medea Lane. Brazil (Paraíba, Pernambuco, Mato Grosso, Minas Gerais, Rio de Janeiro, Goiás, São Paulo, Santa Catarina), Argentina (Mnes.).
Dziedzickia pseudoarmata Duret. Argentina (Nq.), Chile (Ñuble, Llanquihue, Osorno, Chiloé, Aysén).
Synapha flavipalpis Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Llanquihue).
Synapha fumipennis Freeman. Argentina (R.N., Chu., T.F.), Chile (Llanquihue, Chiloé).
Synapha funerea Freeman. Argentina (R.N., Chu., T.F.), Chile (Llanquihue, Chiloé).
Synapha morenoi Lane. Argentina (R.N.).

Mycomyinae Edwards

Echinopodium araucanum Duret. Argentina (Nq.), Chile (Chiloé, Llanquihue, Aysén, Malleco, Osorno, Valdivia, Arauco, Cautín).
Echinopodium argentiniensis Duret. Argentina (Nq.).
Echinopodium bejaranoi Duret. Argentina (Nq.), Chile (Ñuble).
Echinopodium bifurcatum Duret. Argentina (Nq.), Chile (Aysén, Osorno).
Echinopodium chiloense Coher. Argentina (R.N.), Chile (Chiloé, Magallanes).
Echinopodium coheri Duret. Argentina (Nq.), Chile (Aysén, Malleco, Llanquihue, Chiloé).
Echinopodium curvispina Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Aysén, Llanquihue, Chiloé).
Echinopodium digitalis Freeman. Argentina (R.N., Nq.), Chile (Llanquihue, Chiloé).
Echinopodium flagellatum Freeman. Argentina (R.N., Nq.), Chile (Aysén, Malleco, Llanquihue, Chiloé).
Echinopodium freemani Duret. Argentina (Nq.), Chile (Aysén, Malleco, Cautín).
Echinopodium gentili Duret. Argentina (Nq.), Chile (Chiloé).
Echinopodium lanei Duret. Argentina (Nq.), Chile (Aysén).
Echinopodium minor Duret. Argentina (Nq.), Chile (Aysén).
Echinopodium neuquense Duret. Argentina (Nq.).
Echinopodium nigrescens Duret. Argentina (Nq.), Chile (Chiloé, Magallanes).

Echinopodium nigricoxa Freeman. Argentina (R.N., Nq., Chu., T.F.), Chile (Malleco, Ñuble, Curicó, Cautín, Aysén, Llanquihue, Chiloé, Magallanes).
Echinopodium pucaraense Duret. Argentina (Nq.), Chile (Chiloé, Aysén, Malleco, Osorno).
Echinopodium rionegrense Coher. Argentina (R.N.), Chile (Aysén, Linares, Malleco, Curicó, Ñuble, Chiloé, Magallanes).
Echinopodium sergioi Duret. Argentina (Nq.), Chile (Aysén, Chiloé).
Echinopodium spinosum Duret. Argentina (Nq.), Chile (Chiloé, Aysén).
Echinopodium stonei Duret. Argentina (Nq.), Chile (Chiloé, Malleco, Osorno, Ñuble, Llanquihue).
Echinopodium striatum Duret. Argentina (Nq.).
Mycomya ansata Freeman. Argentina (R.N.).
Mycomya basinerva Freeman. Argentina (R.N., T.F.).
Mycomya bifida Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Llanquihue).
Mycomya chilensis (Blanchard). Argentina (R.N.), Chile (Coquimbo, Valparaiso, Ñuble, Biobío, Malleco, Osorno, Llanquihue, Chiloé).
Mycomya clavata (Lynch Arribálzaga). Argentina (Sal.).
Mycomya coxalis Freeman. Argentina (R.N., T.F.).
Mycomya cylindrica Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Ñuble, Osorno, Llanquihue).
Mycomya divisa Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Ñuble, Biobío, Osorno, Llanquihue, Chiloé).
Mycomya falcifera Freeman. Argentina (R.N.).
Mycomya flavescens Freeman. Argentina (R.N.).
Mycomya forcipata Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Ñuble).
Mycomya hamadryas Coher. Brazil (Goiás, São Paulo), Argentina (Sal.).
Mycomya inermis Freeman. Argentina (R.N., T.F.), Chile (Llanquihue, Chiloé).
Mycomya infirma (Lynch Arribálzaga). Argentina (Bs. As.).
Mycomya irene Coher. Brazil (São Paulo), Argentina (Sal.).
Mycomya lamellata Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Chiloé).
Mycomya longistila Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Llanquihue, Chiloé).
Mycomya ochracea Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Valparaíso, Ñuble, Biobío, Llanquihue, Chiloé).
Mycomya pectinata Freeman. Argentina (R.N., T.F.).
Mycomya portoblest Coher. Argentina (R.N.).
Mycomya simillima Freeman. Argentina (R.N.).
Mycomya subfusca Freeman. Argentina (R.N., T.F.), Chile (Llanquihue).
Mycomya taurus Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Biobío, Llanquihue).
Mycomya valdiviana (Philippi). Argentina (R.N.), Chile (Llanquihue, Chiloé).
Neoempheria bidentata Coher. Argentina (Sal.).
Neoempheria bifida Coher. Argentina (Sal.).
Neoempheria faceta Coher. Argentina (Sal.).
Neoempheria fallax Coher. Brazil (São Paulo), Argentina (Ju.).
Neoempheria formosensis (Lynch Arribálzaga). Argentina (Cha.).
Neoempheria horrens Coher. Argentina (Sal.).
Neoempheria larifuga Coher. Peru (Loreto), Argentina (Sal.).
Neoempheria longiseta Coher. Brazil (São Paulo), Argentina (Sal.).
Neoempheria varipennis (Lynch Arribálzaga). Argentina (Mnes.).

Leiinae Edwards
Leia aczeli Lane. Argentina (Tuc.).
Leia apinagei Lane. Brazil (São Paulo), Argentina (Mnes.).
Leia bipartita (Lynch Arribálzaga). Argentina (Bs.As.).
Leia diversipes Edwards. Bolivia (La Paz), Argentina (Sal.).
Leia falculata Edwards. Brazil (São Paulo, Paraná), Argentina (Bs.As.).
Leia flavoscutellata (Lynch Arribálzaga). Brasil (Minas Gerais, São Paulo), Paraguay (La Cordillera), Argentina (Bs.As.).
Leia truncatovenosa Enderlein. Brazil (Santa Catarina), Argentina (Sal.).
Leiella arnaudi Lane. Chile (Osorno), Argentina (R.N.).
Leiella distincta Freeman. Argentina (R.N., T.F.).
Leiella ochreocalcar Enderlein. Brazil (Santa Catarina), Argentina (Cha., Sal., Tuc.).
Megophthalmidia nigra Freeman. Argentina (R.N.).
Paraleia antarctica (Bigot). Argentina (R.N., T.F.).
Paraleia castanea Freeman. Argentina (R.N., T.F.).
Paraleia cinerea Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Llanquihue).
Paraleia falcigera Freeman. Argentina (R.N.).
Paraleia funerea Freeman. Argentina (R.N.).
Paraleia nubilipennis (Walker). Argentina (S.C., Chu., T.F.), Chile (Osorno, Magallanes; Juan Fernández Is.).
Paraleia sp. Freeman. Argentina (R.N.).
Procycloneura furcata Freeman. Argentina (Tuc., R.N.).
Procycloneura paranensis Edwards. Brazil (Paraná), Argentina (Mnes.).
Procycloneura similis Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Llanquihue, Osorno).
Tetragoneura araucana Duret. Argentina (Nq.).
Tetragoneura ardeiceps Freeman. Argentina (R.N., Chu., T.F.), Chile (Malleco).
Tetragoneura argentina Duret. Argentina (Nq.), Chile (Malleco).
Tetragoneura bachmanni Duret. Argentina (Nq.), Chile (Malleco, Osorno, Ñuble, Llanquihue).
Tetragoneura bejaranoi Duret. Argentina (Nq.), Chile (Osorno, Ñuble, Llanquihue).
Tetragoneura bifida Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Malleco, Osorno, Llanquihue).
Tetragoneura borgmeiri Edwards. Brazil (Rio de Janeiro, São Paulo), Argentina (Cs.).
Tetragoneura correntina Duret. Paraguay (Caaguazú), Argentina (Cs.).
Tetragoneura dentata Freeman. Argentina (R.N.).
Tetragoneura derunei Lane. Brazil (São Paulo), Argentina (Tuc.).
Tetragoneura flavicincta Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Llanquihue, Malleco, Osorno).
Tetragoneura freemani Duret. Argentina (Nq.).
Tetragoneura galea Freeman. Argentina (R.N., Nq.), Chile (Malleco, Osorno, Llanquihue, Ñuble).
Tetragoneura golbachi Duret. Argentina (Tuc.).
Tetragoneura hepperi Duret. Argentina (Nq.).
Tetragoneura indecisa Duret. Argentina (Nq., T.F.), Chile (Malleco).
Tetragoneura naumanni Duret. Argentina (Nq.).
Tetragoneura neuquina Duret. Argentina (Nq.).
Tetragoneura nigripalpis Freeman. Argentina (R.N.).
Tetragoneura patagonica Duret. Argentina (Nq.).
Tetragoneura pectinata Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Malleco, Osorno, Llanquihue).
Tetragoneura pollux Freeman. Argentina (T.F.), Chile (Llanquihue).
Tetragoneura sergioi Duret. Argentina (Nq.), Chile (Maule, Osorno).
Tetragoneura simillima Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Malleco, Llanquihue).
Tetragoneura simplicipes Freeman. Argentina (R.N., T.F.), Chile (Osorno, Llanquihue).
Tetragoneura sinuata Freeman. Argentina (R.N., Nq., T.F.), Chile (Malleco, Osorno, Llanquihue, Chiloé).
Tetragoneura tibialis Freeman. Argentina (R.N., Chu., T.F.), Chile (Biobío).
Tetragoneura vianai Duret. Argentina (Nq.), Chile (Osorno, Llanquihue).
Tetragoneura willinki Duret. Argentina (Tuc.).

Mycetophilinae Newman
Exechiini Edwards
Boraceomyia goianensisi (Lane). Brazil (Goiás, São Paulo), Argentina (Sal.).
Brevicornu argentiniensis (Lane). Argentina (Tuc.).
Brevicornu complexum (Lane). Brazil (São Paulo), Argentina (S.C., Cs., Mnes.).

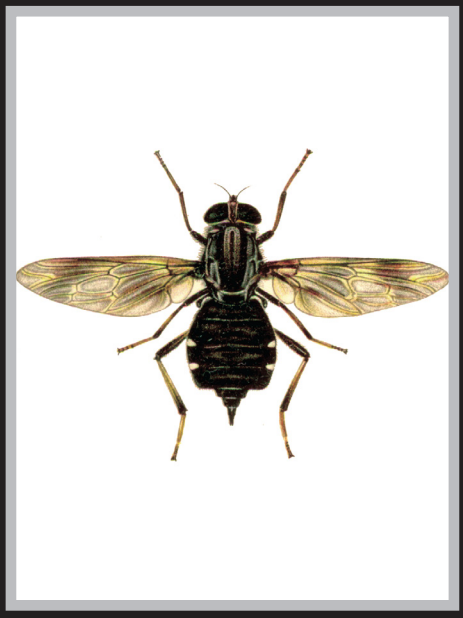
Exechiopsis (Xenexechia) bifida (Freeman). Argentina (R.N.), Chile (Llanquihue).
Exechiopsis (Xenexechia) brevifurcata (Freeman). Argentina (R.N.), Chile (Llanquihue, Valparaiso).
Exechiopsis (Xenexechia) funerea (Freeman). Argentina (R.N.).
Exechiopsis (Xenexechia) setigera (Freeman). Argentina (R.N.).
Synplasta cinerea (Freeman). Argentina (R.N.), Chile (Ñuble, Llanquihue).

Mycetophilini Newman
Epicypta (Epicypta) aczeli Lane. Brazil (Goiás, São Paulo), Argentina (Cs., Sal., Cha., Tuc.).
Epicypta (Epicypta) brasiliana (Edwards). Brazil (Goiás, Rio de Janeiro, São Paulo, Santa Catarina), Argentina (Sal.).
Epicypta (Epicypta) goianensis (Lane). Brazil (Goiás), Argentina (Mnes.).
Mycetophila (Abmyceta) acarisi Lane. Argentina (Tuc.).
Mycetophila (Abmyceta) andiensis Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila (Abmyceta) argentina Lane. Argentina (S.C., T.F.).
Mycetophila (Abmyceta) axeli Duret. Argentina (Nq.), Chile (Malleco, Ñuble, Magallanes).
Mycetophila (Abmyceta) borgmeieri Edwards. Brazil (São Paulo, Paraná), Argentina (Cm., Tuc.).
Mycetophila (Abmyceta) bridgesi Lane. Argentina (T.F.).
Mycetophila (Abmyceta)) anicula Freeman. Argentina (R.N., S.C.), Chile (Biobío).
Mycetophila (Abmyceta) clarovittata Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Biobío, Ñuble, Llanquihue).
Mycetophila (Abmyceta) clavigera Freeman. Argentina (Nq., S.C., R.N., Chu., T.F.), Chile (Malleco, Osorno, Biobío, Ñuble, Llanquihue, Magallanes).
Mycetophila (Abmyceta) conifera Freeman. Argentina (Nq., R.N., T.F.), Chile (Malleco, Santiago, Osorno, Ñuble, Llanquihue, Magallanes).
Mycetophila (Abmyceta) constricta Freeman. Argentina (S.C., R.N., T.F.), Chile (Ñuble, Llanquihue).
Mycetophila (Abmyceta) cordillerana Duret. Argentina (Nq.), Chile (Malleco).
Mycetophila (Abmyceta) decarloi Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila (Abmyceta) desantisi Duret. Argentina (T.F.).
Mycetophila (Abmyceta) dichaeta Freeman. Argentina (Tuc., R.N.), Chile (Ñuble, Biobío).
Mycetophila (Abmyceta) distincta Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Ñuble, Llanquihue).
Mycetophila (Abmyceta) dollylanfrancoae Duret. Argentina (Nq.), Chile (Osorno).
Mycetophila (Abmyceta) erecta Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila (Abmyceta) flavolunata Freeman. Argentina (S.C., R.N.), Chile (Biobío, Llanquihue).
Mycetophila (Abmyceta) flexiseta Freeman. Argentina (R.N., T.F.), Chile (Ñuble).
Mycetophila (Abmyceta) funerea Freeman. Argentina (R.N., Nq., T.F.), Chile (Malleco, Osorno, Ñuble, Llanquihue, Chillán, Magallanes).
Mycetophila (Abmyceta) golbachi Lane. Argentina (Tuc., T.F.), Chile (Osorno).
Mycetophila (Abmyceta) gradata Freeman. Argentina (R.N., T.F.).
Mycetophila (Abmyceta) indecisa Duret. Argentina (Nq.), Chile (Malleco, Magallanes, Isla Navarino).
Mycetophila (Abmyceta) lacuna Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Biobío, Ñuble, Llanquihue, Magallanes).
Mycetophila (Abmyceta) laninae Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila (Abmyceta) lativitta Freeman. Argentina (R.N., T.F.).
Mycetophila (Abmyceta) margaritae Duret. Argentina (Nq.), Chile (Llanquihue).
Mycetophila (Abmyceta) nahuelhuapi Duret. Argentina (Nq.), Chile (Magallanes).
Mycetophila (Abmyceta) naumanni Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila (Abmyceta) neoconifera Duret. Argentina (Nq.), Chile (Chiloé, Malleco, Osorno, Llanquihue, Magallanes).
Mycetophila (Abmyceta) neoconstricta Duret. Argentina (Nq.), Chile (Malleco, Magallanes).
Mycetophila (Abmyceta) neofunerea Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila (Abmyceta) neuquinensis Duret. Argentina (Nq.), Chile (Llanquihue).
Mycetophila (Abmyceta) parafunerea Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila (Abmyceta) paranotata Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Ñuble, Chillán, Llanquihue).
Mycetophila (Abmyceta) parapicalis Freeman. Argentina (R.N.).
Mycetophila (Abmyceta) paratehuelchesi Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila (Abmyceta) parawillineri Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila (Abmyceta) patagonesi Lane. Argentina (Tuc.).
Mycetophila (Abmyceta) pectinata Freeman. Argentina (R.N.).
Mycetophila (Abmyceta) pellucida Freeman. Argentina (R.N., T.F.), Chile (Valparaiso to Magallanes).
Mycetophila (Abmyceta) peniculata Freeman. Argentina (R.N., T.F.).
Mycetophila (Abmyceta) pirapesi Lane. Argentina (S.C., T.F.).
Mycetophila (Abmyceta) pseudoclavigera Duret. Argentina (Nq.), Chile (Cautín, Malleco, Ñuble, Magallanes).
Mycetophila (Abmyceta) pseudoconifera Duret. Argentina (Nq.), Chile (Malleco).
Mycetophila (Abmyceta) pseudofunerea Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila (Abmyceta) pseudopenai Duret. Argentina (Nq.), Chile (Malleco).
Mycetophila (Abmyceta) pucarani Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila (Abmyceta) sinuata Freeman. Argentina (R.N., T.F.).
Mycetophila (Abmyceta) solita Freeman. Argentina (R.N., T.F.).
Mycetophila (Abmyceta) spinosa Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Biobío, Ñuble, Llanquihue).
Mycetophila (Abmyceta) subbrunnea Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Osorno).
Mycetophila (Abmyceta) subfunerea Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila (Abmyceta) subrecta Freeman. Argentina (Tuc., R.N.), Chile (Chiloé).
Mycetophila (Abmyceta) subvittata Freeman. Argentina (R.N.).
Mycetophila (Abmyceta) tapuiai Lane. Argentina (Tuc.).
Mycetophila (Abmyceta) triappendiculata Duret. Argentina (Nq.), Chile (Malleco, Magallanes).
Mycetophila (Abmyceta) triordinata Freeman. Argentina (R.N.).
Mycetophila (Abmyceta) tucumana Lane. Argentina (Tuc., T.F.), Chile (Ñuble).
Mycetophila (Abmyceta) verberifera Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Osorno).
Mycetophila (Abmyceta) willinki Duret. Argentina (Nq.), Chile (Malleco).
Mycetophila (*Mycetophila*) *amplipennis* Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Llanquihue).
Mycetophila (*Mycetophila*) *basalis* Freeman. Argentina (Tuc., S.C., R.N.).
Mycetophila (*Mycetophila*) *bertae* Duret. Argentina (Nq.), Chile (Malleco, Osorno, Chiloé, Magallanes).
Mycetophila (*Mycetophila*) *bifida* Freeman. Argentina (R.N., T.F.), Chile (Llanquihue).
Mycetophila (*Mycetophila*) *bisetosa* Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Llanquihue, Chiloé).
Mycetophila (*Mycetophila*) *brachyptera* Duret. Argentina (Nq.), Chile (Colchagua, Ñuble, Concepción, Malleco, Cautín, Magallanes).
Mycetophila (*Mycetophila*) *brevifurcata* Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Llanquihue).
Mycetophila (*Mycetophila*) *brunnescens* Freeman. Argentina (R.N., T.F.), Chile (Ñuble, Llanquihue, Chiloé).
Mycetophila (*Mycetophila*) *conjuncta* Freeman. Argentina (R.N., T.F.), Chile (Ñuble, Llanquihue, Chiloé).
Mycetophila (*Mycetophila*) *fuscecens* Freeman. Argentina (R.N., T.F.), Chile (Osorno, Llanquihue).
Mycetophila (*Mycetophila*) *guanasi* Lane. Argentina (Tuc.).
Mycetophila (*Mycetophila*) *illita* Freeman. Argentina (R.N.).
Mycetophila (*Mycetophila*) *multiplex* Freeman. Argentina (Tuc., R.N.).

Mycetophila (*Mycetophila*) *nervitacta* Freeman. Argentina (R.N., T.F.).
Mycetophila (*Mycetophila*) *paracapitata* Duret. Argentina (Nq.), Chile (Talca, Malleco, Biobío, Osorno, Ñuble, Magallanes).
Mycetophila (*Mycetophila*) *picea* Freeman. Argentina (R.N., T.F.), Chile (Osorno).
Mycetophila (*Mycetophila*) *spinipes* Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Angol).
Mycetophila (*Mycetophila*) *subcapitata* Freeman. Argentina (Nq., R.N., T.F.), Chile (Valparaiso, Santiago, Malleco, Ñuble, Osorno, Llanquihue, Chiloé, Magallanes).
Mycetophila (*Mycetophila*) *triangulifera* Freeman. Argentina (R.N., T.F.).
Mycetophila (Oromyceta) saltanensis Lane. Argentina (Sal.).
Mycetophila (Oromyceta) wygodzinsky (Lane). Brazil (Rio de Janeiro, Santa Catarina), Argentina (Sal.).

Unplaced and unrecognized species of
Mycetophila arribalzagai Duret. Argentina (Nq.), Chile (Osorno).
Mycetophila avicularia Freeman. Argentina (R.N.).
Mycetophila bifila Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Llanquihue, Chiloé).
Mycetophila biflagellata Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila biformis Duret. Argentina (T.F.), Chile (Magallanes).
Mycetophila bruchi Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila breyeri Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila chlorochroa Freeman. Argentina (R.N.).
Mycetophila chubutensis Duret. Argentina (Chu.).
Mycetophila cornuta Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Llanquihue).
Mycetophila delgadoi Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila digitalis Freeman. Argentina (R.N.).
Mycetophila fagnanoensis Duret. Argentina (T.F.).
Mycetophila flabellifera Freeman. Argentina (R.N.).
Mycetophila flavithorax Freeman. Argentina (Nq.), Chile (Osorno, Ñuble, Llanquihue, Chiloé).
Mycetophila garciai Duret. Argentina (?), Chile (Malleco).
Mycetophila insecta Freeman. Argentina (R.N.).
Mycetophila leonyivoffi Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila lonquimayensis Duret. Argentina (Nq.), Chile (Malleco).
Mycetophila lorigera Freeman. Argentina (R.N.).
Mycetophila neoflavithorax Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila nahuelbutaensis Duret. Argentina (Nq.), Chile (Chiloé, Malleco, Ñuble, Magallanes).
Mycetophila neolorigera Duret. Argentina (Nq.), Chile (Malleco, Ñuble).
Mycetophila neuquina Duret. Argentina (Nq.), Chile (Ñuble, Malleco).
Mycetophila nigrescens Freeman. Argentina (R.N.).
Mycetophila olivae Duret. Argentina (Nq.), Chile (Osorno).
Mycetophila ordiniseta Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Llanquihue).
Mycetophila paraordiniseta Duret. Argentina (Nq.), Chile (Magallanes).
Mycetophila paraunicornuta Duret. Argentina (Nq.), Chile (Ñuble, Magallanes).
Mycetophila patagoniensis Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila penai Duret. Argentina (Nq.), Chile (Ñuble, Malleco, Maule).
Mycetophila proseni Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila pucaraensis Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila puyehuensis Duret. Argentina (T.F.), Chile (Osorno).
Mycetophila sergioi Duret. Argentina (Nq.).
Mycetophila simplex Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Chiloé).
Mycetophila simplicistila Freeman. Argentina (R.N.).
Mycetophila subfusca Freeman. Argentina (R.N.).
Mycetophila talaris Freeman. Argentina (R.N.).
Mycetophila tolhuacaensis Duret. Argentina (Nq.), Chile (Malleco).
Mycetophila unicornuta Freeman. Argentina (R.N., Nq.), Chile (Coquimbo, Valparaiso).
Mycetophila uniseries Freeman. Argentina (R.N., Nq., T.F.).
Mycetophila veligera Freeman. Argentina (R.N.).
Mycetophila victoriaensis Duret. Argentina (Nq.), Chile (Ñuble).
Mycetophila viridipes Freeman. Argentina (R.N.).
Mycetophila vittipennis Freeman. Argentina (R.N.).
Mycetophila volitans Lynch Arribálzaga. Argentina (Mnes.).
Phronia longinervis Freeman. Argentina (Tuc., R.N., T.F.), Chile (Llanquihue).
Pleurogymnus fuscus Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Biobío).
Trichonta argentina Duret. Argentina (Nq.).
Trichonta fasciata Freeman. Argentina (R.N., T.F.).
Trichonta funerea Freeman. Argentina (R.N.).
Trichonta major Freeman. Argentina (R.N.).
Trichonta neuquina Duret. Argentina (Nq.), Chile (Magallanes).
Trichonta nubilipennis Freeman. Argentina (R.N.).
Trichonta sergioi Duret. Argentina (Nq.), Chile (Chiloé).
Trichonta similis Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Llanquihue).
Trichonta spinigera Freeman. Argentina (R.N.), Chile (Llanquihue, Chiloé).
Trichonta tobasi (Lane). Argentina (Nq., S.C.), Chile (Malleco, Magallanes).
Zygomyia argentina Lane. Argentina (Tuc.).
Zygomyia golbachi Lane. Argentina (Tuc.).
Zygomyia ornatipennis Lane. Brazil (São Paulo), Argentina (Mnes.).

PANTOPHTHALMIDAE



***José Roberto PUJOL-LUZ**
****Cristiane V.A. PUJOL-LUZ**

*Universidade de Brasília, Departamento de Zoologia, Instituto de Ciências Biológicas, Brasília, DF-70910-900, Brasil
jrpujol@unb.br

**Universidade Católica de Brasília, Laboratório de Zoologia, QS 7 lote 1, Bl. M/ s. 331, Taguatinga, DF-72030-170, Brasil.
cristianev@ucb.br

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

La familia Pantophthalmidae está representada en la Argentina por cuatro especies del género *Pantophthalmus*. En esta contribución se proveen claves para los dos géneros conocidos como de las especies, incluyendo tanto machos y hembras, y una lista de las especies citadas para la Argentina.

Abstract

Argentina has four species of Pantophthalmidae in a single genus, *Pantophthalmus*. Keys to the genera and species (male and female) and a taxonomic list of Argentinean species are presented.

Introdução

Os Pantophthalmidae são dípteros da subordem Brachycera reconhecidos principalmente pelo hábito de suas larvas atacarem e perfurarem árvores vivas ou mortas, formando galerias onde se alimentam, provavelmente da matéria orgânica acumulada ou da sua fermentação (Andrade, 1930b; Greene & Urich, 1931; Thorpe, 1934). Suas larvas e pupas são bastante peculiares mas também possuem estruturas morfológicas que algumas vezes as relacionaram com outras famílias de Diptera (Hennig, 1952; Val, 1976).

No seu "A catalogue of the Diptera of the Americas south of the United status", Papavero (1967) listou três gêneros e 24 espécies de Panthophthalmidae. Val (1976, 1992) listou dois gêneros e 20 espécies nesta família. A autora fez um excelente estudo sobre a taxonomia do grupo e em sua revisão forneceu chaves para identificação dos gêneros e das espécies e catalogou as plantas hospedeiras das larvas do gênero *Pantophthalmus*. Woodley (1989) e Nagatomi & Liu (1995) apresentaram importantes propostas de classificação e hipóteses de relação de parentesco dessa família com outros grupos de Brachycera inferiores. Recentemente Papavero (2009 a-b) apresentou uma releitura dos trabalhos de Val (1976, 1992), atualizando a informação sobre estes insetos.

Classificação

Woodley (1989) definiu a infra-ordem Xylophagomorpha com duas famílias: Xylophagidae e Pantophthalmidae. Segundo o autor, os seguintes carateres garantiriam o monofiletismo deste grupo: (1) larva com cápsula cefálica alongada externamente, em forma de cone e fortemente esclerotizada; (2) cápsula cefálica da larva com a porção interna do crânio dividida, formando um par de hastes metacefálicas (cf. Hennig, 1973); (3) segmento anal 12 da larva,com uma placa dorsal esclerotizada que envolve os espiráculos, terminando em um par de processos em forma de gancho [bifurcados?] (cf. Hennig, 1973). Logo em seguida, curiosamente, o autor afirmou que: "três táxons devem ser incluídos aqui como *incertae sedis* [...] a família Pantophthalmidae e os gêneros *Exeretoneura* Macquart e *Heterostomus* Bigot. Todos eles são exóticos para a região Neártica,

mas têm sido associados com Xylophagomorpha [*sensu* Woodley, 1989] por vários autores".

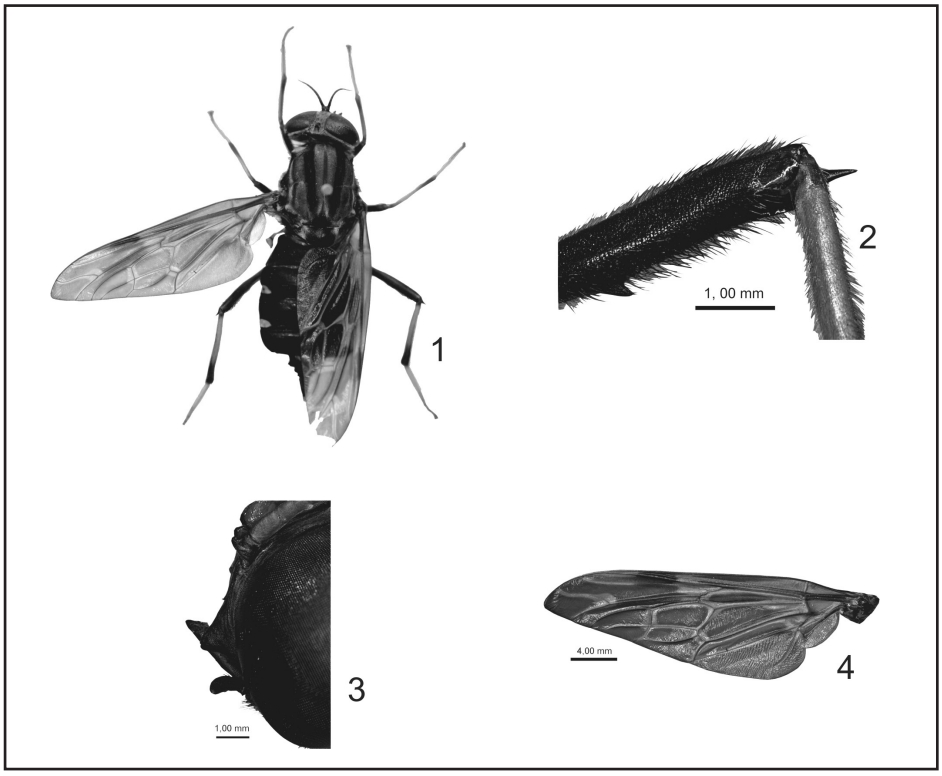
Em seus comentários sobre os Pantophthalmidae, o mesmo autor afirmou que as larvas dessa família "não têm nenhuma das características derivadas de Xylophagomorpha" (listadas acima) mas esses caracteres são, possivelmente, apomórficos apenas para os Xylophagidae [*sensu lato*]". Afirmou também que as larvas [de Pantophthalmidae] têm uma grande placa esclerotizada dorsal no segmento anal 12, mas a placa não tem um processo posterior bifurcado e os espiráculos são fechados em uma profunda fenda ventral; e as larvas têm estruturas laterais em forma de brânquias na margem anterior do segmento anal, e que todas essas características são, provavelmente, autapomórficas para a família [Pantophthalmidae] (Woodley, 1989), desta forma demostrando o monofiletismo dessa família. Esta deveria ser uma boa justificativa para o autor ter apoiado as opiniões de Carrera & D'Andretta (1957), adotada por Val (1976) e desta forma considerar os Pantophthalmidae uma família totalmente independente, não necessearia-mente incluída nas infraordens de Woodley (1989) mas se necessário ou conveniente tratada como infraordem Pantophthalmiomorpha.

Os estudos sobre os órgão internos e externos de fêmeas de Pantophthalmidae e Xylophagidae *lato sensu* Nagatomi & Liu (1995), especialmente da estrutura das espermatecas e da furca genital, demostraram que outros problemas cercavam as relações entre pantofitalmídeos e outros grupos de *Brachycera basais*, especialmente com os Stratiomyiomorpha (Xylomyidae + Stratiomyidae) e dentro dos Xylophagomorpha (Pantophthalmidae + Xylophagidae). Um avanço foi demostrado com a evidência de homologia relacionada à forma do tergito 10 das fêmeas, sugerindo um relacionamento de Pantophthalmidae com os Stratiomyiomorpha (Nagatomi & Liu, 1995). Mas nenhuma hipótese formal sobre essa relação de parentesco foi apresentada.

Não existem evidências para apoiar a hipótese de Woodley (1989) quanto ao monofiletismo de Xylophagomorpha, incluindo Pantophthlamidae. No entanto, nós concordamos com a opinião de Nagatomi & Liu (1995) quanto à posição sistemática dos grupos envolvidos na discussão anterior com Xylophagomorpha. Parece mais razoável que as características descritas por Woodley (1989) sirvam para associar as famílias incluídas como Xylophagidae, aqui consideradas como táxons distintos na infraordem Xylophagomorpha: (1) Coenomyiidae, 5 gêneros e 26 espécies, com distribuição na região Holártica, sul da China e Taiwan;(2) Heterostomidae, um gênero e quatro espécies, que ocorrem no Chile (a larva não é conhecida); (3) Rachiceridae, três gêneros e 68 espécies de distribuição mundial (exceto África, Austrália, Chile e Argentina); e (4) Xylophagidae, um gênero e 19 espécies de distribuição holártica, e na infraordem Pantophthalmiomorpha: Panthophthalmidae, dois gêneros e 20 espécies de discribuição neotropical.

Morfologia

As características gerais diagnósticas detalhadas de larvas e adultos e importantes informações sobre a biologia dos



Figs. 1-4: *Pantophthalmus pictus:* (1) habitus da fêmea, (2) perna posterior, mostrando o espinho apical e o espinho ventral do fêmur, (3) vista lateral da cabeça; (4) vista dorsal da asa esquerda.

Pantophthalmidae foram apresentadas por Val (1976). De uma forma geral, os pantoftalmídeos (Fig. 1) são moscas grandes (18-45 mm), a maioria de coloração castanho -escura ou avermelhada, com listras longitudinais no escudo (mesonoto); as asas são hialinas, com manchas amarelas ou marrons, com padrões variados (Fig. 4). Os olhos são grandes, ocupando a maior parte da cabeça. As fêmeas são dicópticas e os machos holópticos. As antenas possuem oito segmentos, o escapo e o pedicelo curtos. A face possui uma protuberância cônica, formando um "bico", com tamanho e forma variados, comumente cônico (Fig. 3). Os palpos são bi-segmentados, o segmento distal com forma variável. As pernas são finas, com um espinho apical na tíbia média (Fig. 2). A genitália do macho possui um edeago simples com um apódema duplo; o hipândrio é total ou parcialmente fusionado ao gonopódio; as fêmeas tem o abdome telescopado, formando um ovipositor. As larvas possuem corpo com 12 segmentos: um segmento cefálico ou pseudocefálico, três torácicos e oito abdominais. O primeiro segmento do tórax e o último segmento do abdome fortemente quitinizados. As larvas são anfipnêusticas, com um par de espiráculos torácicos e um par de espiráculos abdominais; exceto na larva de primeiro instar, que possui órgãos digitiformes ou flabeliformes na parte ventral do abdome.

Biologia, estágios imaturos e importância econômica

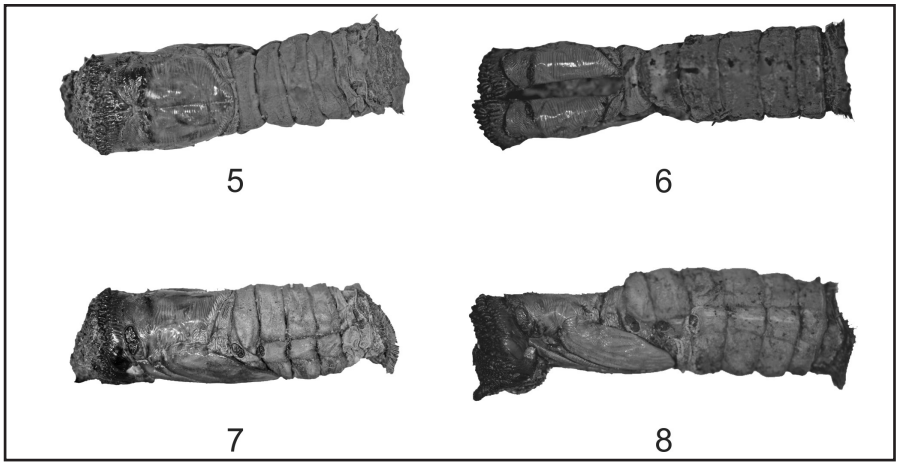
De acordo com Val (1976), foi Fiebrig (1906) o primeiro autor a descrever a biologia e estágios imaturos de um pantofitalmídeo, incluindo sua anatomia. Todavia, até o presente, apenas cinco, das 20 espécies válidas dessa família, possuem suas formas imaturas - larvas e pupas/pupários formalmente descritas (Figs. 5-8): (1) *Pantophthalmus frauenfeldi* (Brauer, 1883: larva); (2) *P. pictus* (Fiebrig, 1906: larva, como *Acanthomera teretruncum*); Hempel, 1911, 1912; Andrade, 1930a; Carrera, 1957: larva, pupa); (3) *P. planiventris* (Rapp, 2007: ovo, larva 1º ínstar, larva de último ínstar e pupa); (4) *P. tabaninus* (Thunberg, 1819; Veis, 1912: larva; Austen, 1923: larva; Greene & Urich, 1931: larvas, pupas; Thorpe, 1934: *habitus* e anatomia; Greene, 1956: larva); e (5) *P. vittatus (*Bondar, 1938c: larva, pupa).

Val (1976, 1992) e Papavero (2009 a-b) citaram vários autores que listaram as espécies de árvores (nativas e exóticas) atacadas por larvas de seis (6) espécies de pantoftalmídeos, como segue:

(1) *Pantophthalmus bellardii* – Sterculiaceae: *Theobroma cação* (Campos, 1952 [cacau], Ecuador).

(2) *Pantophthalmus kerteszianus* – Euphorbiaceae: *Croton matourensis* (Abreu & Rocha, 2003 (como *Croton lanjowvensis* [sic]), Brasil).

(3) *Pantophthalmus pictus* - Araucariaceae: *Araucaria angustifolia* (Andrade, 1929, 1930a, Carvalho, 1950, Araújo e Silva *et al.*, 1968, Mecke *et al.*, 2000: Brasil); Bombacaceae*: Bombax endecaphyllum* (Andrade, 1930a, Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil), *Ceiba pentandra* (Rapp, 2007, Panama); Fabaceae: *Erythrina corallodendrum* (Greene & Urich, 1931, Trinidad), *E. falcata* (Andrade, 1929, 1930a, Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil); *Lonchocarpus spruceanus* (Andrade, 1929, 1930a; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil); *Mimosa bracatinga* form *paucijuga* (Andrade, 1930a, Brasil); *M. sordida* (Andrade, 1929; Carvalho, 1950; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil); *Piptadenia macrocarpa* (Andrade, 1929, 1930a; Carvalho, 1950; Araújo e Silva *et al.*, 1968 [angico], Brasil); *Platyscyamus regnelli* (Andrade, 1929, 1930a; Carvalho, 1950; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil); *Schizolobium amazonicum* Huber (Costa *et al.*, 1998; Sousa *et al.*, 2005, Brasil); *S. excelsum* (Andrade, 1929, 1930a; Carvalho, 1950; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil); *Tachigali multijuga* (Andrade, 1929, 1930a; Araújo e Silva *et al.*, 1968 [caixeta-preta], Brasil); Lauraceae *Nectandra lanceolata* (Andrade, 1929; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil), *N. robusta* (Carvalho, 1950; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil), *Nectandra sp.* (Andrade, 1929, 1930a; Carvalho, 1950; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil), *Ocotea indecora* (Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil), *Persea pyrifolia* (Andrade, 1929, 1930a; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil); não identificada – Lauraceae: (Andrade, 1929, 1930a; Carvalho, 1950; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil);



Figs. 5-8: *Pantophthalmus sp.*: (5) vista dorsal da pupa, (6) vista dorsal do pupário, (7) vista lateral da pupa, (8) vista lateral do pupário.

Moraceae: *Broussonetiax anthophylum* (Andrade, 1929, 1930a; Carvalho, 1950; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil); Rhamnaceae: *Colubrina rufa* (Andrade, 1929, 1930; Carvalho, 1950; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil); Rutaceae: *Esenbeckia leiocarpa* (Andrade, 1929, 1930a; Carvalho, 1950; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil); Sapotaceae: *Mimusops* sp. (Carvalho, 1950; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil). Plantas exóticas ou introduzidas: Aceraceae: *Acer negundo* (Andrade, 1930a; Araújo e Silva *et al.* 1968, Brasil); Arecaceae: *Oreodora oleracea* (Araújo e Silva *et al.* 1968, Brasil); Casuarinaceae: *Casuarina cunninghmaniana* (Andrade, 1929; Carvalho, 1950; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil), *C. glauca* (Andrade, 1929, 1930a; Carvalho, 1950; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil), *C. equisetifolia* (Andrade, 1929; Carvalho, 1950; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil), *Casuarina sp.* (Anonimo, 1935; Araújo, 1937; Pereira, 2007, Brasil), *C. tenuissima* (Andrade, 1930a, Brasil), *C. torulosa* (Andrade, 1929, 1930a; Carvalho, 1950; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil); Fabaceae: *Delonix regia* (Andrade, 1930a; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil), *Tamarindus indica* (Andrade, 1929, 1930a; Carvalho, 1950; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil); Fagaceae: *Quercus* sp. (Andrade, 1929, 1930a; Carvalho, 1950; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil); Juglandaceae: *Carya olivaeformis* (Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil); Magnoliaceae: *Magnolia grandiflora* (Andrade, 1929, 1930a; Carvalho, 1950; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil); Moraceae: *Morus* sp. (Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil); Myrtaceae: *Eucalyptus* spp. (Andrade, 1930a, Brasil); Platanaceae: *Platanus orientalis* (Andrade, 1929, 1930; Carvalho, 1950; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil); Rosaceae: *Eriobotrya japonica* (Andrade, 1929, 1930a; Carvalho, 1950; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil); Salicaceae: *Populus canadensis* (Andrade, 1929, 1930a; Carvalho, 1950; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil).

(4) *Pantophthalmus roseni* - Fagaceae: *Quercus germana* (Flores Lara & Sánchez Ramos, 1989; Sánchez Ramos *et al.*, 1993; Sánchez Ramos & Reyes Castillo, 2006, Mexico).

(5) *Pantophthalmus tabaninus* - Anacardiaceae: *Spondias mombin* –(Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil); Bombacaceae: *Bombax endecaphyllum* (Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil); Motaceae: *Artocarpus integrifolia* (Andrade, 1929; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil).

(6) *Pantophthalmus vittatus* - Anacardiaceae: *Spondias mombin* (Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil); Bombacaceae: *Bombax endecaphyllum* (Andrade, 1930a; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil); Moraceae: –*Artocarpus integrifolia* (Andrade, 1929; Bondar, 1938b (larva e pupa), 1938c; Araújo e Silva *et al.*, 1968, Brasil).

Os Pantophthalmidae na Argentina

A Argentina representa o limite sul dessa família tipicamente tropical; por esta razão o número de espécies registradas até o presente (4) é menor do que o das registradas no Brasil (11) ou na América Central (11). Estudos sobre as formas imaturas são desejáveis e poderão servir de estratégia para ampliar o conhecimento da diversidade deste grupo de insetos na Argentina. Val (1976, 1992) apresentou uma chave para os Panthoptalmidae Neotropicais e da América Central respectivamente, que foram aqui traduzidas e modificadas.

Chave para gêneros de Pantophthalmidae

1- Olhos pilosos; ápice externo do fêmur posterior arredondado, sem espinho; listras laterais do mesonotointerronpidas no nível da sutura transversal.....***Opetiops***
- Olhos glabros; ápice externo do fêmur posterior com um espinho..... ***Pantophthalmus***

Chave para fêmeas de *Pantophthalmus*

1- Fêmur posterior sem espinhos apicais ou ventrais (*Opetiops*).....***O. alienus***
- Fêmur posterior com um espinho apical (*Pantophthalmus*).....**2**
2- Superfície do mesonoto lisa, sem vesículas pequenas, brilhantes e arredondadas.....**3**
- Superfície do mesonoto com pequenas vesículas ou tubérculos.....**4**
3- Abdome alongado e completamente escurecido; região central do escudo e pré-escudo de cor laranja; palpos com densa pilosidade.....***P. roseni***
- Abdome com as laterais dos tergitos escurecidas, contrastando com a região central ferruginosa brilhante; palpos não tão pilosos como acima; primeiro segmento do tarso amarelo.....***P. splendidus***
4- Asas com a região basal amarela; margens laterais do pré-escudo e escudo mais claras, em contraste com a região dorsal.....**5**
- Asas com a região basal escurecida; mesonoto sem contraste.....**7**
5- Fêmur posterior sem espinho ventral; margem lateral dos tergitos abdominais escuros, contrastando com a região central alaranjada.....***P. comptus***
- Fêmur posterior com um espinho ventral; abdome completamente escuro.....**6**
6- Tíbia com a porção basal escura e a porção apical amarela; manchas brancas nas laterias posteriores dos esternitos 2 e 3.....***P. pictus***
- Tíbia completamente escura; bico facial muito proeminente; esternitos sem manchas.....***P. kerteszianus***
7- Listras laterais do mesonoto com uma mancha clara inconspícua, muito pequena, no nível da sutura transversal; região entre as listras mais escurecidas; abdome com polinosidade escura.....***P. chuni***
- Listras laterais do mesonoto com uma mancha bem marcada, clara ou escura; uma mancha arredondada escura sobre a área do calo pré-alar; ou listras laterais do mesonoto aproximadamente paralelas e fêmures posteriores sem espinho ventral.....**8**
8- Listras laterais do mesonoto com mancha no nível da sutura transversa.....**9**
- Listras laterais sem a mancha; fêmures posteriores sem espinho.....**14**
9- Escudo sem a mancha arredondada escura no calo pré-alar.....**10**

- Escudo com mancha sobre o calo pré-alar, às vezes não facilmente visível.....**12**
10- Abdome escurecido; listras laterais do mesonoto com manchas claras.....***P. facetus***
- Abdome com tergitos laterais escuros, claramente contrastando com a região central ferruginosa...**11**
11- Segmento apical dos palpos inchado e reniforme; asas escuras, esfumaçadas, sem manchas amarelas contrastantes.....***P. planiventris***
- Segmento apical dos palpos não inchados; uma mancha amarela facilmente visível sobre a listra lateral do mesonoto.....***P. frauenfeldi***
12- Mancha sobre o calo pré-alar pouco distinta..... .....***P. argyropastus***
- Mancha arredondada sobre o calo pré-alar bem distinta.....**13**
13- Fêmures posteriores sempre com um grande espinho ventral; antenas amarelas; segmento apical dos palpos clavados, com o ápice arredondado.....***P. punctiger***
- Fêmures posteriores com espinho ausente ou muito fino e pequeno; antenas escurecidas; segmento apical dos palpos com a ponta afinada.....***P. batesi***
14- Calo pré-alar com uma mancha escura e arredondada; listras laterais do mesonoto com uma característica sinuosidade, principalmente devido a uma constricção atrás da sutura trasnversal....***P. vittatus***
- Calo pré-alar sem a mancha.....**15**
15- Mesonoto completamente escuro; abdome também escuro, com a região central dos tergitos sem polinosidade.....***P. bellardii***
- Mesonoto com a região entre as listras mais claras que as laterais; abdomem completamente polinoso, com as bordas escuras e ferruginosas....***P. tabaninus***

Chave para machos de *Pantophthalmus*

1- Superfície do mesonoto com ou sem vesículas arredondadas, pequenas e brilhantes; ápice do edeago expandido (geralmente visível sem preparação).....**2**
- Superfície do mesonoto com vesículas arredondadas, pequenas e brilhantes; ápice do edeago não expandido.....**5**
2- Bordas laterais dos tergitos abdominais castanho -escuras, contrastando com o marrom-avermelhado da região central.....***P. subsignatus***
- Abdome castanho-escuro ou preto, alongado; palpos com densa pilosidade preta.....**3**
3- Asas com manchas amarelas e marrons muito grandes e contrastantes; mesonoto com listras laterais facilmente visíveis.....***P. zoos***
- Asas sem manchas amarelas, manchas das asas alaranjadas, avermelhadas ou marrons; listras do mesonoto não muito distintas da cor de fundo.....**4**
4- Escudo e pré-escudo com a região central alaranjada ou ferruginosa; asas com listras escuras na borda posterior, incluindo o ápice.....***P. roseni***
- Mesonoto completamente escurecido, ou com as áreas posteriores do escudo amareladas....***P. rothschildi***
5- Mesonoto completamente polinoso, esbranquiçado ou prateado, contrastando com algumas pequenas manchas escuras.....**6**
- Mesonoto sem essa polinosidae e com listras conspícuas.....**12**
6- Mesonoto sem manchas.....**7**
- Mesonoto com manchas escuras ou enfumaçadas sobre o calo pré-alar ou as listras laterais no nível da sutura transversal.....**9**
7- Abdome com tergitos laterais escuros, claramente contrastando com a região central amarelo-alaranjada.....***P. comptus***
- Abdome completamente escuro.....**8**
8- Tíbias com a região basal escura e a região apical amarela; esternitos 2-3 com manchas latero-posteriores brancas.....***P. pictus***
- Tíbias completamente escuras; esternitos sem manchas brancas.....***P. kertesianus***
9- Mesonoto com polinosidade prateada, com manchas aproximadamente triangulares castanho-escuras sobre as listras laterais do pré-escudo; esternitos 2-3 com manchas laterais posteriores claras.....***P. engeli***
- Mesonoto sem essa combinação de caracteres.....**10**
10- Listras laterais do mesonoto com uma pequena e bem visível mancha em forma de "V", ou triangular, no nível da sutura trasnversal.....***P. chuni***
- Listras laterais do mesonotu com uma mancha pequena e arredondada no nível do ou sobre o calo pré-alar.....0.....**11**
11- Mesonoto com polinosidade preateada, com 4 pequenas manchas escuras, 2 sobre o calo pré-alar e 2 sobre as listras laterais no nível da sutura transversal; asas com pequenas manchas amarelas; projeção facial (bico) com ápice abaulado.....***P. punctiger***
- Mesonoto com polinosidade prateada, com pequenas manchas somente sobre as listras laterais no nível da sutura transversal; asas com grandes manchas amarelas; projeção facial (bico) com ápice muito fino.....***P. batesi***
12- Fêmures posteriores com espinho ventral; mesonoto com uma mancha sobre o calo pré-alar; laterais dos tergitos abdominais castanho-escuros, formando uma listra lateral regular contrastando com a região central avermelhada.....**13**
- Fêmures posteriores sem o espinho ventral; mesonoto com ou sem uma mancha sobre o calo pré-alar; coloração do abdome não como acima.....**14**
13- Asas enfumaçadas, sem manchas distintas; palpos com segmentos distais inflados na base e ponteagudos no ápice; projeção facial (bico) dobrada para baixo.....***P. planiventris***
- Asas com pequenas manchas amarelas distintas; palpos não inchados, com segmento apical alongado; uma mancha amarela distinta sobre cada listra do mesonoto no nível da sutura transversal.....***P. frauenfeldi***
14- Mesonoto com manchas arredondadas sobre o calo pré-alar; abdome com manchas escuras, ovais ou arredondadas, sobre as margens laterais e sobre a região ventral dos tergitos.....***P. vittatus***
- Sem essa combinação de caracteres.....**15**
15- Mesonoto marrom-avermelhado; coloração entre as listras laterais e lateralmente a essas não contrantantes; abdome com tergitos completamente ferruginosos.....***P. bellardii***

- Mesonoto com a região entre as listras laterais mais claras; abdome com as margens laterais sem listras conspícuas em contraste com a região central ferruginosa.....***P. tabaninus***

Agradecimentos

A Nelson Papavero pelas informações sobre o material de Pantophthalmidae e pela revisão do manuscrito. A Carlos José Einicker Lamas e Dione Seripierri pela inestimável ajuda na obtenção de bibliografia. Às estudantes Karine B. Barros Cordeiro e Érica Sevilha Harterreiten Souza pela ajuda na obtenção e digitalização das imagens. Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico, Processo # 301858/2010-1(JRPL).

Literatura citada

ABREU, R.L.S. & R.A. ROCHA, 2003. Ocorrência de *Pantophthalmus kerteszianus* Enderlein (Diptera: Brachycera) em *Croton lanjowvensis* [sic] (Euphorbiaceae) em Manaus, estado do Amazonas. *Neotr. Entomol*. 32 (2): 361-362.

ANDRADE, E.N. de. 1929. A mosca da madeira. *Chác. Quint.*, São Paulo 40 (6): 595-597.

ANDRADE, E.N. de. 1930a. Subsidios para a entomologia agrícola brasileira. VIII. Pesquizas sobre a biologia da mosca da madeira, *Pantophthalmuspictus* (Wied., 1821). *Archos Inst. Biol. São Paulo* 3: 249-286.

ANDRADE, E.N. de. 1930b. Bibliographia da "mosca da madeira". *Chác. Quin.*, São Paulo 41 (5): 536.

ANONIMO, 1935. Outros gigantes no mundo dos insectos do Brasil. – As moscas da madeira. *Chác. Quint.*, São Paulo 51 (6): 777-778.

ARAUJO, R.L. 1937. As brocas da casuarina. *O Biológico*, São Paulo 3(10): 310-311.

ARAÚJO E SILVA, A.G., C.R. GONÇALVES, D.M. GALVÃO, A.J.L. GONÇALVES, J. GOMES, M. do N. SILVA & L. de SIMONI. 1968. Família Pantophthamidae, p. 587, *In: EDITOR? (ed.), Quarto catálogo dos insetos que vivem nas plantas do Brasil. Seus parasitos e predadores*. Parte II – 1º Tomo. Insetos, hospedeiros e inimigos naturais, xxiv + [2] + 622 pp. Ministério da Agricultura, Departamento de Defesa e Inspeção Agropecuária, Serviço de Defesa Sanitária Vegetal, Laboratório Central de Patologia Vegetal, Rio de Janeiro.

AUSTEN, E.E. 1923. A revision of the family Pantophthalmidae (Diptera) with descriptions of new species and a new genus. *Proc. Zool. Soc. London* 1923: 551-598.

BONDAR, G. 1938b. Mais uma mosca praga da silvicultura. *Chác. Quint.*, São Paulo 57 (5): 762.

BONDAR, G. 1938c. Notas entomologicas da Bahia. II. *Rev. Entomol.*, Petrópolis 8 (1-2): 1-24.

BRAUER, F.M. 1883. Die Zweiflügler des Kaiserlichen Museumszu Wien. III. SystematischeStudien auf Grundlage der Dipteren larven nebsteiner Zusammenstellung von Beispielenaus der Literaturüberdieselben und Beschreibungnueuer Formen. *Denkschr. Akad. Wiss. Wien, Math.-Naturwiss. Cl*. 47: 1-100.

CAMPOS, F. 1952. Las moscas (Brachycera) del Ecuador. *Rev. Ecuator. Hig. Med. Trop.*, Guayaquil 8/9: 99-106.

CARRERA, M. 1957. As moscas da madeira. *Chác. Quint.*, São Paulo 95(6): 817-820.

CARRERA, M. & M.A.V. d'ANDRETTA. 1957. Sôbre a família Pantophtalmidae (Díptera). *Arq. Zool.*, São Paulo 10: 253-330.

CARVALHO, A.L. De. 1950. Contribuição ao estudo da biologia na Estação Florestal dos Pardos. *An. Brasil. Econ. Flor.* 3(3): 208-222.

COSTA, D.H.M., F.K. REBELLO, J.L. D'ÁVILA, M.A.S. dos SANTOS & M.L.B. LOPES. 1998. Alguns aspectos silviculturais sobre o paricá (*Schizolobium amazonicum* Huber). *Banco Amazônia, Sér. Rutal*, Belém 2: 1-19.

FIEBRIG, K. 1906. Eine morphologisch und biologisch interessante Dipteren larve aus Paraguay (*Acanthomera teretruncum* sp. n. Fiebrig). *Zeitschr. Insektenbiol.*, Berlín 2: 316-323, 344-347.

FLORES LARA, J. & G. SÁNCHEZ RAMOS. 1989. Estudio del barreno del encino *Pantophthalmus roseni* (Enderlein) (Diptera: Pantophthalmidae) en la Reserva de la Biosfera 'El Cielo'. *Biotam* 1: 9-13.

GREENE, C.T. 1956. Dipterous larvae parasitic on animals and man, and some dipterous larvae causing myiasis in man. *Trans. American Entomol. Soc*. 82: 17-34.

GREENE, C.T. & F.W. URICH. 1931.The immature stages of *Pantophthalmus tabaninus* Thunberg, with biological notes.*Trans. Entomol. Soc. London* 79: 277-282.

HEMPEL, A. 1911. Nota preliminar sobre uma mosca destruidora de madeira. *Bolm. Agric.*, São Paulo 12 (8): 613.

HEMPEL, A. 1912. Notas sôbre a biologia da mosca *Acanthomera picta* Wied. *Fazendeiro*, São Paulo 6 (3): 93-94.

HENNIG. W. 1952. *Die Larvenformen der Dipteren*. Akademie-Verlag, Berlín. 628 p.

HENNIG, W. 1973. Ordnung Diptera (Zweiflugler). *Handb. Zool*. 4 (2) 2/31(20): 1-337.

MECKE, R., M.H.M. GALILEO & W. ENGELS. 2000. Insetos e ácaros associados à *Araucaria angustifolia* (Araucariaceae, Coniferae) no sul do Brasil. *Iheringia* (*Zool.*) 88: 165-172.

NAGATOMI, A. & N. LIU. 1995. Spermatheca and female terminalia of Pantophthalmidae and Xylophagidae s. lat. (Diptera). *Ann. Entomol. Soc. Am*. 88(5): 603-626.

PAPAVERO, N. 1967.Family Pantophthalmidae. *In:* Papavero, N. (ed.), *A catalogue of the Diptera of the Americas south of the United States* 30: 1-8.Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, São Paulo.

PAPAVERO, N. 2009a. Catalogue of Neotropical Pantophthalmidae. *Neotr. Dipt*. 19: 1-11.

PAPAVERO, N. 2009b. Manual of Neotropical Diptera. Pantophthalmidae. *Neotr. Dipt*. 20: 1-11.

PEREIRA, L.G.B. 2007. *Dossiê técnico. Insetos broqueadores de espécies florestais*, 28 pp. Fundação Centro Tecnológico de Minas Gerais, Belo Horizonte.

RAPP, M. 2007. The immature stages of *Pantophthalmus planiventris* (Wiedemann, 1821) (Diptera: Pantophthalmidae). *Studia Dipterol*. 14(1): 27-36.

SÁNCHEZ RAMOS, G., J.R. HERRERA, S.N. MALDONADO & J.L. FLORES. 1993. Emergencia y técnicas de captura del barreno del encino *Pantophthalmus roseni* (Enderlein) (Diptera: Pantophthalmidae) en la Reserva de la Biosfera 'El Cielo'. *Biotam* 5: 1-10.

SÁNCHEZ RAMOS, G. & P. REYES CASTILLO. 2006. Ecological interaction of *Pantophthalmus roseni* (Enderlein) (Diptera: Pantophthalmidae) and the red oak *Quercus germana* Sachltdl.et Cham. (Fagaceae) in a Mexican cloud forest. *Acta Zool. Mex*. (n. s.) 22 (2): 45-56.

SOUSA, D.B. de, G.S. CARVALHO & E.J.A. RAMOS, 2005. Paricá. *Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke. *Informativo técn. Rede Sem. Amazônia*, Manaus 13: 1-2.

THORPE, W.H. 1934. Observations on the structure, biology and systematic position of *Pantophthalmus tabaninus* Thunb. (Diptera, Pantophthalmidae). *Trans. Entomol. Soc. London* 82: 5-22.

THUNBERG, C.P. 1819. Beskrifning pa en ny Insect, *Pantophthalmus ebeninus. Gotteborgs kongl. Vettensk. Och Vittehets Samhällets Handlinger* 3: 8-10.

VAL, F.C. 1976. Systematics and evolution of the Pantophthalmidae (Diptera, Brachycera). *Arq. Zool.*, São Paulo 27 (2): 51-164.

VAL., F.C. 1992. Pantophthalmidae of Central America and Panama (Diptera). Ch. 40, pp. 600-610. *In:* Quintero, D. & A. Aiello (eds.), *Insects of Panama and Mesoamerica*. Selected Studies. Oxford University Press, Oxford, New York e Tokyo. 1-692.

WOODLEY, N.E. 1989. Phylogeny and classification of the "orthorrhaphous" Brachycera. Ch.115, pp. 1371-1395. *In*: McAlpine, J.F., Peterson, B.V., Shewell, G.E., Teskey, H.J., Vockeroth, J.R. & Wood, D.M. (eds.), *Manual of Nearctic Diptera*. Vol. 3. Research Branch, Agriculture Canada, Ottawa, Mon. 32(4): 1333-1581.

Apêndice 1. Lista das espécies de Pantophthalmidae da Argentina

Pantophthalmus batesi Austen, 1923. Argentina, Brasil, Guiana, Guiana Francesa, Peru.

Pantophthalmus chuni (Enderlein, 1912). Argentina, Bolívia, Brasil, Ecuador, Guiana Francesa, Peru.

Pantophthalmus pictus (Wiedemann, 1821). Argentina, Brasil, Paraguay.

Pantophthalmus tabaninus Thunberg, 1819. Argentina, Bolivia, Brasil, Colombia, Guiana Francesa, Guiana, Nicaragua, Panamá, Peru, Suriname, Trinidad, Venezuela.

STRATIOMYIDAE

***José Roberto PUJOL-LUZ**
****Cristiane V.A. PUJOL-LUZ**

*Universidade de Brasília, Departamento de Zoologia, Instituto de Ciências Biológicas, Brasília, DF-70910-900, Brasil.
jrpujol@unb.br

**Universidade Católica de Brasília, Laboratório de Zoologia, QS 7 lote 1, Bl. M/ s. 331, Taguatinga, DF-72030-170, Brasil.
cristianev@ucb.br

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Argentina posee 73 especies de Stratiomyidae, repartidas en 39 géneros. Doce subfamilias se reconocen en todo el mundo; ocho se encuentran en el país: Chiromyzinae (dos especies), Beridinae (seis especies), Pachygastrinae (19 especies), Clitellariinae (nueve especies), Hermetiinae (una especie), Sarginae (ocho especies), Stratiomyinae (20 especies) y Nemotelinae (ocho especies). Se presentan claves para las subfamilias, para las formas inmaduras y una lista de las especies citadas para Argentina.

Abstract

Argentina has 73 species of Stratiomyidae, distributed in 39 genera. Twelve subfamilies of soldier-flies are recognized around the world, 8 occur in the country: Chiromyzinae (two species), Beridinae (six species), Pachygastrinae (19 species), Clitellariinae (nine species), Hermetiinae (one species), Sarginae (eigth species), Stratiomyinae (20 species) and Nemotelinae (eigth species). A key to subfamilies of immature stages and a taxonomic list of the species of the Argentina are presented.

Introdução

Os Stratiomyidae são dípteros da subordem Brachycera, da infra-ordem Stratiomyomorpha e encontram-se amplamente distribuídos por todas as regiões biogeográficas. As classificações mais recentes deste grupo foram apresentadas por Woodley (1995, 2001) e Pimentel & Pujol-Luz (2000, 2001). Woodley (1989) definiu os Stratiomyomorpha com duas famílias: Xylomyidae e Stratiomyidae. São moscas de pequeno a médio porte (com exceção dos Chiromyzinae, algumas fêmeas podem chegar a medir 4,8 cm). Suas larvas são holometabólicas e estão frequentemente associadas à decomposição de matéria orgânica vegetal, tanto em áreas naturais como em áreas urbanas. Algumas poucas espécies se tornaram especializadas em lixo orgânico produzido pelo homem, e.g. *Hermetia illucens* (Linnaeus) e *Sargus thoracicus* Macquart, mas raramente estão associadas à decomposição de matéria orgânica animal (*H. illucens*) (Pujol-Luz *et al.*, 2008). Os adultos estão associados à polinização, mas são raros os estudos na região Neotropical a esse respeito (Souza-Silva *et al.*, 2001 a,b).

James (1953) fez a primeira revisão das espécies de Stratiomyidae da Argentina. Vinte anos depois, publicou no *A Catalogue of the Diptera of the Americas south of the United States* as primeiras informações sobre as espécies sul-americanas de Stratiomyidae (James, 1973). O recente catálogo mundial dos Stratiomyidae (Woodley, 2001) aponta a Neotrópica como a região biogeográfica de maior riqueza de espécies desta família: 987 das 2.651 espécies conhecidas ocorrem nesta região.

Classificação, morfologia e biologia

De acordo com Woodley (1989, 1995), os Stratiomyidae podem ser reconhecidos pelos seguintes caracteres: um

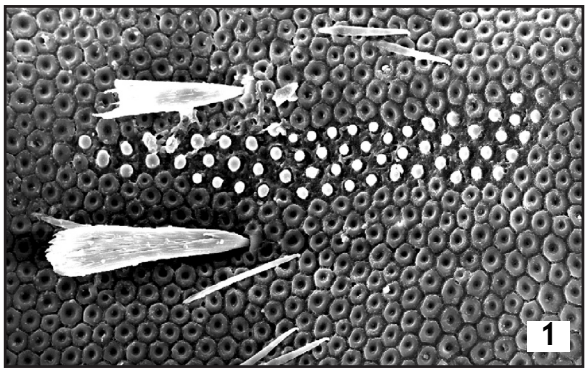
pupário formado do tegumento do último estágio larval; cutícula larval impregnada de carbonato de cálcio; perda do esporão das pernas anteriores; veia costal abreviada; perda do esporão da tíbia média; cercos da fêmea separados pelo tergito 10; veias radiais agrupadas para frente da margem costal da asa; célula discal de tamanho reduzido.

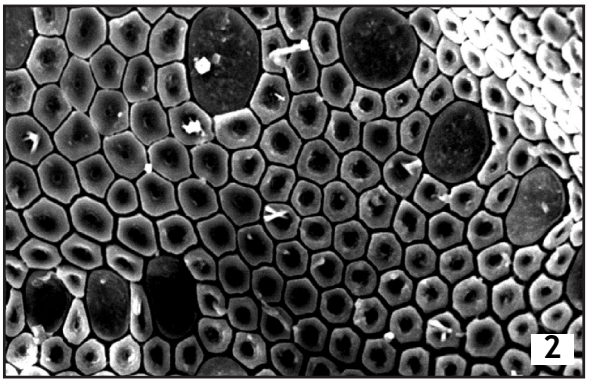
Doze subfamílias ocorrem na região Neotropical: Parhadrestriinae, Chiromyzinae, Beridinae, Antissinae, Pachygastrinae, Clitellariinae, Hermetiinae, Chrysochlorininae, Sarginae, Raphiocerinae, Stratiomyinae, Nemotelinae (Woodley, 2001). Destas, 8 ocorrem na Argentina: Chiromyzinae (2 espécies), Beridinae (6 espécies), Pachygastrinae (19 espécies), Clitellariinae (9 espécies), Hermetiinae (1 espécie), Sarginae (8 espécies), Stratiomyinae (20 espécies) e Nemotelinae (8 espécies).

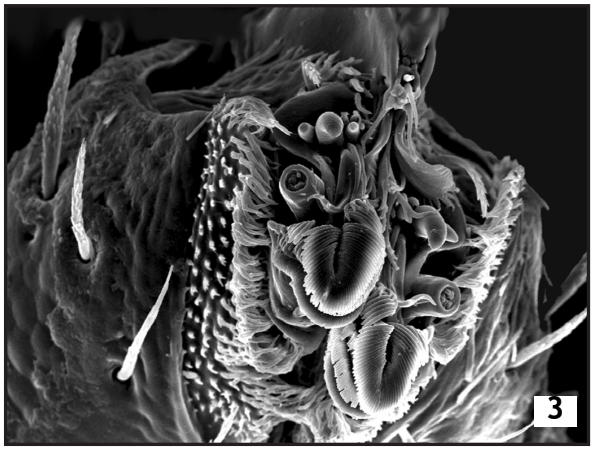
As formas imaturas de Stratiomyidae podem ser terrestres (Chiromyzinae, Beridinae, Clitellariinae, Antissinae, Pachygastrinae, Sarginae, Chrysochlorininae e Hermetiinae) ou aquáticas (Stratiomyinae, Nemotelinae e Raphiocerinae). Não se conhecem as formas imaturas de Parhadrestiinae. As larvas são facilmente reconhecidas pela forma do corpo, com cabeça diferenciada, três segmentos torácicos caracterizados por grupos de cerdas ventrais diferenciadas e o abdome formado por oito ou nove segmentos, este último exclusivo de Chiromyzinae (Pujol-Luz & Vieira, 2000) e há a presença de uma característica mancha esternal abdominal nos segmentos 5, 6 e 7, mais comumente observada no segmento 6 (Fig. 1).

A cutícula dos imaturos é impregnada por carbonato de cálcio, formando um característico mosaico poligonal (Fig. 2). O aparelho bucal é formado por um sistema mandíbulo-maxilar (Fig. 3), modificado em forma de escovas, para raspagem ou filtragem de pequenas partículas orgânicas; contudo, um aparelho bucal mastigador com mandíbulas bem desenvolvidas é encontrado em Chiromyzinae (Pujol-Luz & Vieira, 2000). Os Stratiomyidae possuem geralmente seis (6) estágios larvais. O pupário é formado pelo tegumento do último estágio larval (L6). O estágio de pré-pupa pode ser observado nestes insetos pelo fenômeno dos "olhos-brancos", momento em que o farado se retrai logo abaixo do pro-tórax, deixando ver a cabeça sem os tecidos internos.

São notáveis as larvas associadas à ciclagem de matéria orgânica vegetal em decomposição em florestas tropicais (Sarginae, Clitellariinae e Pachygastrinae) e sua biologia era praticamente desconhecida na América do Sul até recentemente (Pujol-Luz & Xerez, 1999, Viana *et al.*, 2003, Lopes *et al.*, 2006). A indução de postura de ovos, comportamentos gregários das larvas, técnicas de criação das larvas em condições artificiais e associações entre as larvas e os substratos de alimentação foram estudados e descritos por Copelo (1926), Pujol-Luz & Vieira (2000), Xerez & Pujol-Luz (2001), Pujol-Luz & Leite (2001), Pujol-Luz *et al.* (2004) e Xerez *et al.* (2004).







Figs. 1-3. *1. Larva de Sarginae: mancha esternal do VI segmento abdominal; 2.Larva de Clitellariinae: tegumento, mostrando o mosaico da impregnação de carbonato de cálcio; 3.Larva de Clitellariinae: cabeça, mostrando em detalhes o aparelho bucal mandibulo-maxilar.*

Stratiomyidae na região Neotropical

De acordo com Woodley (2001), 987 espécies de Stratiomyidae ocorrem na região Neotropical, distribuídos em 160 gêneros. O autor não teve acesso aos artigos sobre Raphiocerinae de Pimentel & Pujol-Luz (2000, 2001, 2002 a-b), onde foram propostos novos táxons, além de ser fornecida uma longa lista de sinônimos. Na Tabela I é apresentada uma lista resumida do número de gêneros e espécies por região biogeográfica e no Apêndice I uma lista de nomes dos gêneros e número de espécies que ocorrem respectivamente na região Neotropical e na Argentina.

As informações contidas nas tabelas foram modificadas do catálogo de Woodley (2001) principalmente com base em Pujol-Luz & Papavero (1998), Pimentel & Pujol-Luz (2002 a-b) e nos registros de coleções de Stratiomyidae na Argentina e no Brasil (Instituto - Fundación Miguel Lillo, Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, Museu Nacional do Rio de Janeiro, Museu Paraense Emílio Goeldi).

Nós reconhecemos 976 espécies distribuídas em 167 gêneros na região Neotropical; 73 espécies ocorrem na Argentina, distribuídas em 39 gêneros. Quatro destas espécies são registradas pela primeira vez.

Tabela I. Gêneros e espécies de Stratiomyidae nas principais regiões biogeográficas

Região	No. gêneros	No. espécies
Australásia e Oceânica	101	407
Afrotropical	105	387
Neártica	40	267
Neotropical	167	976
Oriental	73	321
Paleártica	55	426

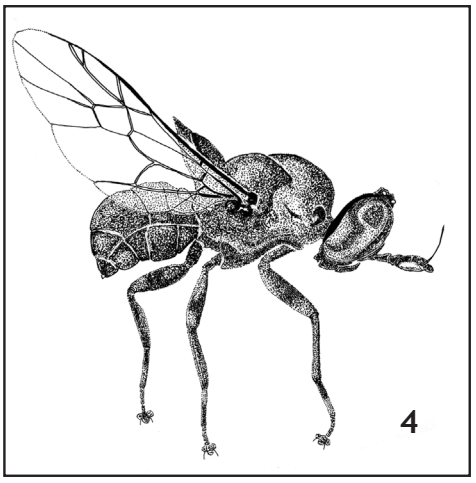
Stratiomyidae na Argentina

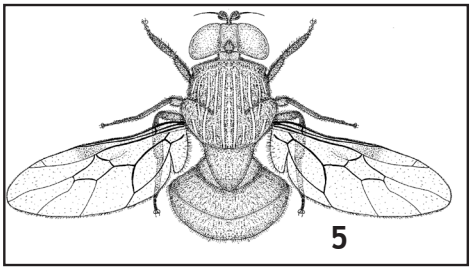
Ainda não existem especialistas em Stratiomyidae na Argentina, o que certamente influencia na carência das informações sobre o grupo em várias regiões do país. Exceto pela subfamília Parhadestriinae, que ocorre exclusivamente no Chile, observa-se a completa ausência de informações sobre Antissinae, Crhysochlorininae e Raphiocerinae. Por outro lado, o número de espécies registradas até o presente (73) é um pouco menor, por exemplo, do que o número de espécies registradas na Amazônia Legal Brasileira (aproximadamente 84 espécies, registro pessoal do primeiro autor). Destacam-se na Argentina os registros de Stratiomyinae, com 20 espécies e os Pachygastrinae, com 19 espécies, este último grupo se caracteriza pela diversidade de formas (Figs. 4-7).

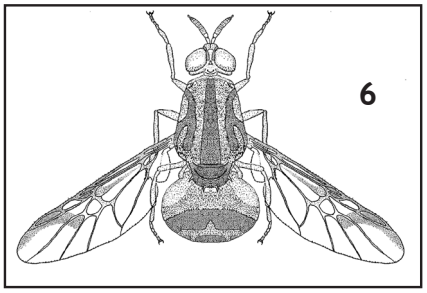
Estudos sobre a taxonomia e biologia do organismo, principalmente das formas imaturas, são desejáveis e poderão servir de estratégia para ampliar o conhecimento da diversidade deste grupo de insetos na Argentina. A escassez de chaves para identificação ainda é um problema. Recentemente Woodley (2009) apresentou uma chave para os Stratiomyidae da América Central que pode ser muito útil para identificação dos adultos de vários grupos desta família na América do Sul. Um grande problema no estudo dos Stratiomyidae é a identificação das suas formas imaturas. Aqui fornecemos uma chave para identificação de larvas e pupas no nível da subfamília, baseada na chave de Roszkošnŷ (1982).

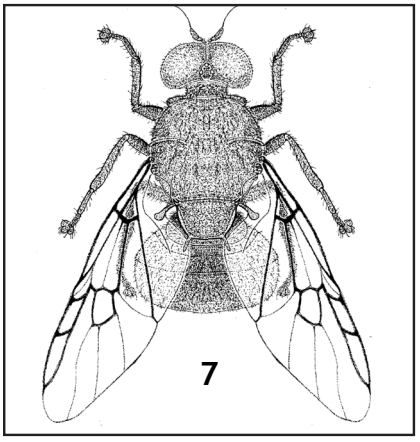
Chave para larvas e pupários conhecidos na América do Sul (baseada em Roszkošnŷ, 1982)

1- Larvas com nove segmentos abdominais; mandíbulas desenvolvidas; cabeça curta com protu-









Figs 4-7. *Espécies de Pachygastrinae: 4. Chalcidomorphina aurata (modificado de Pujol-Luz* & *Xerez, 1999); 5. Vittiger schnusei (modificado de Xerez* & *Pujol-Luz, 2001); 6. Artemita podexargenteus (modificado de Ururahy-Rodrigues, 2004); 7. Spyridopa tarsalis (modificado de Pujol-Luz* & *Assis-Pujol, 2002).*

berâncias ou tubérculos arredondados; mancha esternal pequena no segmento VI do abdome (Figs. 8,9-16,17).....**Chiromyzinae**

- Larvas com oito segmentos abdominais; aparelho bucal mandibulo-maxilar; cabeça de forma variada, mas nunca com protuberâncias arredondadas; mancha esternal de tamanho variável, presentes nos segmentos V, VI e/ou VII do abdome.....**2**

2- Segmento anal (VIII segmento do abdome) posteriormente arredondado, sem cerdas hidrófobas; abdome com fileira de cerdas dorsais e ventrais dispostas transversalmente; setas abdominais não achatadas e sem a margem franjada (Figs. 10,11-15).....**3**

- Segmento anal (VIII segmento do abdome) arredondado ou oblongo com cerdas apicais conspícuas, inconspícuas ou ausentes, algumas vezes alongado formando um tubo com uma coroa de cerdas hidrófobas no ápice; se a coroa apical está ausente, então as cerdas abdominais formam duas fileiras transversais ou são achatadas e franjadas na margem (Figs. 12-14).....**6**

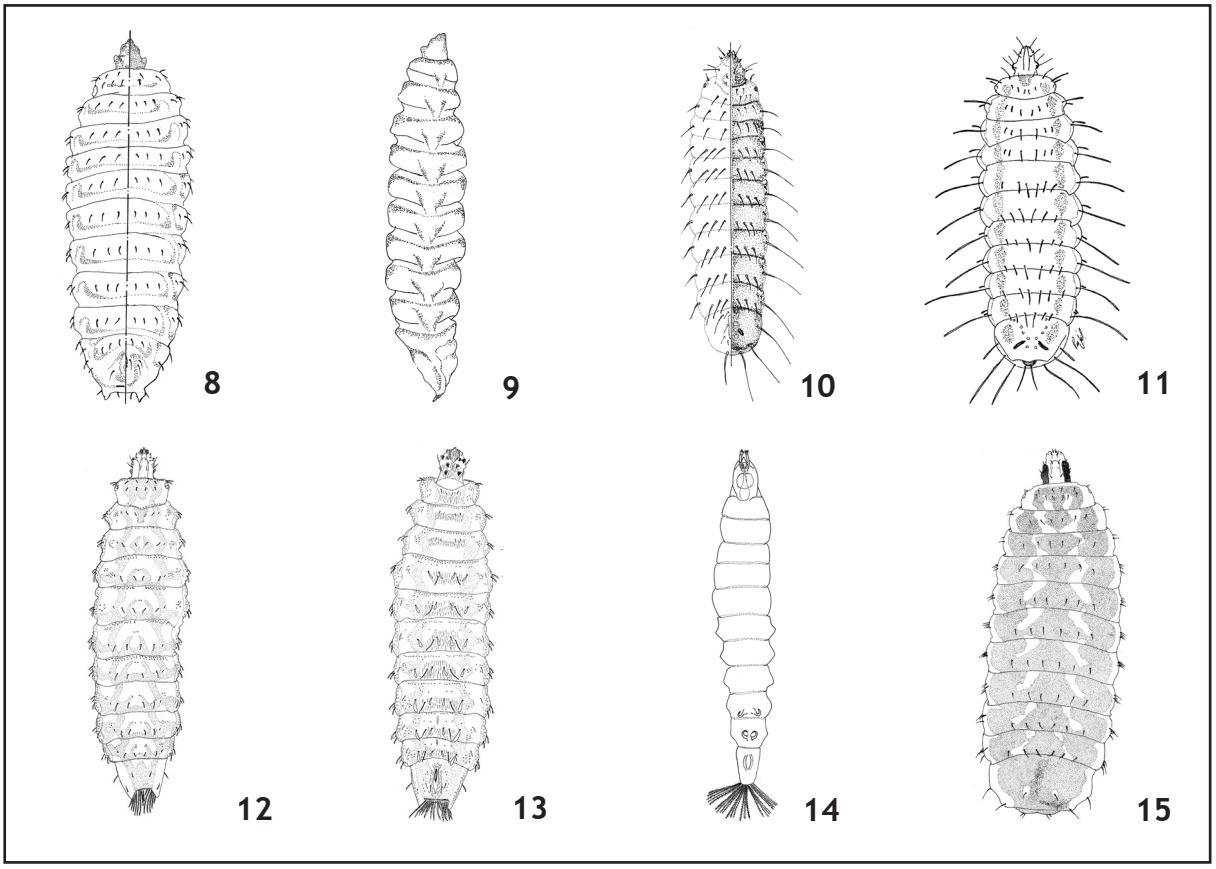
3- Cerdas sobre os segmentos do corpo rodeados por pilosidade formando tufos mais ou menos distintos; segmento anal franjado com cerdas finas; se as setas sobre os segmetos do corpos são simples e segmento anal perde a franja marginal, então a mancha esternal é distinta sobre o segmento V ou os segmentos abdominais têm 4 pares de cerdas ventrais.....**Beridinae**

- Cerdas sobre os segmentos abdominais simples, não rodeadas por pilosisades; segmento anal sem franjas marginais; mancha esternal somente distinta sobre o segmento abdominal VI (ou e VII) e segmentos abdominais com três pares de cerdas ventrais.....**4**

4- Larvas grandes com o comprimento igual ou superior a 18-20 mm, de coloração amarela ou preta (pré-pupa ou pupa), com uma densa cobertura de pêlos amarelados ou cúpreos; abertura do espiráculo posterior apical.....**Hermetiinae**

- Larvas pequenas ou médias com o comprimento variando de 3-14 mm de comprimento com pilosidade posterior dorsal.....**5**

5- Larvas de tamanho médio com lobos oculares distintos, cabeça com cerdas dorsais e ventrais situadas no nível dos ocelos; cerdas sublabrais presentes; somente quatro pares de cerdas ventrais sobre o segmento anal.....mancha esternal presente nos segmentos V, VI e VII do abdome; pardrão cromático dorsal em característico zig-zag (Fig. 15).....**Sarginae**



Figs. 8-15. Larvas de Stratiomyidae. 8. *Chiromyza vittata*, vista dorsal (esquerda) e ventral (direita) (modificado de Pujol-Luz & Vieira, 2000); 9. *Chiromyza vittata*, vista lateral (modificado de Pujol-Luz & Vieira, 2000); 10. *Chalcidomorphina aurata* vista dorsal (direita) e ventral (esquerda) (modificado de Pujol-Luz & Xerez, 1999); 11. *Vittiger schnusei* (modificado de Xerez & Pujol-Luz, 2001); 12. *Raphiocera armata* (vista dorsal) (modificado de Pujol-Luz et al., 2004); 13. *Raphiocera armata* (vista ventral) (modificado de Pujol-Luz *et al.*, 2004); 14. *Stratiomyinae não* identificado (original); 15. *Sarginae* não identificado (original).

- Larvas pequenas (3 a 7,5 mm de comprimento) sem lobos oculares; cabeça com cerdas localizadas na frente dos olhos; cerdas sublabrais ausentes; cinco pares cerdas ventrais sobre o segmento anal (Figs. 10,11).....**Pachygastrinae**

6- Extremidade apical do abdome com cerdas apicais conspícuas.....**8**

- Extremidade apical do abdome com cerdas apicais inconspícuas.....**7**

7- Abdome sem uma coroa de cerdas apicais..... .....Clitellariinae

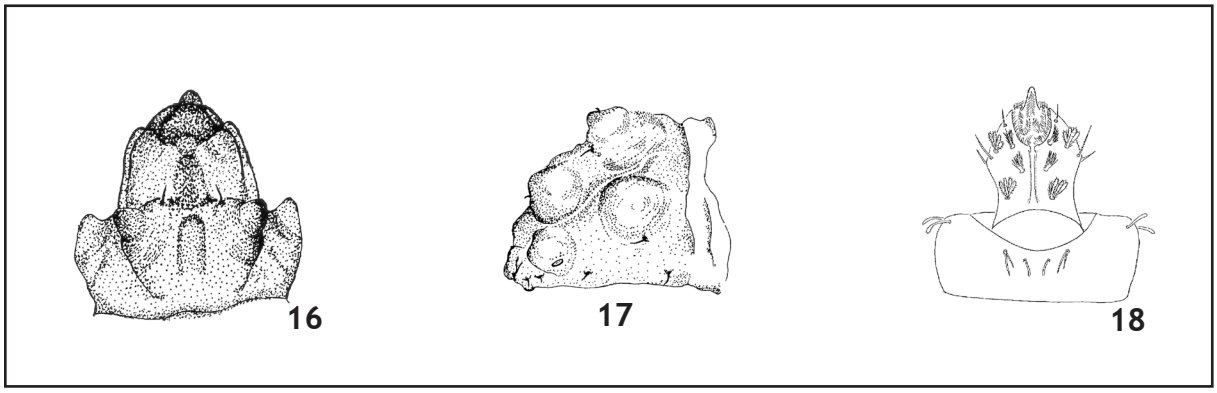
- Abdome com uma coroa de cerdas apicais inconspícuas localizadas em uma fenda na extremidade do segmento anal.....**Chrysochlorininae**

8- Abdome com ou sem protuberância em forma de tubo; segmento VIII com uma coroa de cerdas hidrófobas pouco ou bem desenvolvida; corpo com cerdas simples, ou as vezes digitiformes; segmento anal com cerdas ventrais e dorsais desenvolvidas (Fig. 14)....**Stratiomyinae** (incluindo Nemotelinae)

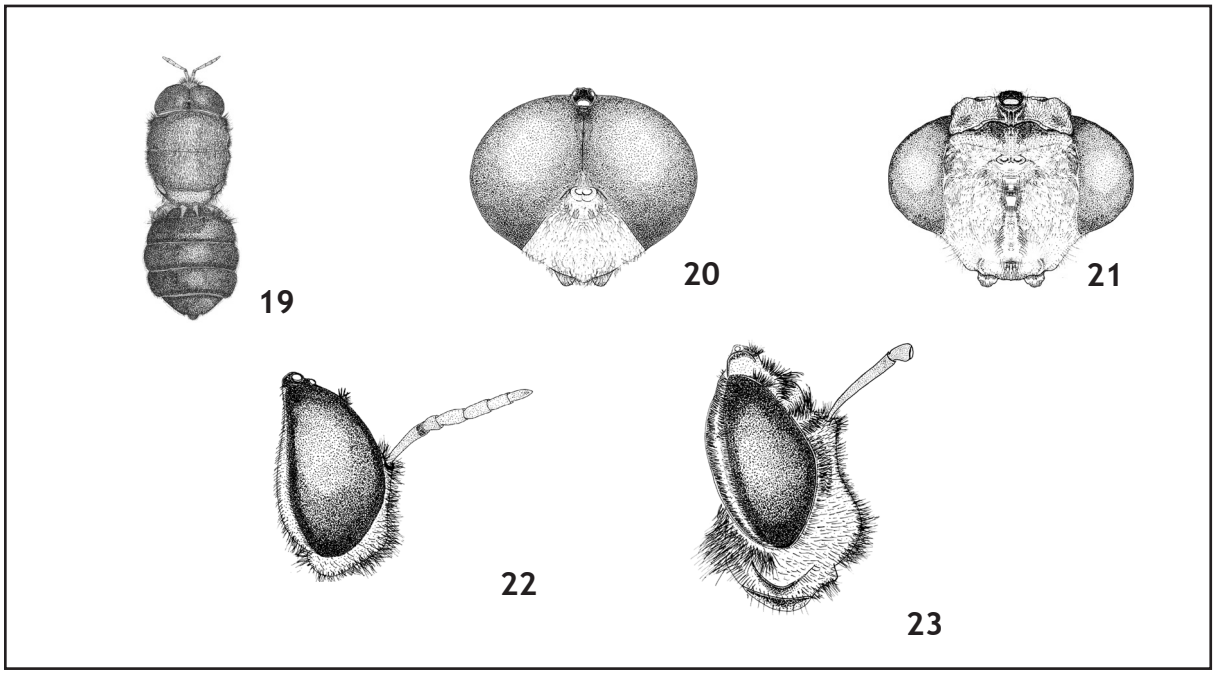
- Abdome sem protuberância em forma de tubo; segmento VIII com uma coroa de cerdas hidrófobas inseridas na parte ventral do segmento e bem desenvolvidas; cabeça e partes do corpo com tufos de cerdas digitiformes, ramificadas e franjadas; segmento anal com cerdas ventrais e dorsais curtas e pouco desenvolvidas; padrão cromático dorsal em característico zig-zag (Figs. 12,13-18)...**Raphiocerinae**

Agradecimentos

Aos colegas Lucia Claps, Guillermo Claps e Nelson Papavero pelas informações sobre o material depositado no Instituto - Fundación Miguel Lillo (IFML), Argentina. Às



Figs. 16-18. Larvas de Stratiomyidae. 16. *Chiromyza vittata*, vista dorsal (modificado de Pujol-Luz & Vieira, 2000); 17. *Chiromyza vittata*, vista lateral (modificado de Pujol-Luz & Vieira, 2000); *Raphiocera armata* (vista ventral da cabeça e protórax) (modificado de Pujol-Luz *et al.*, 2004).



Figs.19-23. *Stratiomicrodon convexus.* 19. Habitus do macho; 20. Cabeça do macho (vista frontal); 21. Cabeça da fêmea (vista frontal); 22. Cabeça do macho (vista lateral); 23. Cabeça da fêmea (vista lateral) (modificado de Pujol-Luz & Papavero, 1998).

estudantes de graduação Karine B. Barros Cordeiro pela ajuda na digitalização das imagens e as estudantes de pós-graduação Érica Sevilha Harterreiten Souza e Cecília Kosmann pela revisão de diferentes partes do texto. Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico, Processo 308636/2007-4 (JRPL).

Literatura citada

COPELLO, A. 1926. Biología de *Hermetia illuscens* [sic] Latr. *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 1: 22-26.

JAMES, M.T. 1953. A preliminary review of the Argentine genera and species of Stratiomyidae (Diptera). Part I. Stratiomyidae. *Acta zool. Lilloana* 13: 307-326.

JAMES, M.T. 1973. Family Stratiomyidae. *En*: Papavero, N. (ed.), *A Catalogue of the Diptera of the Americas south of the United States* 26: 1-95. Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, São Paulo.

LOPES, A. L.F., XEREZ, R., SILVA, R.R. & J.R. PUJOL-LUZ. 2006. Descrição dos pupários de *Manotes crassimanus* James e *Pedinocera longicornis* Kertész (Diptera, Stratiomyidae, Pachygastrinae) da Ilha da Marambaia, Mangaratiba, Rio de Janeiro, Brasil. *Rev. Brasil. Zool*. 23: 733-739.

PIMENTEL, T. & J. R. PUJOL-LUZ. 2000. Os gêneros de Raphiocerinae (Diptera, Stratiomyidae) do Brasil e algumas espécies da América do Sul. Parte 1 - A tribo Analcocerini (*sensu* Enderlein, 1914). *Contr. Avulsas Hist. Nat. Bras. (Zool.)* 23: 1-18.

PIMENTEL, T. & J. R. PUJOL-LUZ. 2001. Os gêneros de Raphiocerinae (Diptera, Stratiomyidae) do Brasil e algumas espécies da América do Sul. Parte 2 - A tribo Raphiocerini (*sensu* Schiner). *Contr. Avulsas Hist. Nat. Bras. (Zool.)* 33: 1-31.

PIMENTEL, T. & J.R. PUJOL-LUZ. 2002a. Insecta-Diptera-Stratiomyidae (Subfamília Raphiocerinae). *Fauna Amazôn. Bras*. 12: 1-3.

PIMENTEL, T. & J.R. PUJOL-LUZ. 2002b. A new species of the genus *Raphiocera* (Diptera: Stratiomyidae) from Santa Catarina, Brazil. *Studia Dipterol*. 9: 513-517.

PUJOL-LUZ J.R. & F.M. LEITE. 2001. Descrição do último ínstar larval e do pupário de *Ptecticus testaceus* (Fabr.) (Diptera: Stratiomyidae). *Neotr. Ent*. 30: 587-591.

PUJOL-LUZ, J.R. & N. PAPAVERO. 1998. A new genus of Stratiomyini from Argentina. (Diptera, Stratiomyidae). *Ann. Soc. Ent. France* 34: 209-214.

PUJOL-LUZ, J.R. & F.D. VIEIRA. 2000. A larva de *Chiromyza vittata* Wiedemann (Diptera, Stratiomyidae). *An. Soc. Ent. Bras*. 29: 49-55.

PUJOL-LUZ, J.R. & R. de XEREZ. 1999. The larva of *Chalcidomorphina aurata* Enderlein, 1914 (Diptera, Stratiomyidae) from "Ilha da Marambaia," Rio de Janeiro, Brazil. *Proc. Ent. Soc. Washington* 101: 295-299.

PUJOL-LUZ, J.R, XEREZ R. de & G.G. VIANA. 2004. Descrição do pupário de *Raphiocera armata* (Wiedeamnn) (Diptera, Stratiomyidae) da Ilha da Marambaia, Rio de Janeiro, Brasil. *Rev. Bras. Zool*. 21: 995-999.

PUJOL-LUZ, J.R., FRANCEZ, P.A., URURAHY-RODRIGUES, A. & R. CONSTANTINO. 2008. The Black Soldier-fly, *Hermetia illucens* (Diptera, Stratiomyidae), used to estimate the postmortem Interval in a case in Amapa State, Brazil. *J. For. Sci*. 53: 476-478.

ROSZKOŠNÝ, R. 1982. *A biosystematic study of the European Stratiomyidae (Diptera). Volume 1 (Introduction, Beridinae, Sargnae and Stratiomyinae)*. Dr. Junk Publisher, The Hague. vii+400pp.

SOUZA-SILVA, M., FONTENELLE, J.C.R. & R.P. MARTINS. 2001a. Por que moscas visitam flores? *Ciência Hoje* 30: 68-71.

SOUZA-SILVA, M., FONTENELLE, J.C.R. & R.P. MARTINS. 2001b. Seasonal abundance and species composition of flower-visiting flies. *Neotr. Ent*. 30: 351-359.

URURAHY-RODRIGUES, A. 2004. *Artemita bicolor* Kertész, novo sinônimo de *Artemita podexargenteus* Enderlein, (Diptera, Stratiomyidae) com notas nas terminálias masculina e feminina. *Rev. Bras. Zool*. 21: 397-402.

VIANA, G.G., PUJOL-LUZ, J.R. & R. de XEREZ. 2003. Descrição da larva e do pupário de *Auloceromyia vespiformis* Lindner (Diptera: Stratiomyidae, Clitellariinae). *Neotr. Ent*. 32: 69-74.

WOODLEY, N.E. 1989. Phylogeny and classification of the "orthorrhaphous" Brachycera. Chapter 115: 1371-1395, *In*: McAlpine, J.F., Peterson, B.V., Shewell, G.E., Teskey, H.J., Vockeroth, J.R. & Wood, D.M. (eds.), *Manual of Neartic Diptera*. Volume 3. Monograph No. 32. Research Branch, Agriculture Canada, Ottawa. (4) 1333-1581.

WOODLEY, N.E. 1995. The genera of Beridinae (Diptera: Stratiomyidae). *Mem. ent. Soc. Washington* 16: 1-231.

WOODLEY, N.E. 2001. A world catalog of the Stratiomyidae (Insecta, Diptera). *Myia* 11: 1-473.

WOODLEY, N.E. 2009. Stratiomyidae (Soldier Flies). Chapter 38: 521-549. *In*: Brown, B.V., Borkent, A., Cumming, J.M., Wood, D.M., Woodley, N.E., Zumbado, M.A. (eds.), *Manual of Central American Diptera*. Volume 1. NRC Research Press, Ottawa, Ontario, Canada. 714 pp.

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 Dipterol*. 8: 337-341.

XEREZ, R. de, VIANA, G.G. & J.R. PUJOL-LUZ. 2004. Description of the puparium of *Cyphomyia aurifrons* Wiedemann and *Cyphomyia picta* Schiner (Diptera, Stratiomyidae, Clitellariinae) from Ilha da Marambaia, Rio de Janeiro, Brazil. *Rev. Bras. Zool*. 21: 79-83.

Apêndice 1. Lista dos 167 gêneros e 967 espécies de Stratiomyidae que ocorrem na região Neotropical e 73 espécies registradas na Argentina.

Parhadrestiinae

Parhadrestia (2, 0).

Chiromyzinae

Barbiellinia (5, 0); Chiromyza (10, 0); Clavimyia (1, 0); Hylorops (1, 0); Mapuchemyia (2, 2); Mesomyza (3, 0); Nonacris (9, 0); Stenimantia (1, 0); Tana (2, 0).

Beridinae

Actinomyia (3, 0); Anexaireta (7, 0); Archistratiomys (2, 0); Arcuavena (6, 0); Beridella (4, 0); Beridops (4, 0); Berismyia (3, 0); Draymonia (1, 1); Exaeretina (1, 0); Hadrestia (2, 1); Heteracanthia (3, 1); Macromeracis (20, 0); Microhadrestia (1, 1); Neoberis (1, 1); Oplacantha (20, 1); Paraberismyia (1, 0); Smaragdinomyia (1, 0).

Antissinae

Cyanauges (5, 0).

Pachygastrinae

Acanthinomyia (3, 1); Artemita (14, 2); Blastocera (1, 1); Borboridea (2, 1); Bracyodina (6, 0); Cactobia (1, 0); Caenacantha (1, 0); Chalcidomorphina (4, 0); Charisina (1, 0); Chlamydonotum (1, 1); Chlorophthalmyia (1, 0); Clarissimyia (1, 0); Cosmariomyia (3, 1); Cyclotaspis (1, 0); Cynipimorpha (1, 0); Dactylacantha (1, 0); Dactylodeictes (4, 0); Diastophthalmus (1, 0); Ecchaetomyia (1, 1); Eicochalcidina (2, 1); Eidalimus (7, 1); Engicerus (1, 0); Eupachygaster (1, 1); Gowdeyana (7, 2); Hypselophrum (1, 0); Iidemyia (1, 0); Lasiodeictes (1, 0); Ligyromyia (1, 1); Lyprotemyia (5, 0); Manotes (5, 3); Meristocera (2, 0); Mycterocera (1, 1); Myiocavia (1, 0); Neoacanthina (1, 0); Neochauna (1, 0); Netrogramma (1, 0); Pachygaster (2, 0); Panacridops (1, 0); Panacris (6, 0); Paracanthinomyia (1,

0); Pedinocera (1, 0); Peltina (3, 0); Platylobium (1, 0); Popanomyia (2, 0); Proegmenomyia (1, 0); Psephiocera (6, 0); Pseudocyphomyia (1, 0); Spaniomyia (4, 0); Spyridopa (1, 0); Strobilaspis (3, 0); Synaptochaeta (1, 0); Tegocera (1, 0); Tijucameru (1, 0); Thopomyia (4, 1); Trigonocerina (1, 0); Vittiger (1, 0); Zabrachia (6, 0).

Clitellariinae

Abasanistus (5, 0); Abavus (3, 0); Acropeltates (3, 0); Adoxomyia (4, 0); Amphilecta (1, 0); Auloceromyia (2, 0); Chordonota (8, 1); Cyphomyia (72, 6); Diaphorostylus (4, 0); Dicyphoma (2, 0); Dieuryneura (1, 0); Ditylometopa (2, 0); Euryneura (8, 2); Grypomyia (1, 0); Homalarthria (1, 0); Labocerina (1, 0); Leucoptilum (2, 0); Meringostylus (2, 0); Platopsomyia (1, 0); Progrypomyia (1, 0).

Chrysochlorininae

Cacosis (2, 0); Chrysochlorina (21, 0); Pelagomyia (2, 0); Trichocercocera (1, 0).

Hermetiinae

Chaetohermetia (2, 0); Chaetosargus (4, 0); Hermetia (52, 1); Patagiomyia (1, 0).

Sarginae

Acrochaeta (10, 0); Cephalochrysa (1, 0); Eumenogastrina (1, 0); Himantigera (8, 0); Lobisquama (1, 0); Merosargus (142, 4); Microchrysa (6, 1); Ptecticus (52, 29); Sargus (47, 1).

Raphiocerinae

Analcocerini

Analcoceroides (1, 0); Analcocerus (3, 0); Anisoscapus (2, 0); Neanalcocerus (1, 0).

Raphiocerini

Brachythrix (1, 0); Cyclophleps (1, 0); Dactylothix (1, 0); Dicamptocrana (1, 0); Dicranophora (4, 0); Dolichothrix (1, 0); Heptozus (2, 0); Histiodroma (1, 0); Lysozus (1, 0); Neanalcocerus (1, 0); Neoraphiocera (1, 0); Pezodontina (1, 0); Phanerozus (1, 0); Pseudocyclophleps (1, 0); Pseudohistiodroma (1, 0); Raphiocera (4, 0); Rondonocera (1, 0).

Stratiomyinae

Oxycerini

Caloparyphus (1, 0); Euparyphus (11, 0); Glariopsis (1, 0); Glaris (1, 0); Pachyptilum (1, 0).

Prosopochysini

Melanochroa (1, 0); Myxosargus (9, 0); Nothomyia (15, 0).

Stratiomyini

Anopisthocrania (1, 0); Anoplodonta (2, 0); Chloromelas (6, 2); Hedriodiscus (25, 4); Hoplitimyia (9, 3); Metabasis (1, 0); Odontomyia (25, 2); Promeranisa (4, 2); Psellidotus (28, 5); Rhingiopsis (6, 0); Stratiomicrodon (1, 1); Stratiomyella (1, 1); Stratiomys (10, 0); Zuerchermyia (5, 0).

Nemotelinae

Brachycara (3, 0); Nemotelus (45, 8).

Apêndice 2. Lista das especies de Stratiomyidae da Argen**tina** (modificado de Woodley, 2001).

Chiromyzinae

Mapuchemya australis (Aubertin). Argentina

Mapuchemya krausei (Philippi). Argentina, Chile.

Beridinae

Draymonia nitida (Aubertin). Argentina, Chile.

Hadrestia aenea Thomson. Argentina, Chile.

Heteracanthia ruficornis Macquart. Argentina, Bolívia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Equador, El Salvador, Guiana Francesa, Guatemala, Honduras, México, Panama, Peru, Suriname, Trinidad.

Microhadrestia minuta Lindner. Argentina, Chile.

Neoberis brasiliana Lindner. Argentina, Brasil.

Oplachantha lanugiosa Enderlin, Neotropical: Argentina.

Pachygastrinae

Acanthinomyia longa (Wiedemann). Argentina, Brasil.

Artemita podexargenteus Enderlein, Neotropical: Argentina, Bolívia, Brasil, El Salvador, México, Nicarágua, Panamá, Suriname, Trinidad e Tobago, Venezuela. Paraguai.

Artemita brasiliana Lindner, Neotropical: Argentina, Brasil.

Blastocera speciosa Gerstaecker. Argentina, Brasil, Panamá, Bolívia.

Borboridea megaspis Kertész. Argentina, Brasil.

Chlamydonotum nigreradiatum Lindner. Argentina, Brasil.

Cosmariomyia argyrosticta Kertész. Argentina, Brasil, Costa Rica, El Salvador.

Ecchaetomyia nigrovittata Lindner. Argentina, Brasil.

Eicochalcidina golbachi James. Argentina.

Eidalimus angustifrons James. Argentina.

Eupachygaster alexanderi (Brèthes). Argentina.

Gowdeyana argenteus (James). Argentina.

Gowdeyana vitrisetosus (Lindner). Argentina.

Ligyromyia columbiana Kertész. Argentina, Brasil, Colômbia, Perú, Trinidad.

Manotes flavipes James. Argentina.

Manotes hyalina James. Argentina.

Manotes plana Kertész. Argentina, Bolívia, Brasil, Costa Rica, México, Paraguai.

Mycterocera contigua James. Argentina.

Thopomyia dentatum (James). Argentina.

Clitellariinae

Chordonota vittata (Wult) Neotropical: Argentina.

Cyphomyia aczeli James. Argentina.

Cyphomyia auriflamma Wiedemann. Argentina, Brasil, Guyana, México, Paraguai, Uruguai.

Cyphomyia golbachi James. Argentina.

Cyphomyia gracilicornis Gerstaecker. Argentina, Brasil, Paraguai.

Cyphomyia leucocephala Wiedemann. Argentina, Brasil, Equador, Paraguai, Peru.

Cyphomyia wiedemanni Gerstaecker. Argentina, Bolívia, Brasil, Colômbia, Costa Rica, Equador, Guiana Francesa, Guyana, México, Nicarágua, Panamá, Paraguai, Peru, Suriname, Tobago, Trinidad, Venezuela.

Euryneura elegans Williston. Argentina, Belize, Brasil, Costa Rica, Equador, Guatemala, México, Nicarágua, Panamá, Peru, Tobago, Trinidad, Venezuela.

Euryneura robusta Kertész. Argentina, Brasil, Paraguai.

Hermetiinae

Hermetia illucens (Linnaeus, 1758). Cosmopolita.

Sarginae

Merosargus anticus Curran. Argentina, Costa Rica, Equador, Guatemala, México (Veracruz), Peru, Venezuela.

Merosargus cingulatus Schiner[3]. Argentina, Brasil, Colombia, Costa Rica, Equador, El Salvador, Guatemala, Honduras, México, Nicaragua, Panamá, Trinidad, Venezuela.

Merosargus golbachi James. Argentina.

Merosargus stamineus (Fabricius) [4]. Argentina, Belize, Brazil, Colombia, Costa Rica, Equador, El Salvador, Guatemala, Honduras, México, Panamá, Peru.

Microchrysa bicolor (Wiedemann). Argentina, Belize, Brasil, Costa Rica, Dominica, República Dominicana, El Salvador, Guatemala, Honduras, México, Nicarágua, Panamá, Porto Rico, Uruguai.

Ptecticus testaceus (Fabricius). Argentina, Belize, Brasil, Costa Rica, Honduras, México, Panamá.

Ptecticus xanthipes Blanchard. Argentina.

Sargus thoracicus Macquart. Argentina, Brasil, Costa Rica, Guatemala, Honduras, México, Panamá.[5]

Stratiomyinae

Chloromelas brunneipicta James. Argentina.

Chloromelas cordobaensis (Lindner). Argentina.

Hedriodiscus chloraspis (Wiedemann). Neotropical - Argentina, Bolivia,, Uruguay.

Hedriodiscus nudifrons James. Argentina.

Hedriodiscus pulcher (Wiedemann). Argentina, Bolivia, Brazil, Costa Rica, Uruguay.

Hedriodiscus quadrilineatus (Macquart). Argentina, Brazil, Colombia, Paraguay.

Hoplitimyia mutabilis (Fabricius). Nearctic: EEUU. Argentina, Brazil, Costa Rica, El Salvador, French Guiana, Honduras, Mexico, Nicaragua, Panama
Hoplitimyia semiluna James. Argentina.
Hoplitimyia subalba (Walker). Argentina, Brasil, Costa Rica, Mexico, Panama, Peru.
Odontomyia altifrons Wulp. Argentina.
Odontomyia vanderwulpiana Brèthes. Argentina.
Promeranisa cylindricornis Williston. Argentina, Brasil.
Promeranisa nasuta (Macquart). Argentina, Chile, Costa Rica, Panamá.
Psellidotus bonariensis (Brèthes). Argentina.
Psellidotus elegans (Macquart). Neotropical: Argentina, Chile.
Psellidotus fenestratus (Thomson). Neotropical: Argentina, Brasil.
Psellidotus inermis (Wiedemann). Argentina, Bolívia, Brasil, Uruguai.
Psellidotus protrudens (James). Argentina.
Stratiomicrodon convexus (Wulp). Argentina, Bolivia, Paraguay [6]
Stratiomyella nana James. Argentina, México.

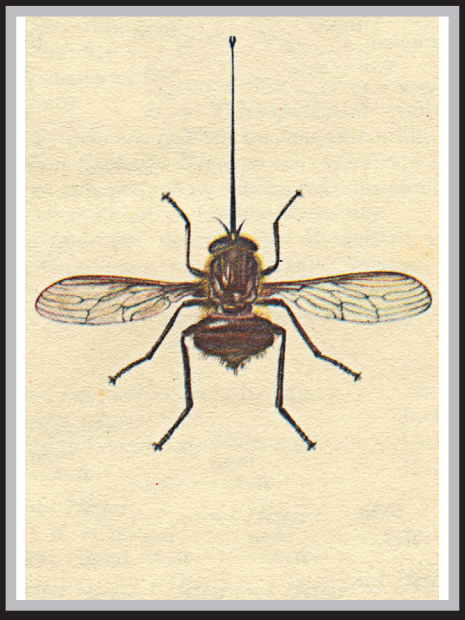
Nemotellinae

Nemotellus (*Camptopelta) catharistis* Lindner. Argentina, Paraguai.
Nemotellus (*Camptopelta) eburneopictus* James. Argentina, Paraguai.
Nemotellus (*Camptopelta) maculatus* Kertesz. Argentina.
Nemotellus (*Camptopelta) magellanicus* James. Argentina, Chile.
Nemotellus (*Camptopelta) neuquenensis* Kertesz. Argentina.
Nemotellus (*Camptopelta) niger* Bigot. Argentina, Chile, Paraguai.
Nemotellus (*Camptopelta) pulchricornis* James. Argentina
Nemotellus (*Camptopelta) shannoni* James. Argentina.

Notas

(1) Novo registro de ocorrência de *Heteracanthia ruficornis* Macquart para a Argentina.
(2) Ururahy-Rodrigues (2004) considerou *Artemita bicolor* Kertész, 1914 como sinônimo júnior de *Artemita podexargenteus* Enderlein, 1914.
(3) Novo registro de ocorrência de *Merosargus cingulatus* Schiner para a Argentina
(4) Novo registro de ocorrência de *Merosargus stamineus* (Fabricius) para a Argentina
(5) Novo registro de ocorrência *Sargus thoracicus* Macquart para a Argentina
(6) Não concordamos com a opinião de Woodley (2001: nota 126, pág. 346) sobre a sinonimia de *Stratiomicrodon* Pujol-Luz & Papavero, 1998 e *Stratiomys* Geoffroy, 1762. A diagnose apresentada para o gênero *Stratiomicrodon* pelos autores não se resumia aos caracteres questionados e discutidos por Woodley (2001). Ao contrário do que afirmou Woodley, o padrão cromático, a relação de comprimento entre a cabeça e o tórax e a forma da cabeça da fêmea, incluindo a quilha frontal no vértice da cabeça, são bem evidentes e foram comparadas a outras espécies disponíveis de *Stratiomys*; viz. *Stratiomys adelpha* Steyskal, *Stratiomys barbata* Loew, *Stratiomys chamaeleon* (Linnaeus). Também foram observados os caracteres larvais quando disponíveis. Os autores chamaram atenção para o fato de que a espécie em questão era a única espécie de *Stratiomys* com quatro flagelômeros na antena e com os espinhos escutelares muito próximos e localizados no 1/3 médio do escutelo. Curiosamente o autor, em sua critica, descartou a informação sobre o número de flagelômeros de *Stratiomicrodon,* mas assumiu que as espécies de *Stratiomys* possuem apenas 5 ou 6 flagelômeros e ainda utilizou essa informação na discussão dos caracteres de sua filogenia (Woodley, 2001: 8). Concordamos com a afirmativa de James (1953) que esta espécie (*S. convexa*) não possui nenhuma relação aparente com as espécies Holárticas de *Stratiomys*. Portanto os argumentos apresentados pelo Woodley não nos parecem suficientes para sustentar a proposta de sinonímia e por esta razão revalidamos o gênero *Stratiomicrodon* Pujol-Luz & Papavero, com a única espécie *Stratiomicrodon convexus* (Wulp, 1881).

NEMESTRINIDAE



***Cecília KOSMANN**
****Carlos José Einicker LAMAS**
***José Roberto PUJOL-LUZ**

*Universidade de Brasília, Departamento de Zoologia, Instituto de Ciências Biológicas, 70910-900, Brasília, DF, Brasil.
ceciliakosmann@gmail.com
jrpujol@unb.br

**Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, Avenida Nazaré 481, Ipiranga, 04263-000 São Paulo, Brasil.
einicker@usp.br

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Argentina tiene 22 especies de Nemestrinidae, repartidas en cuatro géneros. Seis subfamilias son reconocidas en todo el mundo y tres se encuentran en la Argentina: Nemestrininae (12 especies), Hirmoneurinae (siete especies) y Falleniinae (tres especies). Se presentan claves para los géneros y especies, así como una lista taxonómica de las especies de la Argentina.

Abstract

Argentina has 22 species of Nemestrinidae, distributed in four genera. Six subfamilies of tangle-veined flies are recognized around the world, and three occur in Argentina: Nemestrininae (12 species), Hirmoneurinae (seven species) and Falleniinae (three species). Keys to genera and species, as well as a taxonomic list of the species of the Argentina are presented.

Introduction

Nemestrinidae (Diptera: Brachycera: Nemestrinoidea), commonly known as tangle-veined flies, are a widespread group of brachycerous flies of about 300 extant and fossil species (Evenhuis, 1994), distributed in 23 genera (Woodley, 2009). Many of them are moderate to large rather stout flies and frequently present a densely pilose body, which give them a bee-like appearance (Teskey, 1981). Their apomorphic character is a unique venation with a compound diagonal vein (Yeates, 1994). Adult nemestrinids are fast fliers, often occurring in open areas (Bernardi, 1973), being absent in dry areas (Devoto & Medan, 2006). Many tangle-veined flies feed on the nectar of flowers (Richter, 1997) and they present the ability of hover, keeping up a high-pitched hum (Cole, 1969). Those that present vestigial mouthparts do not feed (Teskey, 1981). All nemestrinid larvae are internal parasitoids of grasshoppers (Orthoptera) and scarabaeid larvae (Coleoptera) (Richter, 1997).

The are 16 extant genera and 265 species of Nemestrinidae in the world, with five genera and 60 species in South America (Bernardi, 1973, 1975). According to Bernardi (1973), "Nemestrinidae occur in all regions, but there are areas of higher concentration: from the Mediterranean to Turkestan, eastern Australia, southern Africa, Chile and Argentina [...]". The extant subfamilies, Hirmoneurinae and Nemestrininae, are the most widely distributed (Bernardi, 1973).

Classification

Based on the hypermetamorphosis, Woodley (1989) placed Nemestrinidae within Acroceridae in the superfamily Nemestrinoidea, which has been discussed by several authors (Yeates, 1994; Griffiths, 1994). Additional studies are necessary to resolve this problem, especially on the male genitalia (Griffiths, 1994), as well as the phylogenetic relationships among subfamilies.

In the history of classification of Nemestrinidae, Bequaert (1930, 1932) proposed the division of the family

in Trichopsideinae, Hirmoneurinae, and Nemestrininae, based on the length of proboscis, shape of the face, number of segments of the palpi and morphology of the female ovipositor. Studying only the Palaearctic fauna, Sack (1933) accepted only two subfamilies: Nemestrininae and Hirmoneurinae, based on the proboscis. Greathead (1967) accepted the classification proposed by Bequaert and gave special attention to the male genitalia. Rohdendorf (1968) described six species from the Upper Jurassic of the Karatau Range, South Kazakhstan, and placed them in two subfamilies, erecting a new one, †Archinemestriinae, based the basis of wing venation. In 1973, Bernardi proposed a new classification, employing new characters not used up until that moment, as proportions of the segments of the hind tarsus, depression of the face, opacity of the wings and some characters of wing venation. Based on this, he also created two new subfamilies, Cyclopsideinae and Atriadopsinae. According to Bernardi (1973, 1976, 1977, 1989), the recent genera of Nemestrinidae are thus classified as follows:

Subfamily †Archinemestriinae: †*Archinemestrius* Rohdendorf, 1968 and †*Protonemestrius* Rohdendorf, 1968.

Subfamily Atriadopinae [Atriadopsinae of Bernardi, 1973]: *Atriadops* Wandolleck, 1897 (Brazil, Afrotropical, Oriental, New Guinea, and Australia), *Ceyloniola* Strand, 1928 (Sri Lanka), *Nycterimyia* Lichtwardt, 1909 (Afrotropical, Oriental, New Guinea, and Australia) and *Nycterimorpha* Lichtwardt, 1909 (Oriental and Australia).

Subfamily Cyclopsideinae: *Cyclopsidea* Mackerras, 1925 (Australia).

Subfamily Falleniinae [Trichopsideinae of Bernardi, 1973]: *Fallenia* Meigen, 1820 (Palearctic), *Neorhyncocephalus* Lichtwardt, 1909 (Palearctic, Nearctic, and Neotropical), *Trichopsidea* Westwood, 1839 [= *Symmictus* Loew, 1858] (Nearctic, Palearctic, New Guinea, and Australia) and †*Prohirmoneura* Handlirsch, 1908.

Subfamily Hirmoneurinae: †*Eohirmoneura* Rohdendorf, 1968, *Hirmobequaertia* Bernardi, 1976 (Laos), *Hirmoia* Bernardi, 1976 (Oriental), *Hirmoneura* Meigen, 1820 (Nearctic, Palearctic, and Oriental), *Hirmoneuropsis* Bequaert, 1932 (Neotropical), *Hirmoneurota* Bernardi, 1976 (Oriental), *Hyrmophlaeba* Rondani, 1863 (Neotropical), *Indohirmoneura* Bequaert, 1932 (Sri Lanka), *Neohirmoneura* Bequaert, 1920 [Neotropical (one sp. in Guatemala), Nearctic (one sp. in Mexico), Palearctic] and *Parahirmoneura* Bernardi, 1976 (Palearctic).

Subfamily Nemestrininae: *Moegistorhynchus* Macquart, 1840 (South Africa), *Nemestrinus* Latreille, 1802 (Palearctic), †*Palembolus* Scudder, 1878, *Prosoeca* Schiner, 1867 (Afrotropical), *Stenobasipteron* Lichtwardt, 1910 (Afrotropical), *Stenopteromyia* Lichtwardt, 1909 (Palearctic), and *Trichophthalma* Westwood, 1835 [Australia, South America (Chile, Argentina)].

We agree with Bernardi (1973, 1976) that the classification of the tangle-veined flies is based more on convenience than on a phylogenetic analysis.

Fossil records

Nemestrinidae are rather primitive among Diptera and were probably one of the first ones to feed on the nectar of early angiosperms during the Early Cretaceous (Willemstein, 1987). They probably originated in the Late Triassic/Early Jurassic (Ansorge & Mostovski, 2000) and many fossils are known, from the Jurassic of Karatau (Kazakhstan), China, Eichstätt (Germany), the Lower Cretaceous of Spain, Russia and Mongolia, the Eocene of Germany, the Oligocene of Florissant, and Colorado (U.S.A.) (cf., for instance, Ansorge & Mostovski, 2000; Bequaert, 1932, 1947; Bequaert & Carpenter, 1936; Bernardi, 1973; Evenhuis, 1994; Mostovski, 1998; Ren, 1998a; Nagatomi & Yang, 1998; Mostovski & Martínez-Delclòs, 2000; Wedmann, 2007; Zhang *et al.*, 2008).

Wedmann (2007) made this interesting comment: "The fossil record shows that the Nemestrinidae is a very ancient taxon, with representatives of the basal Archinemestriinae knownhfrom Jurassic and Cretaceous localities (Mostovski, 1998; Ansorge & Mostovski, 2000). Earliest representatives of Hirmoneurinae are known from the Upper Jurassic (Ansorge & Mostovski, 2000). Among the Cretaceous species are representatives both of extinct taxa (e. f., *Florinemestrius* and *Sinonemestris*) and of extant genera [namely, *Hirmoneura*, *Prosoeca*, and possibly *Nemestrinus* (see Mostovski & Martínez-Delclòs, 2000)]. All known Paleogene Nemestrinidae can be assigned to extant genera (Bequaert & Carpenter, 1936). Among the five species recorded from the Upper Eocene of Florissant, the species *Neorhynchocephalus occultator* cannot be distinguished morphologically from the extant New World species *N. volaticus* on the basis of the preserved characters (Bequaert & Carpenter, 1936). From this, the highly conservative morphology of nemestrinids is evident and suggests that few ecological changes took place in this group. Since extant species of *Hirmoneura* are internal parasites of the larvae of scarabaeid beetles (Handlirsch, 1882; Richter, 1997), this might well have been the case in the Eocene ecosystem of Messel too. Scarabaeid beetles are not uncommon among the fossils from the Messel Pit. Another interesting question is, why are there so many Mesozoic records of nemestrinids and so few Cenozoic fossil records? Since this taxon has a characteristic wing venation, fossils belonging to this group can easily be recognized. Therefore, the lack of nemestrinids from amber reflects a real scarcity of this group in amber. Probably this is due to taphonomic reasons, perhaps in connection with the relatively large size of many species, which are not caught by resin. It could also be connected with the fact that nemestrinids prefer open habitats to forested ones where the resin originated. Another possible explanation might be that nemestrinids actually were more abundant in Mesozoic times than in the Paleogene, consistent with the view that nemestrinids were certainly among the most ancient plant pollinators (e. g., Ren, 1998b; Grimaldi, 1999; Labandeira, 2000, 2005). Ren (1998b) proposed that mid Mesozoic long-proboscid nemestrinid flies from the Yixian Formation in China were consuming nectar from angiospermous seed plants. Labandeira (2000, 2005) argued convincingly that Mesozoic long-proboscid flies,

including nemestrinids, fed on nectar-like secretions and pollination droplets of seed plants, such as cheirolepidiaceous conifers, prior to radiation of angiosperms. When angiosperms became dominant during the mid-Cretaceous, the abundance of nemestrinids may have declined due to competitive displacement with new pollinators, resulting in the depauperate fossil record of nemestrinids in the Late Cretaceous and Cenozoic".

Morphology

The morphological features of nemestrinids that we present here were described by Teskey (1981) and Woodley (2009): medium-sized flies, with a short and compact body (4-16 mm), often with a dense pilosity. They are distinctive flies that generally are not misidentified, but may be confused with Bombyliidae.

Adults. Eyes often holoptic or approaching so in males and usually dicoptic in females, moderate to large in size, ranging from bare to densely pilose; males with upper facets enlarged. Frons, at antennae, rather narrow to almost half width of head. Face flat to moderately convex, sometimes with grooves near eye margin for reception of palpi. Antennae small, with scape longer than pedicel; flagellum with first flagellomere short, conical, followed by arista-like stylus composed of three flagellomeres. Mouthparts varied, ranging from vestigial to short with labella fleshy, to elongate with reduced labella; palpi usually two-segmented, slender, sometimes reflexed dorsally and housed in groove at margin of face, or occasionally vestigial.

Thorax unmodified; postpronotum small, usually hidden by head; mesonotum convex; postalar callus strongly developed; scutellum short, evenly rounded apically, often with submarginal groove; subscutellum often present, sometimes large. Legs simple; tibiae without apical spurs; tarsi with empodium pulvilliform; first tarsomere of each leg longer than other tarsomeres. Wings elongate, usually longer than body, ranging from hyaline to dark brown. Venation complex, with so-called "diagonal" vein formed of variously fused veins (elements of RS, R_{4+5}, r-m, M_1, M_2, M_3, CuA_1); cell cup elongate, open at wing margin in Central American species.

Abdomen about as wide as thorax, short and rounded to only slightly elongate, with seven pairs of spiracles. Terminalia in male not rotate; epandrium large, usually shallowly incised posteriorly; cercus well developed; aedeagus usually a simple tube. Female with only two spermathecae; ovipositor of two types: (1) telescope-shaped, with many retractile segments and terminal valvulae short (Hirmoneurinae, Nemestrininae and Cyclopsideinae); or (2) ovipositor sabre-shaped, with two extremely long and slender valvulae (Trichopsideinae and Atriadopsinae).

Larva. The nemestrids present four larval stages. First stage planidiiform, approximately 1-1.5 mm long, metapneustic; body segments usually numbering 11 or 12, if a cephalic division evident. Second and third stages cigar-shaped, about seven times longer than greatest width, and covered in a thin smooth transparent integument. Fourth stage stout, about three or four times longer than width, and covered in a leathery integument.

Pupa. Obtect. Head narrower and shorter than thorax; thorax narrower and about one-third length of abdomen; wing sheath and leg sheaths of equal length, reaching second abdominal segment. Head usually with sheaths for mouthparts and antennae mirroring size of adult structures, and with two pairs of slightly elevated rough-surfaced calluses anterior to antennal sheaths. Thorax with a callus similar to those on head, and situated laterally near base of each wing sheath. Abdominal segments 1-7 each encircled by a row of erect spines, three of which on each pleuron are long and hooked apically. Abdominal segment 8 strongly tapered posteriorly to a pair of sclerotized apically compressed and pointed tubercles curving dorsally; stout spines in a transverse row present laterally near base of segment; a pair of spines present ventrally on slightly expanded common base of caudal tubercles.

Biology and immature stages

Immature stages for only three genera have been described: *Neorhynchocephalus*, *Trichopsidea* and *Hirmoneura* (Teskey, 1981). All the characteristics of immature stages here reported by Teskey (1981) are based on these three genera, which may not represent the entire family.

All Nemestrinidae whose larvae are known are parasites. Grasshoppers are the hosts of *Trichopsidea* spp. and *Neorhynchocephalus* spp., whereas immature forms of scarabaeid beetles are the hosts of *Hirmoneura* spp. Eggs are deposited near large populations of host insects. Between 4000 and 5000 eggs are laid by a single female. They hatch in about 15 days into a minute, planidial larvae, the form in which they are infective. The first stage differs notably from the final three as an adaptation to a different environment. They encounter suitable hosts by chance, aided sometimes by wind dispersion. The larva enters the hemocoel of the host through the trachea via spiracle, being the exact site of entry species specific. The larva molts to the second stage soon after having entered the hemocoel. The larvae of *Trichopsidea* spp. and *Neorhynchocephalus* spp. develop a respiratory tube, which apparently is renewed each molt. The larva feeds mainly on the fat body and ovariole tissues of the host. Usually the entire ovary is destroyed, making the host unable to reproduce. The mature larva leaves the host in the fall (at least for neartic species), usually through the intersegmental membrane behind the posterior coxae, and enters the soil to overwinter. Pupation, for these species, occurs next year and the adult actively oviposits during late June and July (Teskey, 1981).

Falleniinae have acridiophagous larvae (Oliff, 1891; Spencer, 1931, 1932, 1945; Noble, 1936; Fuller, 1938; Crouzel & Salavin, 1943; York & Prescott, 1952; Prescott, 1955, 1960, 1961; Greathead, 1958, 1963; Smith, 1958; Léonide, 1962a-b, 1963, 1964a-b, 1968, 1969; Honwood & Hales, 1991; Sánchez & Onsager, 1994; Milner *et al.*, 2002; Rivera García, 2004). Among the Hirmoneurinae,

the larvae of *Hirmoneura obscura* feed upon larvae and pupae of *Rhizotrogus solstitialis* (Coleoptera: Scarabaeidae) (Handlirsch, 1882; Brauer, 1883; Osten Sacken, 1883; Richter, 1997); two Chilean species, *Hirmoneuropsis exotica* and *Hyrmophlaeba articulata* are also reported to feed upon scarabaeids (resp. Bruch, 1917; Stuardo Ortiz, 1934, and see also Riley (1883). Haehnni & Borer (2007) have recently reported *Atriadops vespertilio* parasitizing Mantodea, in Gambia.

Our knowledge of the immature stages of Neotropical species is scarce. The larva and pupa are known from *Neorhynchocephalus sackenii* (Prescott, 1960, 1961) and *Neorhynchocephalus sulphureus* (Crouzel & Salavin, 1943). The pupal skin of *Hyrmophlaeba articulata* was described and illustrated by Stuardo Ortiz (1936). The larvae of Falleniinae form a respiratory tube (Léonide, 1962b; Prescott, 1955, 1961); that tube is lacking in the larva of *Hirmoneura obscura*. There seems also to be a difference in the number of the fleshy processes on the last abdominal segments of the larvae and in the presence or absence of hooks on the spines of the abdominal pseudopods (Bernardi, 1973).

Adults frequent flowers, feeding upon the nectar; lists of the plants visited by Neotropical species were given by Stuardo Ortiz (1932), Angulo (1971), Bernardi (1974), Devoto & Medan (2006) and Devoto *et al*. (2006). Angulo (1971) also supplied original data based on the identification of pollen grains adhered to some specimens; see also Aizen (2001) and Souto & Premoli (2003) (*Trichophthalma sp*. in *Alstroemeria aurea*). Long-proboscid nemestrinids are known as specialized pollinators of plant species with tubular flowers (Manning & Goldblatt, 1995, 1997; Goldblatt *et al.*, 1996, 2000, 2002; Goldblatt & Manning, 2000, 2005; Johnson, 2004; Krenn *et al.*, 2005; Potgieter & Edwards, 2005; Devoto *et al.*, 2006; Potgieter *et al.*, 2007).

Some Nemestrinidae are preyed by Sphecidae (Hymenoptera) (Alexander *et al.*, 1993; Evans, 2002). Angulo (1971) also cites spiders and a robber fly as predators.

Agricultural economic importance

Nemestrinidae flies are important in controlling grasshoppers population, being the typical parasitism found in more than 90% of the individuals of a population (Prescott, 1960). Despite controlling populations of grasshoppers, larvae can reduce the susceptibility of these acridid hosts to infection by mycoinsectisides (Milner *et al.*, 2002).

Long-proboscid flies depend largely on floral nectar for their nutrition and are avid foragers of nectar-rich flowers. Their visits to the flowers of some plants result in the passive transference of pollen or pollinaria as they brush against anthers, and in turn, the passive transference of pollen or pollinaria to stigmas during visits to other flowers of the same species. Tangle-veined flies that have shorter mouthparts can also feed on nectar and pollinate plants (Goldblatt & Manning, 2000).

In southern Africa, pollination by Nemestrinidae is well documented (Johnson & Steiner, 1995). Three genera have been reported to participate in highly specialized pollination interactions with flowers with long floral tubes (Manning & Goldblatt, 1997). Argentinean nemestrids are much less specialized, once they share their floral resources with a diverse and little specialized fauna. A possible reason for this nonspecific interaction is that the flowers on which these flies feed have "open or short-tubed shapes, that do not hinder the access of other species to the floral resources" (Devoto & Medan, 2006). When comparing their results to other studies, Devoto & Medan (2006) suggest that Nemestrinidae are possible pollinators of a substantial portion of the anthopilous plant species of the temperate forests of southern South America, although further research on their effectiveness as pollinators is required to confirm this.

Nemestrinidae fauna from Argentina

Currently, there are no experts in Nemestrinidae in Argentina, which certainly influences the lack of information about the group in various regions of the country. Studies on the taxonomy and biology of the organism, mainly of immatures, are desirable and could serve as a strategy to expand knowledge of the diversity of this group of insects in Argentina.

Here we present a list of the species from Argentina. The list is based on the works of Bernardi (1973, 1977), Devoto & Medan (2006) and Medan & Devoto (2008). The Argentinean fauna of Nemestrinidae is composed by 22 species and four genera (see appendix), being five species endemic to the country. Almost half of the species that occur in South America are present in Argentina, being *Atriadops* the only missing genus.The following keys are compiled or modified from Bernardi (1973, 1977) and Medan & Devoto (2008).

Key to genera of Nemestrinidae present in Argentina

1- Proboscis well developed, longer than head.....**2**
- Proboscis reduced, clearly shorter than head, or vestigial.....**Hirmoneurinae**: ***Hirmoneuropsis*** and ***Hyrmophlaeba***
2- R_3 present (Fig. 1); eyes bare; New World genus, with a single Palearctic species (*N. tauscheri*).....***Neorhynchocephalus***
- R_3 absent (Fig. 2); eyes densely pilose; Australia, Chile, Argentina and Uruguay.....***Trichophthalma***

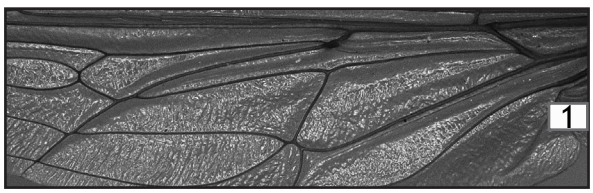


Fig. 1. Left wing of *Neorhynchocephalus sulphureus*.

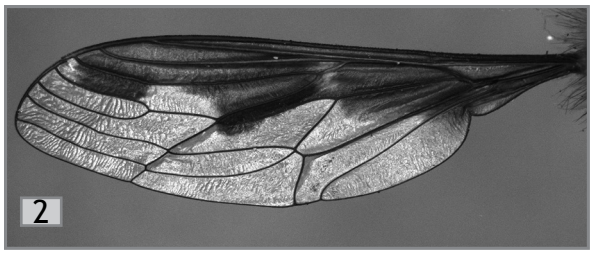


Fig. 2. Left wing of *Trichopthalma* (Eurygastromyia) *amoena*.

Key to species of *Hirmoneuropsis* of Argentina

1- Eyes bare or with microscopic hairs...***H. strobelli***
- Eyes densely pilose.....**2**
2- Alula long and strait (Fig. 3).....**3**
- Alula short and wide (Fig. 4).....***H. exotica***
3- Pilosity of palpi and antennae pale yellow...***H. ester***
- Pilosity of palpi and antennae black or another color.....***H. priscila***

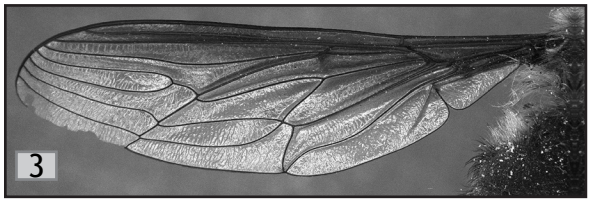


Fig. 3. Left wing of *Hyrmoneuropsis ester*.

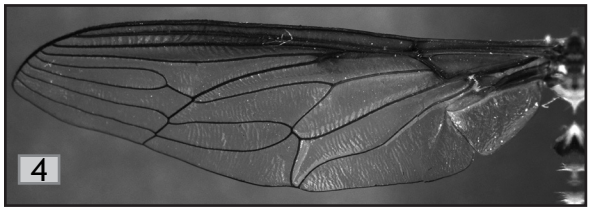


Fig. 4. Left wing of *Hyrmoneuropsis exotica*.

Key to species of *Hyrmophlaeba* of Argentina

1- Unusually large species (body length 23 mm) with broad abdomen, as in the genus *Trichophthalma*, decreasing sharply after wide width.....
.....***H. andicola***
- Species medium-sized to very small (up to 17 mm) with regular abdomen.....**2**
2- Pilosity of palpi predominantly white with sparse dark brown bristles; ocellar triangle about two times longer than wide.....***H. articulate***
- Pilosity of palpi predominantly black or brown, sometimes very light in colour; ocellar triangle short, equilateral or slightly longer than wide; Argentina.....***H. lurida***

Key to subgenera of *Trichophthalma*

1- 3rd antennal segment long, subcylindrical, with a sulcus at the base, sometimes not very clear, but distinguishable.....**2**
- 3rd antennal segment short, conical, pyriform or bulbous, without basal sulcus.....**3**
2- Tip of diagonal vein (M3+M4) displaced basad, not in line with remainder of diagonal; Australia.....***Trichophthalma***
- Tip of diagonal vein (M3+M4) in line with remainder of diagonal (Fig. 2); Chile, Argentina, Uruguay.....***Eurygastromyia***
4- 2nd palpal segment very large, swollen, club-shaped; Australia.....***Austrogastromyia***
- 2nd palpal segment slender, small not thicker than 1st, Australia.....***Lichtwardtiomyia***

Key to species of *Trichophthalma* (*Eurygastromyia*) of Argentina

1- Wings with anterior half mainly dark brown, posterior half clear, these areas separated by irregular line.....**2**
- Wings clear or only gradually darkened towards costa.....**7**
2- T3 or T4 pale or with a pale fascia.....**3**
- T3 and T4 not pale nor conspicuously fascinated....**4**
3- T3 blackish, T4 pale fasciated posteriorly (Fig. 5), scutellum pale.....***T. philippii***
- T3 white, T4 black, scutellum black.....
.....***T. amoena***
4- Mesonotum mainly blackish with two conspicuous pale longitudinal stripes.....**5**
- Mesonotum light grey or brown with two thin pale longitudinal stripes (Fig. 6).....**6**
5- Abdomen largely dark, but with posterior margins of T3-5 continuously grey (Fig. 7).....
.....***T. niveibarbis***
- Abdomen blackish with six pale spots, the first pair located at the base of T3.....
.....***T. sexmaculata***
6- Proboscis 2.5 times head height.....
.....***T. nubipennis***
- Proboscis 4 times head height.....
.....***T. porteri***
7- Proboscis shorter than head height.....
.....***T. anguloi***
- Proboscis longer than head height.....**8**
8- Body entirely covered by reddish brown indument.....***T. andina***
- Indument variable but not entirely reddish brown.....**9**
9- T3-5 gray, anteriorly with three separate to confluent dark brown spots.....***T. murina***
- T3-5 without anterior, confluent dark spots (Fig. 8).....**10**
10- Body indumentum sparse, light brown to yellow.....***T. jaffueli***
- Body indumentum dense, woolly, white interspersed with black.....***T. tigrina***

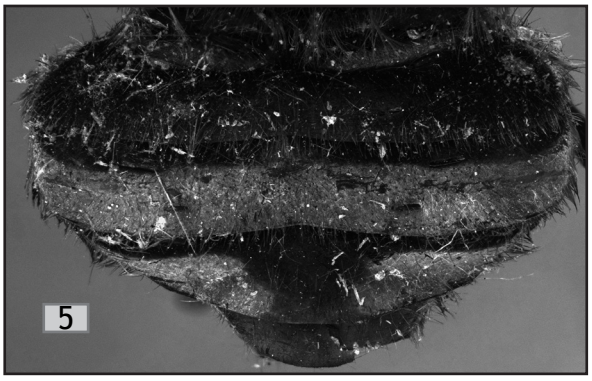


Fig. 5. Abdomen of *Trichophthalma* (*Eurygastromyia*) *philippi* (dorsal view).

Fig. 6. Habitus of *Trichophthalma* (*Eurygastromyia*) *nubipennis* (dorsal view).

Fig. 7. Habitus of *Trichophthalma* (*Eurygastromyia*) *niveibarbis* (dorsal view).

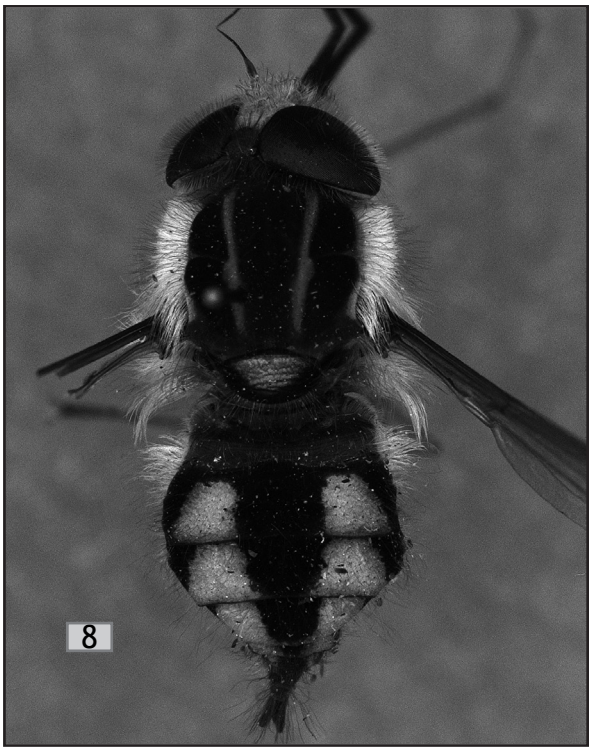


Fig. 8. Habitus of *Trichophthalmae* (*Eurygastromyia*) *jaffueli* (dorsal view).

Note: The species *Trichophthalma* (*Eurygastromyia*) *morenii* was not included in this key. As Stuardo Ortiz (1939) stated, the three only known specimens are very poorly preserved and, because of it, he could not implement a complete and detailed description of it. We considered that the few characters he presented are not enough to ensure species determination.

Hirmoneurinae

Diagnosis: head large, hemispherical, as wide as or wider than thorax, but much smaller in volume; face convex; proboscis very short, always much shorter than head, antennae three-segmented, with segmented style. Thorax normal in relation to the insect's size; scutellum normal, 1st segment of hind tarsus longer or as long as the last four together. Alula present, wide or narrow. Wings hyaline or infuscated, but transparent; M_1 and M_2 running towards the apical margin. Venation complete, without reduction. Ovipositor type 1. Hypandrium reduced (much shorter than half the gonopods) or absent. Seven species of this subfamily occur in Argentina.

Nemestrininae

Diagnosis: head from considerably flattened to hemispherical; face convex or proeminent; proboscis at least as long as the head; antennae three-segmented, with segmented style. Thorax normal in relation to the insect's size; scutellum normal. First segment of hind tarsus longer or as long as the last four together. Alula present, wide or narrow. Wings hyaline, sometimes with darker areas or infuscated, but transparent. M1

and M2 running towards apical margin. Venation complete (reduced in *Stenopteromyia*). Ovipositor type 1. Hypandrium well developed, free, elongate, longer than gonopods, flattened in side view (in *Moegistorhynchus* it is sub-quadrate, approximately half the length of gonopods, high in lateral view). Twelve species of the subfamily Nemestrininae are recorded from Argentina.

Falleniinae [= Trichopsideinae]

Diagnosis: head flattened, slightly convex; face convex; proboscis well developed, longer than head, or vestigial; antennae three-segmented, with segmented style. Thorax normal in relation to the insect's size; scutellum normal. First segment of hind tarsus longer than or as long as the last four together. Alula wide, vestigial or absent; wings hyaline. Venation complete or more commonly reduced; M1 and M2 running towards the apical margin. Hypandrium absent; gonopods free or fused together. Ovipositor type 2. From the subfamily Falleniinae, three species occur in Argentina.

Acknowledgments

To Nelson Papavero (Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo - MZUSP) and Dione Seripierri (MZUSP) for kind assistance and help with bibliography and text review. To Carolina Yamaguchi (MZUSP) for the photographs. To CNPq (Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico), for grants to CK (Proc. No. 140054/2010-3), CJEL(Proc. No. 301994/2010-2 and 562338/2010-1) and JRPL (Proc. No. 301858/2010-1).

Literature cited

AIZEN, M.A. 2001. Flower sex ratio, pollinator abundance, and the seasonal pollination dynamics of a protandrous plant. *Ecology* 82 (1): 127-144.

ALEXANDER, B.A., R.L. MINCKLEY & D. YANEGA. 1993. Nesting biology of *Glenostictia pictifrons* (F. Smith) (Hymenoptera: Sphecidae: Bembicini). *J. Kansas Entomol. Soc.* 66: 108-120.

ANGULO, A. 1971. Los nemestrinidos de Chile (Diptera: Nemestrinidae). *Guyana Zool*. 19: 1-164.

ANSORGE, J. & M. MOSTOVSKI. 2000. Redescription of *Prohirmoneura jurassica* Handlirsch, 1906 (Diptera, Nemestrinidae) from the Lower Tithonian lithographic limestone of Eichstätt (Bavaria). *Neues Jahrb. Geol. Paläontol. Monat*. 2000(4): 235-243.

BEQUAERT, J. 1930. Notes on American Nemestrinidae. *Psyche* 37: 286-297.

BEQUAERT, J. 1932. The Nemestrinidae (Diptera) in the V.v. Röder Collection. *Zool. Anz*. 100: 13-33.

BEQUAERT, J. 1947. Catalogue of recent and fossil Nemestrinidae of America north of Mexico. *Psyche* 54: 194-207.

BEQUAERT, J & F.M. CARPENTER. 1936. The Nemestrinidae of the Miocene of Florissant, Colorado, and their relations to the recent fauna. *J. Paleont*. 10: 295-409.

BERNARDI, N. 1973. The genera of the family Nemestrinidae (Diptera: Brachycera). *Arq. Zool., S. Paulo* 24: 211-318.

BERNARDI, N. 1974. Revisão de *Neorhynchocephalus* Lichtwardt (Diptera, Nemestrinidae). *Pap. Av. Zool., S. Paulo* 28 (3): 31-60.

BERNARDI, N. 1975. Uma nova *Trichophthalma* da Argentina (Diptera, Nemestrinidae). *Rev. Bras. Entomol.*, São Paulo 19: 123-125.

BERNARDI, N. 1976. Classificação da subfamília Hirmoneurinae (Diptera, Nemestrinidae). *Pap. Av. Zool*. 30: 25-33.

BERNARDI, N. 1977. A tribo Hyrmophlaebini (Diptera, Nemestridae, Hirmoneurinae), com treze espécies novas da América do Sul. *Pap. Av. Zool*. 30: 239-259.

BERNARDI, N. 1989. Family Nemestrinidae, pp. 378-381. *In:* Evenhuis, N. (Ed.), *Catalog of the Diptera of the Australasian and Oceanian regions. Bishop Mus. Spec. Publ*. 86: 1-1156.

BRAUER, F. 1883. Ergänzenden Bemerkungen zu A. Handlirsch's Mittheilungen über *Hirmoneura obscura*. Mg. *Wien. Entomol. Ztg* 2: 25-26.

BRUCH, C. 1917. Observaciones sobre – *Hirmoneura exotica* – Wiedem. (Diptera). *Physis*, *Buenos Aires* 3: 427-430.

COLE, F.R. 1969. *The flies of western North America*. University of Califórnia Press, Berkeley. 693 pp.

CROUZEL, I.S. de & R.G. SALAVIN. 1943. Contribución al estudio de los *Neorhynchocephalus* argentinos (Diptera: Nemestrinidae). *An. Soc. Cient. Argent*. 136: 145-177.

DEVOTO, M. & D. MEDAN. 2006. Diversity, distribution and floral specificity of tangle-veined flies (Diptera: Nemestrinidae) in northwest Patagonia, Argentina. *Rev. Chil. Hist. Nat*. 79: 29-403.

DEVOTO, M., N.H. MONTALVO & D. MEDAN. 2006. Mixed hummingbird: Long proboscid-fly pollination in 'ornithophilous' *Embothrium coccineum* (Proteaceae) along a rainfall gradient in Patagonia, Argentina. *Austral Ecol*. 31(4): 512-519.

EVANS, H.E. 2002. A review of prey choice in bembicine sand wasps (Hymenoptera: Sphecidae). *Neotr. Entomol*. 31(1): 1-11.

EVENHUIS, N.L. 1994. Family Nemestrinidae, pp. 313-315. *In:* Evenhuis, N.L. (ed.), *Fossil flies of the world* (*Insecta: Diptera*), 600 pp. Backhuys, Leiden.

FULLER, M.E. 1938. Notes on *Trichopsidea oestracea* (Nemestrinidae) and *Cyrtomorpha flaviscutellaris* (Bombyliidae) – two dipterous enemis of grasshoppers. *Proc. Linn. Soc. N. S. Wales* 63: 95-104.

GOLDBLATT, P., P. BERNHARDT & J.C. MANNING. 2002. Floral biology of *Romulea* (Iridaceae: Crocoideae): A progression from a gemeralist to a specialist pollination system. *Adansonia* 24(2): 243-262.

GOLDBLATT, P. & J.C. MANNING. 2000. The long-proboscid fly pollination in southern Africa. *Ann. Missouri Bot. Gard*. 87: 146-170.

GOLDBLATT, P. & J.C. MANNING. 2005. Radiation in pollination systems in the Iridaceae of sub-Saharan Africa. *Ann. Bot*. 97: 317-344.

GOLDBLATT, P., J.C. MANNING & P. BERNHARDT. 1996. Pollination biology of *Lapeirousia* subgenus *Lapeirousia* (Iridaceae) in southern Africa; floral divergence and adaptation for long-tongued fly-pollinators. *Ann. Missouri Bot. Gard*. 83: 67-86.

GOLDBLATT, P., J.C. MANNING & P. BERNHARDT. 2000. Adaptive radiation of pollination mechanisms in *Sparaxis* (Iridaceae: Ixioideae). *Adansonia* 22(1): 57-60.

GREATHEAD, D.J. 1958. Notes on life history of *Symmictus flavopilosus* Bigot (Diptera: Nemestrinidae) as a parasite of *Schistocerca gregaria* (Forskal) (Orthoptera: Acrididae). *Proc. R. Entomol. Soc. London (A)* 33: 107-119.

GREATHEAD, D.J. 1963. A review of the insect enemies of Acridoidea (Orthoptera). *Trans. R. Entomol. Soc. London* 114: 437-517.

GREATHEAD, D.J. 1967. The genus *Trichopsidea* Westwood, with a discussion of its relation to other genera of Nemestrinidae (Diptera). *J. Nat. Hist*. 1: 305-313.

GRIFFITHS, G.C.D. 1994. Relationships among the major subgroups of Brachycera (Diptera): a critical review. *Can. Entomol*. 126: 861-880.

GRIMALDI, D. 1999. The co-radiation of pollinating insects and angiosperms in the Cretaceous. *Ann. Missouri Bot. Gard*. 86: 373-406.

HAEHNNI, J.P. & M. BORER. 2007. First report of a Nemestrinidae (Diptera) parasitoid of the Mantodea. *Studia dipterologica* 14(1): 61-65.

HANDLIRSCH, A. 1882. Die Metamorphose nd Lebensweise von *Hirmoneura obscura* Meig., einem Vertreter der Dipteren-Familie Nemestrinidae. *Wien. Ent. Zeitg*. 1: 224-227.

HONDWOOD, M.A. & D.F. HALES. 1991. Fat body changes in a locust, *Chortoicetes terminifera* (Walker) (Orthoptrera: Acrididae), parasitized by a nemestrinid fly. *Arch. Ins. Bochem. Physiol*. 17(1): 53-63.

JOHNSON, S.D. 2004. An overview of plant-pollinator relationships in southern Africa. *Intern. J. Trop. Ins. Sci*. 24: 45-54.

JOHNSON, S.D. & STEINER, K.E. 1995. Long-proboscid fly pollination of two orchids in the Cape Drakensberg mountains, South Africa. *Plant Syst. Evol*. 195: 169– 175.

KRENN, H.W., J.D. PLANT & N. U. SZUCSICH. 2005. Mouthparts of flower-visiting insects. *Arthr. Struct. Dev.* 34: 1-40.

LABANDEIRA, C.C. 2000. The paleobiology of pollination and its precursors, *In:* Gastaldo, R.A. & W.A. DiMichele (eds.), *Phanerozoic terrestrian ecosystems*. Palentological Society Papers 6, Pittsburgh. Pp. 233-269.

LABANDEIRA, C.C. 2005. Fossil history and evolutionary ecology of Díptera and their association with plants, *In:* Yeates, K. & B.M. Wiegmann (eds.), *The evolutionary biology of flies*. Columbia University Press, New York. Pp. 217-273.

LÉONIDE, J.C. 1962a. Sur la présence de *Symmictus costatus* Loew (Diptera, Nemestrinidae) et de larves de némestrinidés du críquet marocain (*Dociostaurus maroccanus* Thunb.) dans la plaine de Crau. *Bull. Soc. Entomol. France* 67: 104-108.

LÉONIDE, J.C. 1962b. Formation du pore respiratroire et de la partie proximale du tube respiratoire de la larve de *Symmictus costatus* Loew (Diptera, Nemestrinidae) selon les divers régions du corps de l'hôte. *Bull. Soc. Zool. France* 87: 550-558.

LÉONIDE, J.C. 1963. Complément à l'étude de la biologie larvaire de *Symmictus costatus* Loew (Diptera Nemestrinidae) parasite d'acridiens et considérations générales sur la biologie des némestrinidés. *Entomophaga* 8: 7-33.

LÉONIDE, J.C. 1964a. Contribution à l'étude de *Symmictus costatus* Loew, diptère, némestrinidé, acridiophage. IV. La ponte et l'infestation. *Bull. Soc. Zool. France* 89: 135-142.

LÉONIDE, J.C. 1964b. Contribution à l'étude biologique du *Neorhynchocephalus tauscheri* (Fisch.) (Díptera, Nemestrinidae) et commentaire sur la biologie imaginale des némestrinidés. *Bull. Soc. Zool. France* 89: 210-218.

LÉONIDE, J.C. 1968. Contribution à l'étude de la biologie des diptères acridiophages. *Ann. Parasitol. Hum. Comp.* 43: 65-77.

LÉONIDE, J.C. 1969. Recherches sur la biologie de divers diptères endoparasites d'orthoptères. *Mém. Mus. Nat. Hist. Nat. Paris (n. s.) (A)* 53: 1-246.

MANNING, J.C. & P. GOLDBLATT. 1995. The *Prosoeca peringueyi* (Diptera: Nemestrinidae) pollination guild in southern Africa: Long-tongued flies and their tubular flowers. *Ann. Missouri Bot. Gard*. 82: 517-534.

MANNING, J.C. & P. GOLDBLATT. 1997. The *Moegistorhynchus longirostris* (Diptera: Nemestrinidae) pollination guild: Long-tubed flowers and a specialized long-proboscid fly pollinatiuon system in southern Africa. *Plant Syst. Evol*. 206 (1): 51-69.

MEDAN, D & M. DEVOTO. 2008. The species of *Trichophthalma* (Diptera: Nemestrinidae) of Argentina. *Rev. Mus. Argent. Cienc. Nat., n.s.* 10(1): 155-160.

MILNER, R.J., G.L. BAKER & A.D. CLIFF. 2002. Effect of parasitism by *Trichopsidea oestracea* Westwood (Diptera: Nemestrinidae) on the susceptibility of *Phaulacridium vittatum* (Sjösted) (Orthoptera: Acrididae) to infection by *Metarhizium anisopliae* var. *acridum* Driver and Milner. *Austr. J. Ent*. 41(1): 82-87.

MOSTOVSKI. M.B. 1998. A revision of the nemestrinid flies (Diptera, Nemestrinidae) described by Rohdendorf, and a description of new taxa of the Nemestrinidae from the Upper Jurassic of Kazaksthan. *Paleont. J.* 32(4): 369-375.

MOSTOVSKI, M.B. & X. MARTÍNEZ-DELCLÒS. 2000. New Nemestrinoidea (Diptera: Brachycera) from the Upper Jurassic-Lower Cretaceous of Eurasia, taxonomy and paleobiology. *Entomol. Probl*. 31: 137-148.

NAGATOMI, A. & D. YANG. 1998. A review of extinct Mesozoic genera and families of Brachycera (Insecta, Diptera, Orthorrhapha). *Entomol. Mont. Mag*. 134: 95-192.

NOBLE, N.S. 1936. Fly parasites of grasshoppers. *Agric. Gaz. New South Wales* 47: 383-385.

OLIFF, A.S. 1891. The fly parasite of the plague locust. *Agric. Gaz. New South Wales* 2: 255-257.

OSTEN SACKEN, C.R. 1883. Zur Lebensgeschichte der Dipterengattung *Hirmoneura* Meig. *Wien. Ent. Ztg*. 2: 114.

POTGIETER, C.J. & T.J. EDWARDS. 2005. The *Stenobasipteron wiedemanni* (Diptera, Nemestrinidae) pollination guild in eastern South Africa. *Ann. Missouri Bot. Gard*. 92 (2): 254-267.

POTGIETER, C., T.J. EDWARDS & J. van STADEN. 2007. Pollination of southern African species of *Plectranthus* (Lamiaceae) by flies with moderate proboscid lengths (Acroceridae, Tabanidae and Nemestrinidae). *South Afr. J. Bot*. 73(2): 306-307.

PRESCOTT, H.W. 1955. *Neorhynchocephalus sackenii* and *Trichopsidea clausa*, nemestrinid parasites of grasshoppers. *Ann. Entomol. Soc. America* 48: 392-402.

PRESCOTT, H.W. 1960. Suppression of grasshoppers by nemestrinid parasites (Diptera). *Ann. Entomol. Soc. America* 53: 513-521.

PRESCOTT, H.W. 1961. Respiratory pore construction in the host by the nemestrinid parasite *Neorhynchocephalus sackenii* (Diptera) with notes on respiratory tube characters. *Ann. Entomol. Soc. America* 54: 557-599.

REN, D. 1998a. Late Jurassic Brachycera from northeastern China (Insecta: Diptera). *Acta Zootaxon. Sin*. 23: 65-82.

REN, D. 1998b. Flower-associated Brachycera flies as fossil evidence for Jurassic angiosperm origin. *Science* 280: 85-88.

RICTHER, V.A. 1997. Family Nemestrinidae. *In:* Papp, L. & B. Darvas (eds.), *Contributions to a manual of Palearctic Diptera. Volume 2*. Science Herald, Budapest. Pp. 459-468.

RILEY, C.V. 1883. Larval stages and habits of the bee-fly *Hirmoneura*. *Science 27*: 332-334.

RIVERA GARCÍA, E. 2004. Records of predators and parasites (vertebrates and invertebrates) of creosote bush grasshopper *Bootettix argentatus* Bruner, 1889. *Acta Zool. Mex*. 20 (1): 287-290.

ROHDENDORF, B.B. 1968. New Mesozoic Nemestrinids (Diptera, Nemestrinidae), in Yurskie nasekomye Karatau (Jurassic Insects of Karatau), Moscow. *Nauka*, 1968: 180–189.

SACK, P. 1933. Nemestrinidae. *In:* E. Lindner (ed.), *Die Fliegen der Palaearktischen Region*. Stuttgart. Vol 4 (22).

SÁNCHEZ, N.E. & J.A. ONSAGER. 1994. Effects of dipterous parasitoids on reproduction of *Melanoplus sanguinipes* (Orthoptera: Acrididae). *J. Orthoptera Res*. 3: 65-68.

SMITH, R.W. 1858. Parasites of nymphal and adult grasshoppers (Orthoptera: Acrididae) in western Canada. *Can. J. Zool*. 36: 217-262.

SOUTO, C.P. & A.C. PREMOLI. 2003. Genetic divergence among natural populations of *Alstroemeria aurea* D. Don: A dominant clonal herb of the understory in subalpine *Nothofagus* forests. *Botan. Bull. Acad. Sinica* 44: 329-336.

SPENCER, G.J. 1931. The oviposition habits of *Rhynchocephalus sackenii* Will. (Diptera: Nemestrinidae). *Proc. Entomol. Soc. Brit. Columbia* 28: 21-24.

SPENCER, G.J. 1932. Further notes on *Rhynchocephalus sackeni* Will. (Diptera: Nemestrinidae). *Proc. Entomol. Soc. Brit. Columbia* 29: 25-27.

SPENCER, G.J. 1945. A note on the tanglewinged flies of British Columbia. *Proc. Entomol. Soc. British Columbia* 42: 18.

STUARDO ORTIZ, C. 1932. Sinopsis de los nemestrinidos chilenos del genero *Hirmoneura* Meigen (Diptera). *Rev. Chil. Hist. Nat.* 36: 61-81.

STUARDO ORTIZ, C. 1934. Algunas observaciones sobre las costumbres y metamorfosis de *Hirmoneura articulata* Ph. *Rev. Chil. Hist. Nat.* 38: 197-202.

STUARDO ORTIZ, C. 1936. Nemestrinidos nuevos chilenos y anotaciones sobre dos especies conocidas. *Rev. Chil. Hist. Nat.* 40: 169-178.

STUARDO ORTIZ, C. 1939. Algunas anotaciones sobre los "Nemestrinidae" (Diptera) de la Republica Argentina. *Physis*, Bs. Aires 17: 77-94.

TESKEY, H.J. 1981. Nemestrinidae, *In*: McAlpine, J.F., Peterson, B.V., Shewell, G.E., Teskey, H.J., Vockeroth, J.R. & D.M. Wood (coord.), *Manual of Neartic Diptera*, Vol. 1. Research Branch Agricultural Canada, Ottawa, Ontario, Canada, pp. 585-588.

WEDMANN, S. 2007. A nemestrinid fly (Insecta: Diptera: Nemestrinidae: cf. *Hirmoneura*) from the Eocene Messel Pit (Germany). *J. Paleontol.* 81: 1114-1117.

WILLEMSTEIN, S.C. 1987. An evolutionary basis for pollination ecology. Leiden: Leiden University Press, 425p. (Botanical Series, 10).

WOODLEY, N.E. 1989. Phylogeny and classification of the "orthorrhaphous" Brachycera, p. 1333–1581. *In*: McAlpine, J.F & D.M. Wood (coord.), *Manual of Neartic Diptera*. Vol. 3. Research Branch, Agriculture Canada, Ottawa, Ontario, Canada, Monograph no. 32, 1581 pp.

WOODLEY, N.E. 2009. Nemestrinidae. *In*: Brown, B.V., Borkent, A., Cumming, J.M., Wood, D.M., Woodley, N.E. & M.A. Zumbado (eds.), *Manual of Central American Diptera*, Vol. 1. NRC Research Press, Ottawa, pp. 557-560.

YEATES, D.K. 1994. The cladistics and classification of the Bombyliidae (Diptera: Asiloidea). *Bull. Amer. Mus. Nat. Hist.* 219: 1-191.

YORK, G.T. & H.W. PRESCOTT. 1952. Nemestrinid parasites of grasshoppers. *Bull. Amer. Mus. Nat. Hist.* 45: 5-10.

ZHANG, K., D. YANG, D. REN & F. GE. 2008. New Middle Jurassic tangle-veined flies from Inner Mongolia, China. *Acta Paleontol. Polon.* 53(1): 161-164.

Appendix 1. List of the species that occur in Argentina. (*) Asterisks indicate species restricted to Argentina.

Falleniinae

Neorhynchocephalus mendozanus (Lichtwardt,1910). Argentina (Mza.), Chile.

Neorhynchocephalus sulphureus (Wiedemann, 1830). Brazil, Argentina, Paraguay.

Neorhynchocephalus vitripennis (Wiedemann, 1830). Brazil. Argentina.

Hirmoneurinae

Hirmoneuropsis ester Bernardi, 1977* Argentina.

Hirmoneuropsis exotica (Wiedemann, 1824). Argentina, Brazil, Uruguay.

Hirmoneuropsis priscila Bernardi, 1977* Argentina.

Hirmoneuropsis strobelli (Rondani, 1863). Argentina, Chile.

Hyrmophlaeba andicola (Lichtwardt, 1925)* Argentina.

Hyrmophlaeba articulata (Philippi, 1865). Argentina, Chile.

Hyrmophlaeba lurida (Rondani, 1868)* Argentina.

Nemestrininae

Trichophthalma (*Eurygastromyia*) *amoena* Bigot, 1881. Argentina, Chile.

Trichophthalma (*E.*) *andina* (Philippi, 1862). Argentina, Chile.

Trichophthalma (*E.*) *anguloi* Bernardi, 1975. Argentina.

Trichophthalma (*E.*) *jaffueli* Stuardo Ortiz, 1936. Argentina, Chile.

Trichophthalma (*E.*) *morenii* Stuardo Ortiz, 1939* Argentina (S.C.).

Trichophthalma (*E.*) *murina* (Lichtwardt, 1910). Argentina, Chile.

Trichophthalma (*E.*) *niveibarbis* Bigot (1857). Argentina, Chile.

Trichophthalma (*E.*) *nubipennis* Rondani, 1863. Argentina, Chile.

Trichophthalma (*E.*) *philippii* Rondani, 1863. Argentina, Chile.

Trichophthalma (*E.*) *porteri* Stuardo Ortiz, 1935. Argentina, Chile.

Trichophthalma (*E.*)*sexmaculata* Edwards, 1930. Argentina, Chile.

Trichophthalma (*E.*) *tigrina* Angulo, 1971. Argentina, Chile.

BOMBYLIIDAE

***Carlos José Einicker LAMAS**
****Neal L. EVENHUIS**

*Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, Avenida Nazaré, 481, Ipiranga, 04263-000, São Paulo, SP, Brasil.
einicker@usp.br

**J. Linsley Gressitt Center for Research in Entomology, Bishop Museum, 1525 Bernice Street, Honolulu, Hawaii 96817, USA.
neale@bishopmuseum.org

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Bombyliidae es una de las familias más grande de Diptera con más de 4500 especies reconocidas en todo el mundo. Sus especies varían desde robustas a delgadas y pueden ser pequeñas a grandes (2-20 mm), se parecen a abejas y avispas. También presentan gran variación en la coloración. Los adultos frecuentemente se los encuentra descansando o al sol en senderos, rocas, ramas, o sobre plantas con flores, ya que se alimentan de néctar. Todas son depredadoras o parasitoides de artrópodos. La fauna argentina de bombílidos comprende actualmente 73 especies y 26 géneros, de las cuales, 35 especies son endémicas de la Argentina. Sin embargo este número puede ser mayor, ya que aún no se hizo una revisión de la familia, en este país.

Abstract

Bombyliidae is one of the largest Diptera families with more than 4500 recognized species worldwide. Their species vary from robust to thin, and may be small to large (2-20 mm) and look like bees or wasps. They also present great variation in color. Adults can often be seen either resting and sunning themselves on trails, rocks or twigs or feeding on flowering plants as they are nectar feeders. All reared bee flies are predators or parasitoids of arthropods. The Argentinean fauna of bombyliids comprises at the moment 73 species, and 26 genera, of which, 35 species are endemic to Argentina. Nonetheless this number may be higher, because the species of this family have not been revised in Argentina.

Introduction

Evenhuis & Greathead (1999) recognized 4547 species of Bombylidae worldwide, 917 of which occur in the Nearctic region and 472 in the Neotropical region. There are undoubtedly more species to be found, particularly in the less well surveyed tropical countries, although the family, and particularly the subfamilies possessing a sand chamber, are more diverse and speciose in arid regions. A total of 74 species of bee flies in 25 genera are recorded from Argentina, 35 endemic to this country.

Classification

Yeates (1994) carried out a detailed morphological study and cladistic analysis of the Bombyliidae and close relatives in the Asilomorpha. He found that the Bombyliidae (including Mythicomyiidae) are the sister group of the Hilarimorphidae and together these form a clade between the Acroceridae and Scenopinidae + Mydidae within the Asilimorpha (= Asiloidea of Yeates, 1994). Following Zaitzev (1992) and Evenhuis (1994), the Mythicomyiinae are elevated to family status within the Bombylioidea. With this exception, Evenhuis & Greathead (1999) broadly followed the subfamily and tribal classification proposed by Yeates (1994) for their *World Catalog of Bee Flies*. Updates to this catalog are posted on the web at: *http://hbs.bishopmuseum.org/*

bombcat/. Of the 16 subfamilies recognised, six are confined to the Old World; of the remaining 10, six are known from Central America although others are well represented in the arid areas of the southern Nearctic and southern Neotropical, especially Chile. Compared with Mexico (both Nearctic and Neotropical regions) and the northern parts of South America, the bee fly fauna of Central America (the area between Mexico and Colombia) is depauperate. Of the genera present in Central America only *Neodischistus* is confined to the Neotropical region while the remainder, except *Systropus* and *Neodiplocampta*, are substantially more speciose in the Nearctic than in the Neotropics.

General morphology

Small to large (2-20 mm), usually robust flies, often with a long projecting proboscis, usually with a pattern of colored scales and hairs and wing often with distinctive infuscation. Males frequently holoptic; antenna with one or two flagellomeres and frequently a terminal bristle-like style. Pronotum not apparent in most genera. Legs long and slender, pulvilli pad-like, reduced or absent. Wing with R_{4+5} branched, lacking vein M_3 (four posterior cells); venation often reduced in smaller species. Abdomen broad and rounded or elongate and cylindrical. Male genitalia with epandrium comprising one sclerite; surstyli absent; gonocoxae almost always fused basally and with articulated gonostyli apically; aedeagus usually sheathed and often with elaborate epiphallus; ejaculatory apodeme laterally compressed and usually well developed. Females with abdominal segment eight modified to form a sand-chamber in the more apomorphic subfamilies (such as Bombyliinae, Ecliminae, Cythereinae, Lomatiinae, and Anthracinae) but sometimes secondarily reduced or absent; female genitalia with acanthophorites present and usually bearing strong spines; normally three spermathecae with sclerotised bulbs; sperm pump usually well developed and leading to short, membranous common duct.

Bombyliidae are separated from the Mythicomyiidae by the branched vein R_{4+5}, presence of an arculus (vein MA), and presence of abdominal spiracles in the pleural membrane (situated laterally in the tergal sclerites in Mythicomyiidae). Until now, there is no record in literature of Mythicomyiidae in Argentina, but recent expeditions in this country have found specimens of this family which are now being studied and described by the junior author.

Biological aspects and agroeconomic importance

Adults can often be seen either resting and sunning themselves on trails, rocks, or twigs or feeding on flowering plants (e.g., Hull, 1973) as they are nectar feeders, whereas females are obligate pollen feeders (as a necessary requirement for the nourishment of developing ova) (Gilbert & Jervis, 1998). As a result of this feeding habit, bee flies are considered major pollinators of many flowering plants and some studies have proven that the survival of some plants depends on preserving their bee fly pollinators (e.g., Grant & Grant, 1965).

All reared bee flies are predators or parasitoids of arthropods. In the latter case, like several of the most diverse lineages of insect parasites, they usually consume and kill a single organism during their development. It seems likely that the ancestral state was a generalist predator in soil, and that evolution proceeded towards specialization on particular hosts in the soil, leading to ectoparasitism and ultimately endoparasitism. The more primitive clades within the family lack the characteristic sand-chamber and have a tubular ovipositor. The sand-chamber genera oviposit into holes or irregularities in the ground by ejecting, while hovering, thin-walled, sticky eggs through a chamber containing previously gathered fine sand particles adhering to dense hairs. Thus, the oviposited eggs are protected from desiccation. The first-instar larvae are mobile and actively seek the host. In Toxophorinae (without a sand chamber), the eggs are thick-walled and may be placed on or near the host (e.g., Yeates & Greathead, 1997).

The host relations of the Bombylioidea in relation to their classification have been recently examined (Yeates & Greathead, 1997). Most hosts inhabit the soil or are in close contact with it. A number of genera are specialised predators of egg-pods of Acridoidea, but most are ectoparasitoids on larvae and pupae (chiefly of Scarabaeoidea, Tenebrionidae, Myrmeleontidae, Noctuidae) and, above all, ground-nesting bees and wasps. Endoparasitism has developed in the Systropodini (Limacodidae), Gerontini (lepidopterous larvae in concealed situations) and some Villini (larvae and pupae in soil). Above-ground hosts are attacked by Toxophorinae (wasps), and some Bombyliinae and Anthracinae parasitise bees and wasps nesting in holes or constructing mud nests. A host list was published by du Merle (1975) for all Bombylioidea and was supplemented by Yeates & Greathead (1997). However, relatively few species have been reared, even in genera where there are substantial numbers of rearing records.

Argentinean Bombyliidae

The only keys to all genera of Bombyliidae are to be found in Hull (1973) but his subfamily and tribal classification is completely out of date as a result of the cladistic study of Yeates (1994). The monograph on the Bombyliidae of the Nearctic region by Hall and Evenhuis (1980-2004) is incomplete; however it does include keys to the Nearctic genera of Bombyliinae, Crocidiinae (as Desmatomyiinae), Phthiriinae, and Mythicomyiidae. The Neotropical genera are included in the key of Greathead *et al.* (2009), in the Bombyliidae chapter of the Manual of Central American Diptera, but also the keys in Hall (1976) "Bombyliidae of Chile" includes most of those recognised at the time of publication. There are no comprehensive keys to genera for the larval and pupal stages but a key to genera known as pupae was provided by Hull (1973). Regrettably, there are few recent revisions and in many instances species are not readily identifiable.

The following key is based on external characters that can be seen without dissection. In many instances there are also diagnostic characters of the male and female genitalia. These are essential for the identification of species in some genera but in others the genitalia are extremely uniform.

Bee flies are fragile insects and important characters of the antennae, legs and vestiture are easily lost unless specimens are rapidly killed, preferably using a potassium cyanide killing bottle with ample crushed tissue to prevent damage. If liquid killing agents are used the bottle should be kept dry by frequently changing the tissue and the minimum liquid added. Killing bottles used for Lepidoptera should be avoided and bee flies should not be killed in bottles used for Coleoptera, Orthoptera, or other robust insects that will trample them. Larger specimens are best collected individually in nets but many smaller species are rare in such collections but abundant in Malaise or yellow pan traps. Except for Mythicomyiidae, Phthiriinae and a few other small species lacking extensive hair and scales, specimens collected in alcohol are best dried before they can be identified to species. However, the drying process must be carefully controlled to prevent matting of the vestiture, which obscures important characters.

Key to genera present in Argentina

As the distributional patterns of the bee flies in South America is poorly known, this key may be omitting some widespread genera for which species have not yet been cited to occur in Argentina. This key includes a dichotomy to segregate the Bombyliidae from the Mythicomyiidae. The lack of literature records of the latter family in Argentina does not allow the presentation of a different chapter specially devoted to it. But, as a recent expedition found Mythicomyiidae specimens in this country, we consider the possibility to add them to the key as strategic for future users of this book.

1- Wing with R4+5 not branched; vein MA absent; palp absent or minute; abdominal spiracles located in terga; very small (1-5 mm).....**Mythicomyiidae**
- Wing with R4+5 branched; vein MA present; palp present, usually large; abdominal spiracles in pleural membrane; mostly over 5 mm.....**2**
2- Postcranium flat or tumid, without a concavity surrounding the occipital foramen; eyes usually without an indentation on the posterior margin or without a bisecting line (Fig. 1).....**3**
- Postcranium with a deep or shallow concavity surrounding occipital foramen; eyes with an indentation on the posterior margin and at least an indication of a bisecting line (Fig. 2).....**13**
3- Wing with vein M_2 absent (three posterior cells) (Fig. 3).....**Toxophorinae**.....**4**
- Wing with vein M_2 present (four posterior cells) (Fig. 4)..**5**
4- Pronotum well developed and with strong bristles; mesothorax humped; proboscis as long as or shorter than head; body with a striking pattern of dense scales....**Toxophorini**.....***Toxophora***
- Pronotum normal, without bristles; mesothorax humped or not; proboscis elongate, longer than head; metasternum elongate, widely separating mid and hind coxae; abdomen long, slender, tending to be swollen at the apex in males; body almost bare and with short fine hairs only; mimics of Sphecidae, Vespidae and Ichneumonidae.....**Systropodini**....***Systropus***
5- Flagellomere 1 with an apical sulcus containing a style; bare, narrow-bodied flies. Phthiriinae.....**Poecilognathini**.....***Poecilognathus***
- Flagellomere 1 lacking an apical sulcus, style arising from flagellomere 2.....**6**
6- Antenna often thickened, scape usually shorter than flagellum; pronotum not distinct; body usually broad and usually densely hairy; wings normally broad and usually with well developed alula and squama; wing membrane without scales; female with well-developed sand-chamber guarded by dense long hairs; spermatheca with distinct terminal bulb; wing with discal cell broadest near middle, vein m-m meets dm-cu at not much more than right angle; radial sector not enlarged with costa more or less straight along foremargin of wing; midtibial spurs absent.....**Bombyliinae**...**Bombyliini**.....**7**
- Antenna elongate, rod-like, scape as long as or longer than flagellum; pronotum distinct; body narrow and elongate; with scales and sparse hair only; wings narrow and petiolate, with alula and squama reduced; scales present on wing membrane; female with sand-chamber small and guarded only by row of stiff hairs on the free margin of tergum 8; spermatheca without distinct terminal bulb.....**Ecliminae**.....***Cyrtomyia***
7- Wing with cell r_5 broadly open on wing margin; cell br about as long as cell bm (Fig. 5).....**8**
- Wing with cell r_5 closed on wing margin or closed before the margin and with a stalk; cell br longer than cell bm (Fig. 6).....**9**
8- Flagellum elongate and thin; style apical; anal cell broadly opened on wing margin for two times r-m length.....***Neodischistus***
- Flagellum widened, mainly at the ¼ basal; style subapical, placed inside a cavity; anal cell narrowly opened on wing margin for a distance equivalent to ½ of r-m length.....***Sericusia***
9- Hind margin of eye indented (Fig. 7).....**10**
- Hind margin of eye entire (Fig. 1).....**11**
10- Head as wide as or wider than thorax; two submarginal cells; R_{2+3} slightly curved upwards; anterior ocellus separated from the posterior ones by a transverse row of bristles.....***Heterostylum***
- Head narrower than thorax; three submarginal cells; R_{2+3} strongly curved anteriorly; ocellar tubercle not as above.....***Triploechus***
11- Wing with cell r_5 opened.....**12**
- Wing with cell r_5 closed at a distance from margin and with long stalk...***Parasystoechus***
12- Large species with total length between 15 and 19 mm; front with conical hump at the base of the antennae.....***Cacoplox***
- Smaller species with total length between 9 and 13 mm; front normal, not as above.....***Euprepina***

13- Clypeus reaching antennal sockets; R_{2+3} arises at an acute angle close to the origin of R_s (Fig. 8).....**Lomatiinae**.....**14**
- Clypeus not reaching antennal sockets; R_{2+3} arises at a right angle at or close to the r-m crossvein (Fig. 9).....**17**
14- Wing with two submarginal cells.....**15**
- Wing with three or four submarginal cells.....16
15- Wing dark brown, with hyaline transversal bands and other whitish areas; cell m2 strongly narrowed, opened on the wing margin for a distance shorter than r-m length (Fig. 10); scape subquadrate, little wider than pedicel; dark brown flies, with dark brown setae and macrosetae.....***Ylasoia***
- Wing entirely hyaline; cell m2 with normal shape, opened on wing margin for a distance longer than r-m length (Fig. 8); scape cup-shaped, widened at apex, much wider than pedicel; dark brown flies, with yellow, orange, golden and dark brown setae and macrosetae.....***Brachydemia***
16- Wing with four or more submarginal cells (Fig. 11).....***Macrocondyla*** (***Lyophlaeba***)
- Wing with three submarginal cells (Fig. 12).....***Macrocondyla*** (***Macrocondyla***)
17- Antennae remarkably compacted, flagellum often onion-shaped; veins in Rs often with recurrent appendices; abdomen usually with coarse hair and scales not adpressed, mostly black, white or silvery and dull ochreous to brown.....**Anthracini**.....**18**
- Antennae with scape and pedicel quadrate and of similar width, flagellum elongate; veins in Rs usually without recurrent appendices, mediotergite and laterotergite with hair; abdomen usually covered with adpressed scales of various colors, hairs fine, sparse.....**19**
18- Flagellum with an apical fringe or circlet of hairs (Fig. 13); all legs with the same pattern of vestiture, medium sized flies.....***Anthrax***
- Flagellum bare; males with long scales covering the hind leg.....***Walkeromyia***
19- Wing with interradial crossvein between R_{2+3} and R_4 present (3 submarginal cells), sometimes also cell R_4 divided into two by crossvein (4 submarginal cells); claws with tooth (= conical pulvillus) at base (Fig. 14).....**Exoprosopini**.....**20**
- Wing usually with interradial crossvein between R_{2+3} and R_4 absent (2 submarginal cells); claws without tooth at base; pulvilli sometimes present.....**Villini**.....**22**
20- Wing with interradial crossvein present between R_{2+3} and R_4, but cell r_4 not divided into two by crossvein (3 submarginal cells).....***Exoprosopa****
- Wing with interradial crossvein present between R_{2+3} and R_4, and cell r_4 divided into two by a crossvein (4 submarginal cells) (Fig. 15).....**21**
21- Posterior margin of eye deeply indented; dichoptic males; yellow-orange head and body dark brown shining blue.....***Hyperalonia***
- Posterior margin of eye smoothly indented; without the above color pattern.....***Ligyra***
22- Face rounded, at most slightly projecting.....**23**
- Face conically projecting; claws of forelegs much smaller than those of mid- and hind legs.....***Chrysanthrax***
23- Antennae exceptionally short on all three segments; flagellum is much wider medially than pedicel and has the shape of a flat, short disc with rounded edges.....***Astrophanes***
- Antenna not conspicuously short; flagellum elongated-conical or onion-shaped.....**24**
24- Foretibia usually spiculate; pulvilli sometimes present; wing with an extensive blackish infuscation occupying more than half its surface....***Hemipenthes***
- Foretibia without distinct spicules; pulvilli absent; wing hyaline or with yellowish or brownish infuscation usually confined to the fore border.....***Villa***
25- Foretibia with dark contrasting spicules; claws of foreleg not much smaller than those on mid- and hind legs.....***Paravilla***
- Foretibia smooth or, at least without obvious spicules; claws of forelegs much smaller than those of mid- and hind legs.....***Chrysanthrax***

*Despite the fact that species of *Exoprosopa* have never been recorded from Argentina, specimens deposited in the Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZUSP) and photos made by the young dipterist Ramon Mello (MZUSP), during his visit to the La Plata collection, revealed that the genus also occurs in the country.

Fig. 1. Head of *Euprepina nuda* Hull, 1971 (lateral view).

Fig. 2. Head of *Ligyra* sp. (lateral view).

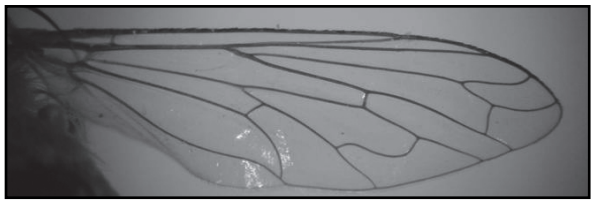


Fig. 3. Right wing of *Toxophora leucon* Séguy, 1930.

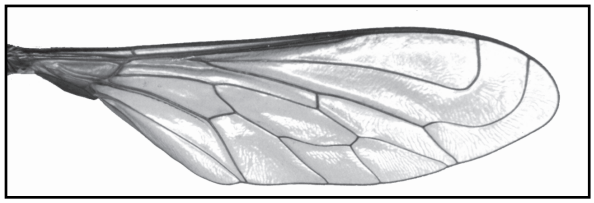


Fig. 4. Right wing of *Euprepina* sp.

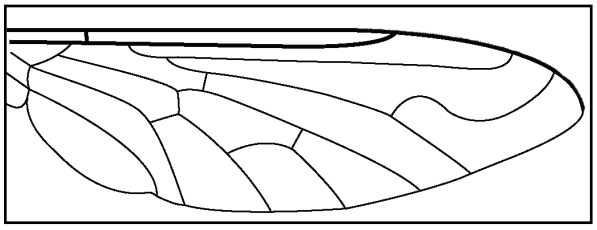


Fig. 5. Right wing of *Neodischistus* sp.

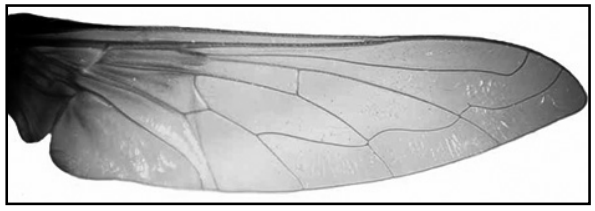


Fig. 6. Right wing of *Heterostylum hirsutum* (Thunberg, 1827).

Fig. 7. Head of *Heterostylum* sp. (lateral view).

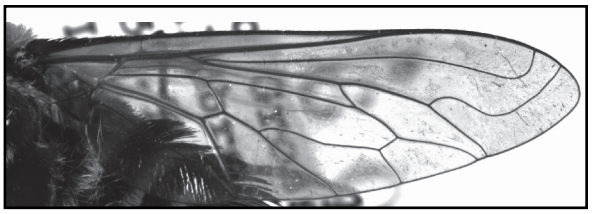


Fig. 8. Right wing of *Brachydemia* sp.

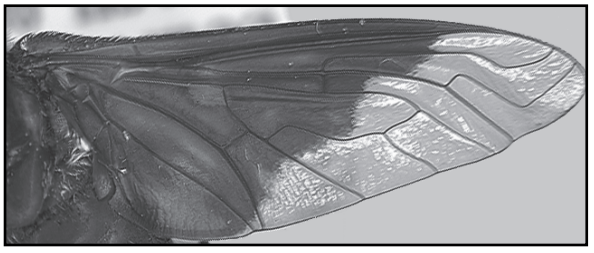


Fig. 9. Right wing of *Hemipenthes* sp.

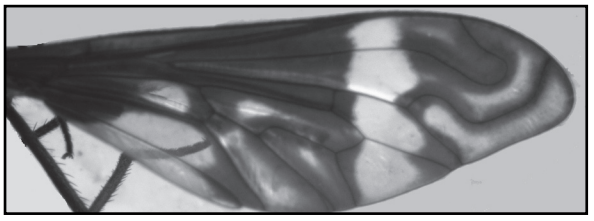


Fig. 10. Right wing of *Ylasoia pegasus* (Wiedemann, 1828).

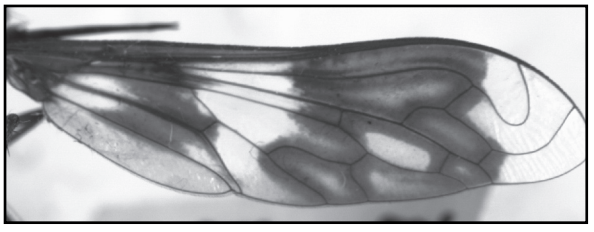


Fig. 11. Right wing of *Macrocondyla* (*Lyophlaeba*) *transandina* Edwards, 1934.

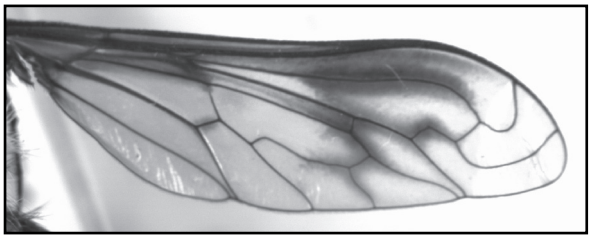


Fig. 12. Right wing of *Macrocondyla* (*Macrocondyla*) sp.

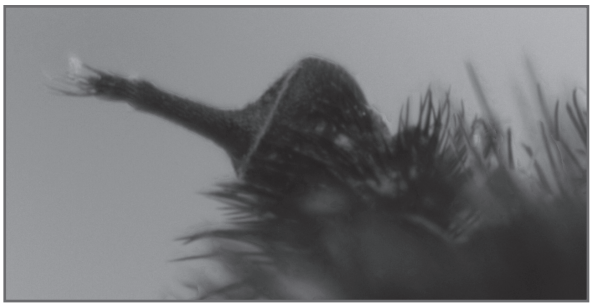


Fig. 13. Antennae of *Anthrax* sp.

Fig. 14. Claws of *Exoprosopa* sp.

Fig. 15. Right wing of *Hyperalonia morio morio* (Fabricius, 1775).

Collections in Argentina

There are no collections in Argentina that have a large holding of bee flies. Among the deposited material, there is a considerable amount of specimens still waiting for determination. Lynch Arribálzaga, Brèthes, and Edwards were the main authors with concerns on the taxonomy of Argentinean bee flies. A few types were deposited in the Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia" (MACN) and Instituto Fundación Miguel Lillo (IFML), and Edwards' types are housed in the Natural History Museum (BMNH), London. The environmental conditions of Argentina are very favorable to the existence of a great diversity of bee flies, but in order to be able to know better this large and important group of flies, extensive surveys should be encouraged, together with the strengthening of the major collections and its holdings. New positions for curators and taxonomists with expertise on Bombyliidae are also strategic.

Taxonomists in Argentina

We add here a list of taxonomists, and also their address, which are able to determine Bombyliidae from Argentina. This list was based on the taxonomists, which have published papers dealing with the South American or Argentinean fauna:

André Mallemont Cunha. Museu Nacional, Quinta da Boa Vista, São Cristóvão, 20940-040, Rio de Janeiro, RJ, Brazil.

Carlos José Einicker Lamas. Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, Av. Nazaré, 481, Ipiranga, 04263-000, São Paulo, SP, Brazil.

Carolina Yamaguchi. Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, Av. Nazaré, 481, Ipiranga, 04263-000, São Paulo, SP, Brazil.

Neal Luit Evenhuis. J. Linsley Gressitt Center for Research in Entomology, Bishop Museum, 1525 Bernice Street, Honolulu, Hawaii 96817, USA.

In the history of Neotropical Dipterology, there was never a taxonomist with expertise in bee flies living or born in Argentina. These data should explain why the bee flies fauna of this country is still much unknown.

Acknowledgments

We thank Luiz Antonio Alves Costa (Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Brazil) for the illustration of *Hyperalonia morio morio* (Fabricius, 1775) presented in the first page of this chapter and also for the Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico, CNPq (Proc. No. 301994/2010-2) for the fellowship to CJEL.

Literature cited

EVENHUIS, N.L. 1993. Catalogue of the types of Southern African Mythicomyiidae (Insecta: Diptera). Genus 4 (2): 91-102.

EVENHUIS, N.L. & D.J. GREATHEAD. 1999. *World catalog of bee flies (Diptera: Bombyliidae)*. Backhuys Publishers, Leiden. xlviii + 756 pp.

GILBERT, F. & M. JERVIS. 1998. Functional, evolutionary and ecological aspects of feeding-related mouthpart specializations in parasitoid flies. *Biol. J. Linn. Soc.* 63: 495-535.

GRANT, V. & K.A. GRANT. 1965. *Flower pollination in the Phlox family.* Columbia University Press, New York and London.

GREATHEAD, D. J., N. L. EVENHUIS & C. J. E. LAMAS, 2009. Bombyliidae (Bee Flies), *In:* Brown, B. V. *et al.* (Ed.) *Manual of Central American Diptera*: Volume 1. NRC Research Press, Ottawa, Ontario, Canada: 565-576p.

HALL, J.C. 1976. The Bombyliidae of Chile. *Univ. Calif. Publ. Entomol.* 76: 1-278.

HULL, F.M. 1973. Bee flies of the world. The genera of the family Bombyliidae. *Bull.U.S. Natl. Mus.* 286: 1-687.

du MERLE, P. 1975. Les hôtes et les stades pré-imaginaux des Diptères Bombyliidae: revue bibliographique annotée. *Bull. SROP* 4: 1-289.

YEATES, D.K. 1994. Cladistics and classification of the Bombyliidae (Diptera: Asiloidea). *Bull. Am. Mus. Nat. Hist.* 219: 1-191.

YEATES, D.K. & D.J. GREATHEAD. 1997. The evolutionary pattern of host use in the Bombyliidae: a diverse family of parasitoid flies (Diptera). *Biol. J. Linn. Soc.* 60(2): 149–185.

ZAITZEV, V.F. 1992. The phylogeny and system of dipterous insects of the superfamily Bombylioidea (Diptera). *Entomol. Obozrenie* 70: 716-713.

Appendix 1. List of species present in Argentina.

(*) The asterisk indicates the species whose distribution is endemic to the country.

Phthirinae: Poecilognathini
Poecilognathus sp.nov. Lamas & Evenhuis, in prep.
Toxophorinae: Systropodini
Systropus (Systropus) conopoides Künckel d'Herculais, 1904.
Systropus (Systropus) mars Curran, 1942*.
Toxophorinae: Toxophorini
Toxophora amicula Séguy, 1930*.
Toxophora leucon Séguy, 1930.
Bombyliinae: Bombyliini
Cacoplox griseatus Hull, 1970.
Euprepina amabilis (Wulp, 1881)*.
Euprepina bicincta (Wiedemann, 1830).
Euprepina knutsoni Hull, 1971 (?).
Euprepina nuda Hull, 1971.
Heterostylum duocolor Painter & Painter, 1974*.
Heterostylum hirsutum (Thunberg, 1827).
Heterostylum rufum (Olivier, 1789).
Neodischistus collaris Painter, 1933.
Neodischistus currani Painter, 1933 (?).
Parasystoechus haywardi (Edwards, 1937)*.
Sericusia lanata Edwards, 1937*.
Triploechus angustipennis Edwards, 1937*.
Ecliminae
Cyrtomyia chilensis Paramonov, 1931.
Cythereinae
Sericosoma argentinae Paramonov, 1947*.
Sericosoma leucon Bowden, 1986*.
Sericosoma pubipes Edwards, 1937.
Sericosoma rossi Hall, 1976.
Mulio lateralis Rondani, 1868* (unplaced species of Cythereinae)
Cytherea lyncharribalzagai Evenhuis, 1978* (unplaced species of Cythereinae).
Mulio marginalis Rondani, 1868* (unplaced species of Cythereinae).
Lomatiinae: Lomatiini
Brachydemia hedickei (Paramonov, 1930).
Macrocondyla (Lyophlaeba) amegiston (Hall, 1973)*.
Macrocondyla (Lyophlaeba) argentinae (Paramonov, 1940)*.
Macrocondyla (Lyophlaeba) chorista (Hall, 1973)*.
Macrocondyla (Lyophlaeba) hypoxantha (Hall, 1973)*.
Macrocondyla (Lyophlaeba) koslowskyi (Edwards, 1930).
Macrocondyla (Lyophlaeba) melanothrix (Hall, 1973)*.
Macrocondyla (Lyophlaeba) peridema (Hall, 1973)*
Macrocondyla (Lyophlaeba) transandina Edwards, 1934.
Macrocondyla (Macrocondyla) flavinevris (Macquart, 1846).
Macrocondyla (Macrocondyla) haywardi Edwards, 1934.
Ylasoia pegasus (Wiedemann, 1828).
Anthracinae: Anthracini
Anthrax angulatus Brèthes, 1909*.
Anthrax aquilus Marston, 1970.
Anthrax clinopictus Marston, 1966.
Anthrax cordillerensis Marston, 1970.
Anthrax duodecimpunctatus Philippi, 1865.
Anthrax mendozanus Brèthes, 1909*.
Anthrax minimaculatus Oldroyd, 1938*.
Anthrax oedipus Fabricius, 1805.
Anthrax plurinotus (Bigot, 1892)
Anthrax trimaculatus Macquart, 1848.
Walkeromyia plumipes (Philippi, 1873)*.
Anthracinae: Exoprosopini
Hyperalonia atra Painter in Painter & Painter, 1968*.
Hyperalonia morio morio (Fabricius, 1775).
Ligyra klugii (Wiedemann, 1830).
Ligyra latreillii (Wiedemann, 1830).
Ligyra stymphalis (Wiedemann, 1828) – New record from: Mendoza (S32º 35' 31,9'' – W68º 18' 57,83''(IADIZA)..
Anthracinae: Villini
Astrophanes andinus Brèthes, 1909*.
Chrysanthrax dimidiatus (Wiedemann, 1819)*.
Chrysanthrax miniata (Oldroyd, 1938)*.
Chrysanthrax restitutus (Walker, 1852)*.
Hemipenthes ditaenia (Wiedemann, 1828).
Hemipenthes extensa (Wulp, 1888)*.
Hemipenthes leucocephala (Wulp, 1882)*.
Hemipenthes melaleuca (Wiedemann, 1828).
Hemipenthes micromelas (Bigot, 1892)*.
Hemipenthes minas (Macquart, 1848).
Hemipenthes ruficollis (Bigot, 1892).
Villa amasia (Wiedemann, 1828).
Villa ambigua (Lynch Arribálzaga, 1878)*.
Villa barbiventris (Rondani, 1868)*.
Villa hilarii (Macquart, 1840).
Villa minerva (Wiedemann, 1828).
Anthrax crepuscularis Lynch Arribálzaga, 1878* (unplaced species of Villini).
Anthrax pudicus Lynch Arribálzaga, 1878* (unplaced species of Villini).
Anthrax subaequalis Lynch Arribálzaga, 1878* (unplaced species of Villini).

MYDIDAE

***Julia Calhau ALMEIDA**
****Carlos José Einicker LAMAS**

*Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, Avenida Nazaré, 481, Ipiranga, 04263-000, São Paulo, SP, Brasil.
juliaalmeida@usp.br

**Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, Avenida Nazaré, 481, Ipiranga, 04263-000, São Paulo, SP, Brasil. Bolsista de Produtividade em Pesquisa do CNPq.
einicker@usp.br

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Mydidae (Diptera, Asiloidea) son un grupo ampliamente distribuido de moscas, que actualmente cuenta con 11 subfamilias, 66 géneros y aproximadamente 463 especies. Es probable que constituyan un grupo natural, y algunas de las sinapomorfías encontradas previamente para este clado son: palpo con un solo segmento, cerdas torácicas ausentes, tergito 8 con un borde cóncavo y ausencia de gonóstilos. Las Mydidae son conocidas por incluir las mayores moscas en el mundo: *Gauromydas heros* puede llegar a 60 mm en el tamaño corporal. Algunas especies son imitadores de himenópteros, especialmente Pompilidae, y la mayoría de las especies ocurren en ambientes cálidos y áridos. Estas moscas aparentemente pasan la mayor parte de su ciclo de vida como larvas o pupas y la mayor parte de lo que se conoce sobre la biología de larvas de Mydidae se refiere a algunas especies de Mydinae, cuyas larvas se alimentan de larvas de coleópteros que viven en el interior de los nidos de las hormigas cortadoras de hojas. Las moscas adultas esencialmente se alimentan de flores, pero las hembras de algunas especies no parecen alimentarse cuando son adultas. Basándose en el estudio de especímenes de Mydidae y trabajos anteriores, ofrecemos aquí una clave de subfamilias, géneros y especies que se encuentran en Argentina.

Abstract

Mydidae (Diptera, Asiloidea) are a widely distributed group of flies, currently comprising 11 subfamilies, 66 genera and approximately 463 species. They probably constitute a natural group, and some of the synapomorphies previously found to this clade are: palpus with only one segment, thoracic bristles absent, tergite 8 with a concave edge, and gonostyli absent. Mydidae are known to include the largest flies in the world: *Gauromydas heros* can reach 60 mm in body size. Some species are mimics of Hymenoptera, especially Pompilidae, and the majority of Mydidae species occur in warm and arid environments. Mydid flies apparently spend most of their life cycle as larvae or pupae and most of what it is known about larval biology of Mydidae is concerned to few species of Mydinae, whose larvae feed upon coleopterous larvae living in the interior of leafcutter ants' nests. Adult mydid flies are essentially flower feeders, but females of some species seem not to feed at all as adults. Based on the study of Mydidae specimens and previous works, we provide a key to subfamilies, genera and species which occur in Argentina.

Introduction

Mydidae (Diptera, Asiloidea) are a widely distributed group of flies, currently comprising 11 subfamilies, 66 genera and approximately 463 species (Dikow, 2010b). Bequaert (1963) pioneered the classification into subfamilies, proposing the division into subfamilies Diochlistinae, Mydinae and Syllegomydinae. Wilcox & Papavero (1971) created the subfamily Ectyphinae, and later the same authors (Papavero & Wilcox, 1974) proposed six

new subfamilies for the group: Anomalomydinae, Apiophorinae, Cacatuopyginae, Leptomydinae and Rhopaliinae, providing a key for identification. Two decades later, Yeates & Irwin (1996) transferred to Mydidae the apiocerid groups Megascelinae and Rhaphiomidinae, because, in their phylogenetic analysis, these subfamilies grouped with Mydidae, not with the remaining Apioceridae. Among the synapomorphies found to this clade, it is included: palpus with only one segment, thoracic bristles absent, tergite 8 with a concave edge, gonostyli absent.

Mydidae are probably the sister-group of Apioceridae *sensu stricto*, as hypothesized either by phylogenies using morphological data (Woodley, 1989; Yeates & Irwin, 1996, Yeates, 2002; Dikow, 2009a) and combined morphological and molecular data (Dikow, 2009b). Papavero & Wilcox (1974) and Artigas & Papavero (1990) made the earlier attempts to establish the relationships among the subfamilies Mydidae. By means of cladistic analysis, Yeates & Irwin (1996), Irwin & Wiegmann (2001), and Dikow (2009a, b) obtained new hypotheses of phylogenetic relationships within the subfamilies of Mydidae. Despite incongruences among these results, they agree on the existence of a clade including Leptomydinae and Syllegomydinae. Yeates & Irwin (1996) and Dikow (2009a), also found a clade formed by the subfamilies Ectyphinae, Apiophorinae and Mydinae. New cladistic studies, using a larger number of representatives of all subfamilies of Mydidae, however, would be very important to clarify the relationships within Mydidae.

A key to the American genera of Mydidae is available in Artigas & Papavero (1990) and Papavero & Artigas (2009). The latest catalogue for Neotropical Mydidae is Papavero (2009).

General characteristics

This group is known to include the largest flies in the world: *Gauromydas heros,* endemic to Brazil, can reach 60 mm in body size (Bezzi, 1917). The smallest known mydids are medium sized, with 9 mm (Wilcox & Papavero, 1971). Some species are mimics of Hymenoptera, especially Pompilidae (Zikán, 1942; Cooper, 1981; Meyer *et al.*, 1984; Nelson, 1986).

In the history of morphological studies on the family, Becher (1882) studied the mouthparts, Zaitlin & Larsen (1984) the head, and Jahn (1930) the internal anatomy. General aspects of Mydidae morphology are available in Wilcox & Papavero (1971). Hogue (1967) described the pupa of *Rhaphiomidas terminatus* and Steinberg *et al.* (1998) described the pupa of *R. acton*.

The diagnostic characteristics of Mydidae are: head usually with sunken vertex, lateral ocelli highly modified, linear and adjacent to a central callus (except in Megascelinae and Rhaphiomidinae, on which ocelli are regular); antenna with elongate flagellum, with basal stalk and apical thickened club (without stalk, fusiform in Rhaphiomidinae, globose in most of Megascelinae); mouthparts short to elongate, palpus one-segmented, often vestigial; thorax without macrosetae; hind femur sometimes thickened, with tuberculate spiniform ventral setae; hind tibia sometimes with ventral carina, often prolonged on an apical spine; wing with apical branches of M peculiarly curved forward, parallel to apical portion of R5 and posterior wing margin; tergite 2 with a pair of callosities or *bullae*, on posterior margin, (absent in Megascelinae and Rhaphiomidinae); tergite 10 of female often with spiniform setae (absent in all Mydinae, *Paramydas*, *Plyomydas*, and *Cacatuopyga*); male hypopygium lacking lateral ejaculatory apodemes and gonostyli. For detailed description of spermathecae, see Artigas & Papavero (1990) and Papavero & Artigas (2009). Larva is elongate, with external portion of head capsule sclerotized, posterior spiracle at anterior margin of penultimate abdominal segment (Fig. 1).

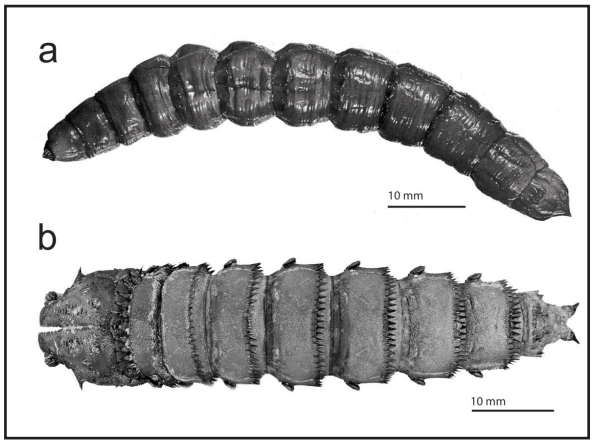


Fig. 1. *Gauromydas heros*: a) larva (from Wilcox & Papavero, 1971); b) pupa (dorsal view; photograph taken by Ricardo Kawada).

Biological aspects and agroeconomic relevance

Mydidae are a harmless group of flies, with no agricultural, medical or veterinary importance. They are in fact rarely seen in nature, and relatively little is known about their biology.

The majority of the species occur in warm and arid environments (Dikow, 2010a, b). They are commonly associated to open vegetation, like savannas, dry forests, river shores and coastal ecosystems, but some species of Mydinae, however, are found in tropical rain forests and wet habitats (Wilcox & Papavero, 1975). These flies have been more commonly collected with hand nets, rarely with Malaise traps, but sometimes in unusual ways: one specimen of *Gauromydas mystaceus,* deposited in the Brazilian Museu Paraense Emílio Goeldi, was collected in the Amazon with a mist net, used to catch birds.

Mydid flies apparently spend most of their life cycle as larvae or pupae, as adults are only usually found in fly activity for three or four months of the year, on the hottest season. Adults of Rhaphiomidinae otherwise are active for only few weeks (Rogers & Van Dam, 2007). Adult mydid flies are essentially flower feeders (Drury, 1773; Zikán, 1942, 1944; Rogers & Mattoni, 1993; Wil-

liams, 1995), but females of some species seem not feed at all as adults (Zikán, 1942).

Most of what it is known about larval biology of Mydidae is concerned to Mydinae. As far is known, the larvae of Mydinae feed upon coleopterous larvae. The oldest record may be found in Westwood (1841): he said that William Sharp MacLeay found *Ceriomydas tricolor* as "parasitic" on larvae of a "giant Prionidae" (Cerambycidae, Prioninae) [?maybe *Stenodontes chevrolati*], in Cuba. Walsh (1864), in Illinois, reared *Mydas tibialis* from fibrous debris found in a hollow sycamore which contained coleopterous larvae. Berg (1899) mentioned that *Messiasia testaceiventris* was always found associated with nests of *Acromyrmex hystrix* and *A. lundii*, so probably this species always preys upon coleopterous larvae found in the nests of *Acromyrmex*, as those of *Gauromydas* do in nests of *Atta* ants. Alcock (1989) described the mating system of *Mydas ventralis*.

The most informative papers on mydid biology are those of Zikán (1942, 1944). He spent several years observing the biology of a few species of Mydinae (especially *Gauromydas heros*), in the National Park of Itatiaia, state of Rio de Janeiro, Brazil). According to him, adult males commonly feed upon the nectar of flowers, especially *Acacia paniculata* and *Mimosa adherens*, and other Leguminosae and Compositae. Females apparently rely solely on the fatty substances accumulated in their abdomen for subsistence, as Zikán never observed females feeding on flowers. Male adults were found by him in the vicinity of the large nests of "saúva" ants (Hymenoptera: Formicidae, genus *Atta*), either flying around the nest or sitting on nearby bushes and herbs. As a rule, only one male was seen in the neighborhood of an ants' nest. If another male approached, an aerial battle ensued, such as happens between male hummingbirds when one invades the territory of the other. Attacks between the two mydid males are followed by brief respites, during which the two contenders keep flying, one facing the other. The attacks are then renewed, ending with the "defeat" of one of them, who leaves the field. Males seem to be attracted to areas with "saúva" nests by the sight of the large, bare, denuded earth mounds, in some cases several meters across, accumulated by the worker ants; this seems to be corroborated by the fact that they are also attracted to similar areas resulting from other natural causes or even to man-made mounds. Near these sites mating takes place; sometimes males make mistakes and try to copulate with females of another species, with other males, or with the large black pompilids, which they seem to mimic. If the mating couple is disturbed, the female flies away very rapidly, carrying along the hanging male, until an eventual separation.

Many species of Mydinae oviposit in the interior of the ants' nest (Zikán, 1942, 1944; Autuori, 1952, 1971), and Zikán (1942) frequently found females with the body partially covered with earth, indicating that they were laying eggs in the loose soil of the nests's entrance. The larvae live in the "garbage pans" ["panelas de lixo"] of the *Atta* nests, where the workers accumulate the garbage from the nest and the exhausted plant medium on which the fungus *Rhozites gongylophora* Moeller is maintained by the ants. These residues of decaying plants attract several Coleoptera, especially some Melolonthidae (Dynastinae) of the genus *Coelosis* (*C. bicornis*, *C. biloba* and *C. inermis*), whose larvae feed upon the debris, a fact discovered and published by Eidmann in 1937 (confirmed also by Pardo-Locarno *et al.*, 2006, who also give a good figure of the larva of *C. biloba*). Although he reported no actual observation, Zikán (1942, 1944) believed that the mydid larvae prey upon those dynastine larvae. The mature larva (Fig. 1) abandons the "garbage pans" and digs up the soil to a depth of 10-20 cm below the surface, where it constructs a pupation chamber. The pupal chamber or cell is always situated above the "garbage pan", sometimes quite far from it. There the pupa remains until the day of emergence of the imago. Then, with the help of its strong spines, the pupa makes its way to the surface, where it remains half-buried until the hottest hours of the day, when the imago finally emerges. The adult walks for some distance and climbs to a low bush or herb, where it dries its wings. The females can copulate a few moments later. Not all nests harbour Mydidae. The larvae are usually found in large nests with many "garbage pans". Zikán (1942) found up to 16 exuviae (of two different species of mydids) in a nest of *Atta sexdens rubropilosa*. Autuori (1952, 1971) also published on the mydids associated with *Atta*.

Genung (1959) found larvae of *Mydas maculiventris* preying upon white grubs. Specimens of *Messiasia pertenuis*, at the University of Arizona (Tucson), were reared from larvae and pupae collected at the Santa Rita Range Reserve, Arizona, from nests of the banner-

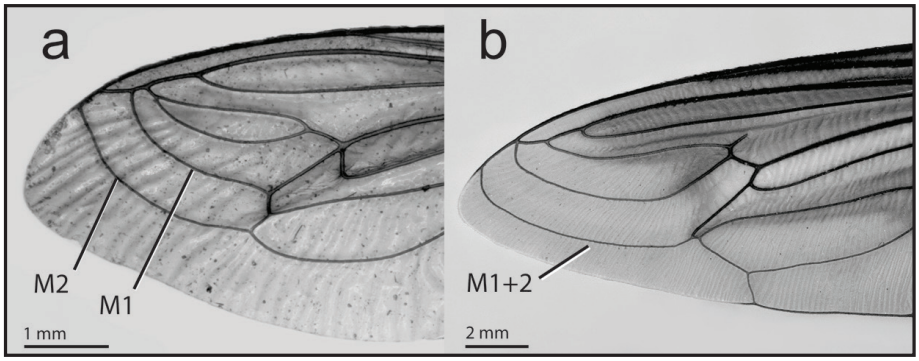


Fig. 2. Wings of: a) *Mitrodetus* sp., on which veins M1 and M2 are separate; b) *Protomydas coerulescens* (Olivier), on which veins M1 and M2 are fused. Photographs taken by Julia Almeida.

tailed kangaroo rat *Dipodomys spectabilis* (Rodentia: Heteromyidae) (Wilcox & Papavero, 1975), and were probably preying upon larvae of scavenger beetles living in the rats' den. For further information about Mydidae biology, see Alcock (1989), who described the mating system of *Mydas ventralis* and Rogers & Mattoni (1993), who summarized what is known about the biology of *Raphiomidas*.

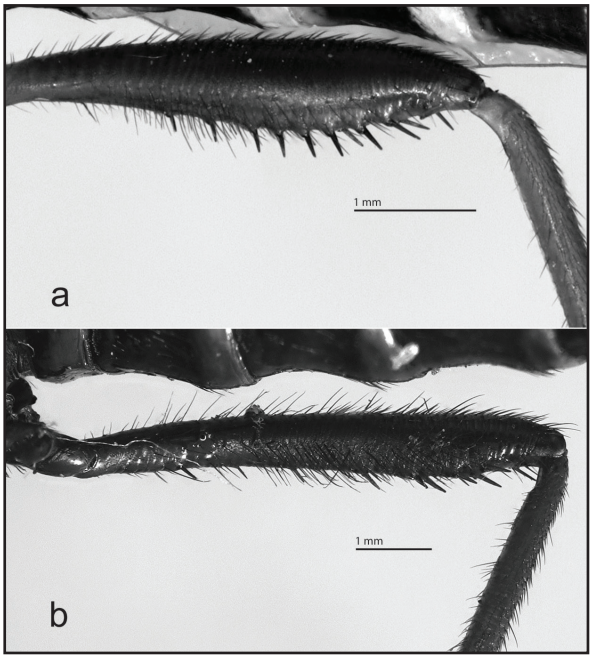


Fig. 3. Hind femurae of males of: a) *Messiasia notospila*, and b) *Plyomydas* sp. Photographs taken by Julia Almeida.

Key to species of Mydidae present in Argentina

For identification of all Neotropical genera of Mydidae, Artigas & Papavero (1990) and Papavero & Artigas (2009) provided a comprehensive key. We here provide a key to subfamilies, genera and species which occur in Argentina. This key was based on the study of specimens and on the works of Wilcox & Papavero (1975), Artigas & Palma (1979), Wilcox *et al. (1989) and Artigas & Papavero (1990)*.

1- Veins M1 and M2 separate, i.e., they meet the C, or the apex of R1 and the C, independently, at or above the wing apex (Fig. 2a); scape three times as long as pedicel.....**Diochlistinae**, ***Mitrodetus***.....**2**
- Veins M1 and M2 fused, i.e., only one vein meets C between apex of wing and apex of R1 (Fig. 2b); scape at most two times as long as pedicel.....**3**
2- Abdomen light reddish brown..... .....***Mitrodetus australis***
- Abdomen mostly light brown, with middorsal black marks.....***Mitrodetus irwini***
3- Hind femora not distinctly inflated (Fig. 3b), male genitalia with long postgonites, projected posteriorly.....**Leptomydinae**.....***Plyomydas***
- Hind femora distinctly inflated (Fig. 3a), male genitalia not as above.....**4**
4- Labella reniform (Fig. 4a), prementum about one·half length of subcranial cavity.....**5**
- Labella cordiform (Fig. 4b), prementum subequal in length to subcranial cavity..**9**

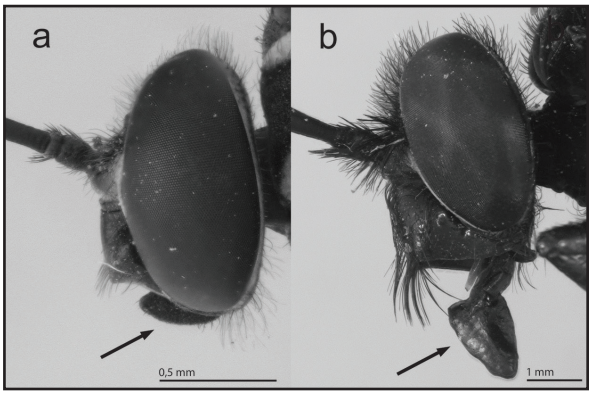


Fig. 4. Heads (lateral view) of a) *Messiasia notospila*, showing the reniform labella; b) *Gauromydas apicalis*, showing the cordiform labella. Photographs taken by Julia Almeida.

5- Antennae long; flagellum composed of long basal stalk and thickened club (Fig. 5a).....***Messiasia***.....**6**
- Antennae short; flagellum with short stalk, not as above (Fig. 5b).....***Dolichogaster brevicornis***
6- Abdomen brown with posterior margins of tergites 1-7 yellowish; hairs of the head yellowish; spur on hind tibiae absent.....***Messiasia notospila*** (Fig. 7d)

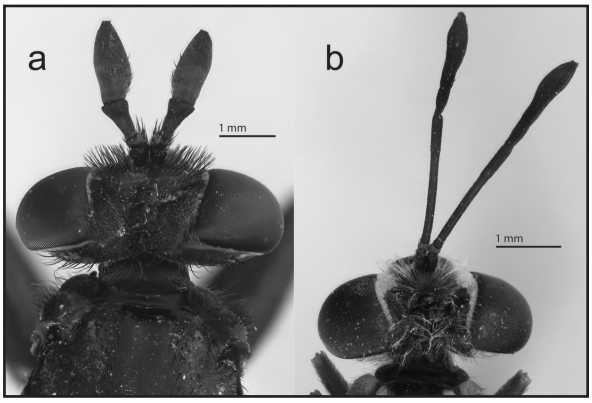


Fig. 5. Heads (dorsal view) of a) *Dolichogaster brevicornis*, showing the short antennae; b) *Messiasia notospila*, showing the long antennae. Photographs taken by Julia Almeida.

- Abdominal tergites orange with or without dark spots, or entirely black, hairs of the head black; spur on hind tibiae present.....**7**
7- Scutum dull black in ground color, postpronotal lobes and postalar calli dark brown; tergite 1 and tergites 7-8 black, remainder shining orange-brown.....***Messiasia carrerai*** (Fig. 7b)
- Scutum, including postpronotal lobes and postalar calli, orange (mustard, yellow) in ground color; central and intermediate stripes of scutum confluent, black; tergites orange or black.....**8**
8- Tergites shining dark orange; tergite 1 and basal one-third of tergite 2 dark brown, 2 small black spots on tergites 7-8.....***Messiasia testaceiventris*** (Fig. 7c)

- Abdomen shining black, with metallic blue reflections.....***Messiasia yacochuya***

9- Hind tibia with well developed, very evident ventral keel, all along its length; apical spur of hind tibia well·developed in both sexes (longer in males), at least as long as the width of first tarsomere (Fig. 6a).....***Gauromydas apicalis*** (Fig. 7a)

- Hind tibia with ventral keel underdeveloped, visible only on the basal half (or less) of the tibia; apical spur on hind tibia underdeveloped, always shorter than width of first tarsomere (Fig. 6b), and still shorter, almost absent in female.....***Protomydas coerulescens***

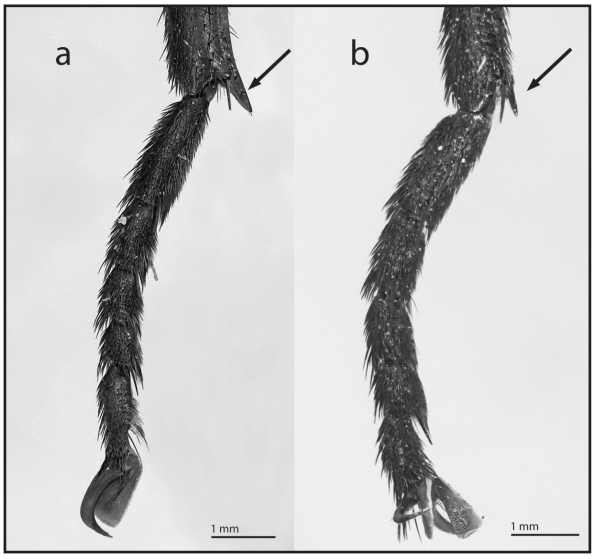
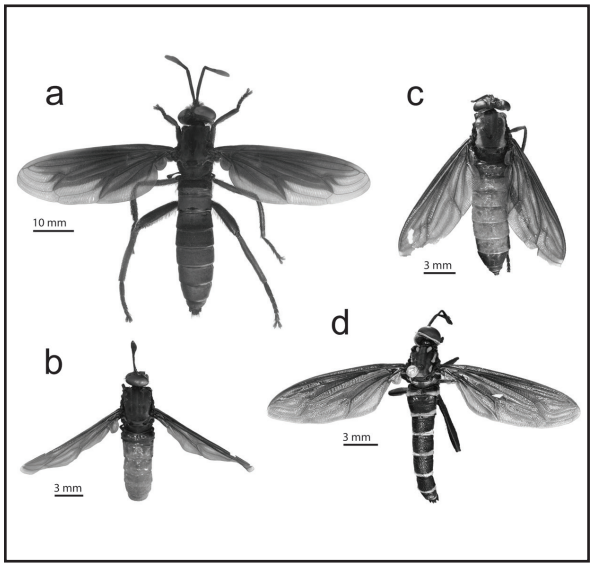


Fig. 6. Hind legs of males of a) *Gauromydas apicalis*, showing the long apical spur on tibia; *Protomydas coerulescens*, showing the underdeveloped apical spur on tibia. Photographs taken by Julia Almeida.



Argentinean collections

The collections of Mydidae in Argentina have been very poorly studied, and there are also a good amount of specimens still waiting for determination. Most of the Argentinean mydids examined in previous works have been those deposited at Muséum National d'Histoire Naturelle (MNHP, Paris), the Natural History Museum (BMNH, London), and Museu de Zoologia da Universidade São Paulo (MZUSP, São Paulo). The Instituto Fundación Miguel Lillo (IFML), in Tucumán, is the only Argentinean housing type-material of Mydidae (holotype of *Messiasia yacochuya* and paratype of *Apiophora quadricinctata*).

Argentinean taxonomists

In the history of Argentinean dipterology, mydid flies have not been studied by native specialists, but for taxonomists from other South American countries (Brazil and Chile), United States and Europe. We present herein a list of taxonomists, as well as their addresses, which are able to determine Mydidae from Argentina:

Julia Calhau Almeida: Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, Av. Nazaré, 481, Ipiranga, 04263-000, São Paulo, SP, Brazil.

Jorge Artigas Coch: Departamento de Zoología, Facultad de Ciencias Naturales y Oceanográficas, Barrio Universitario s/n, Concepción Casilla 160-C, Universidad de Concepción, Concepción, Chile.

Torsten Dikow: Biodiversity Synthesis Center, Field Museum of Natural History, Chicago, IL 60605, USA.

Boris C. Kondratieff: Department of Bioagricultural Sciences and Pest Management, Colorado State University, Fort Collins, Colorado, CO 80523, USA.

Nelson Papavero: Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, Av. Nazaré, 481, Ipiranga, 04263-000, São Paulo, SP, Brazil.

Acknowledgments

We would like to thank FAPESP for fellowship (Proc. Nº 2009/17190-1) and academic scholarship of Julia C. Almeida (Proc. Nº 2009/07803-6).

Literature cited

ALCOCK, J. 1989. The mating system of *Mydas ventralis* (Diptera: Mydidae). *Psyche* 96: 167-176.

ARTIGAS, J.N. & R.L. PALMA. 1979. Los mídidos de Chile y una especie argentina (Diptera - Mydidae). *Gayana Zool.* 41: 1-78.

ARTIGAS, J.N. & N. PAPAVERO. 1990. Studies of Mydidae (Diptera). V. Phylogenetic and biogeographic notes, key to the American genera and illustration of spermathecae. *Gayana Zool.* 54 (3-4): 87-116.

AUTUORI, M. 1952. Fauna das "panelas de lixo" do sauveiro (*Atta sp.*). Mydaidae-Diptera. *Ciênc. Cult.* 4(3-4): 127.

AUTUORI, M. 1971. Ein Beitrag zur Fauna der Abraumkammern von *Atta rubropilosa* Forel (Formicidae, Hymenoptera). *Zeitschr. Angew. Ent.* 68: 76-78.

BECHER, E. 1882. Zur Kenntniss der Mundtheile der Dipteren. *Denkschr. Akad. Wissensch. Wien Mathem.-Naturwiss. Klasse* 45: 123-162.

BEQUAERT, M. 1963. Contribution nouvelle a la connaissance des Mydaidae de la région Éthiopienne. *Mem. Inst. Roy. Scien. Nat. Belg.* 71 (2): 3-68.
BERG, C. 1899. Apuntes dipterológicos. *Com. Mus. Nac. Buenos Aires* 1(4): 124-130.
BEZZI, M. 1917. A maior mosca do mundo. *Chác. Quint.* 16(4): 289-291.
COOPER, W.E. 1981. Mimicry and spatial occupation of the mydas fly, *Mydas clavatus*. *J. Alab. Acad. Science* 52 (2): 58-65.
DIKOW, T. 2009a. Phylogeny of Asilidae inferred from morphological characters of imagines (Insecta: Diptera: Brachycera: Asiloidea). *Bull. Amer. Mus. Nat. Hist.* 319: 1-175.
DIKOW, T. 2009b. Phylogenetic hypothesis of Asilidae based on a combined total evidence analysis of morphological and DNA-sequence data (Insecta: Diptera: Brachycera: Asiloidea). *Org. Divers. Evol.* 9: 165-188.
DIKOW, T. 2010a. Order Diptera, family Mydidae. *Arthropod Fauna UAE* 3: 608-615.
DIKOW, T. 2010b. New species and new records of Mydidae from the Afrotropical and Oriental regions (Insecta, Diptera, Asiloidea). *Zookeys* 64: 33-75.
DRURY, D. 1773. *Illustrations of natural history. Wherein are exhibited upwards of two hundred and forty figures of exotic insects, according to their different genera*. Volume II, London, 90 pp.
EIDMANN, H. 1937. Die gäste und gastverhältnisse der blattschneiderameise Atta sexdens L. *Zeitschrift fur Morphologie und Okologie der Tiere* 32: 391-462.
GENUNG, W.G. 1959. Biological and ecological observations on *Mydas maculiventris* Westwood (Diptera: Mydaidae) as a predator of white grubs. *Florida Entomol.* 42: 35-37.
HOGUE, C.L. 1967. The pupa of *Rhaphiomidas terminatus* Cazier (Diptera: Apioceridae). *Bull. South California Acad. Sci.* 66: 49-70.
IRWIN, M.E. & B.M. WIEGAMANN. 2001. A review of the southern African genus *Tongamya* (Diptera: Asiloidea: Mydidae: Megascelinae), with a molecular assessment of the phylogenetic placement of *Tongamya* and the Megascelinae. *Afr. Invert.* 42: 225-253.
JAHN, L.A. 1930. The internal anatomy of the *Mydas* fly. *Ohio J. Sci.* 30: 85-94.
MEYER, R.P., T.L. MCKENZIE & F.G. ZALOM. 1984. Association of *Mydas xanthopterus* (Loew) (Diptera: Mydidae) and *Pepsis formosa* Say (Hymenoptera: Pompilidae) in the Chiricahua Mountains of southeastern Arizona. *Pan-Pac. Entomol.* 60 (4): 357.
NELSON, J.W. 1986. Ecological notes on male *Mydas xanthopterus* (Loew) (Diptera: Mydidae) and their interactions with *Hemipepsis ustulata* Dahlbohm (Hymenoptrera: Pompilidae). *Pan-Pac. Entomol.* 62 (4): 316-322.
PAPAVERO, N. 2009. Catalogue of Neotropical Diptera. Mydidae. *Neotr. Dipterol.*, Ribeirão Preto 14: 1-31.
PAPAVERO, N. & J.N. ARTIGAS. 2009. Manual of Neotropical Diptera. Mydidae. *Neotr. Dipt.* 15: 1-58.
PAPAVERO, N. & J. WILCOX. 1974. Studies of Mydidae (Diptera) systematics and evolution. I. A preliminary classification in subfamilies, with the description of two new genera from the Oriental and Australian regions. *Arq. Zool.* 25(1): 1-34.
PAPAVERO, N. & J. N. ARTIGAS. 2009. Manual of Neotropical Diptera. Mydidae. *Neotr. Dipt.*, Ribeirão Preto 15: 1-58.
PARDO-LOCARNO, L.C., M.Á. MORÓN & A. GAIGL. 2006. Los estados inmaduros de *Coelosis biloba* (Coleoptera: Melolonthidae: Dynastinae) y notas sobre su biología. *Rev. Mex. Biodivers.* 77: 215-224.
ROGERS, R. & M. MATTONI. 1993. Observations on the natural history and conservation biology of the giant flower loving flies, *Rhaphiomidas* (Diptera, Apioceridae). *Dipterol. Res.* 4 (1-2): 21-34.
ROGERS, R. & M.H. VAN DAM. 2007. Two new species of *Rhaphiomidas* (Diptera: Mydidae). *Zootaxa* 1664: 61-68.
STEINBERG, M., D. DORSETT, C. SHAH, C.E. JONES & J. BURK. 1998. Pupal case of *Rhaphiomidas acton* Coquillett (Diptera: Mydidae) and behavior of newly-emerged adult. *Pan-Pac. Entomol.* 74 (3): 178-180.
WALSH, B.D. 1864. On certain remarkable or exceptional larvae, coleopterous, lepidopterous and dipterous, with descriptions of several new genera and species, and of several species injurious to vegetation, which have been already published in agricultural journals. *Proc. Boston Soc. Nat. Hist.* 9(1862-1863): 286-308.
WESTWOOD, J.O. 1841. Synopsis of the dipterous family Midasidae, with the description of numerous species. *In*: Westwood, J.O. (ed.), *Arcana Entomologica; or illustrations of new, rare, and interesting insects*. Volume I, 49-56.
WILCOX, J. & N. PAPAVERO. 1971. The American genera of Mydidae (Diptera), with the description of three new genera and two new species. *Arq. Zool.* 21 (2): 41-119.
WILCOX, J. & N. PAPAVERO. 1975. Studies of Mydidae (Diptera) systematics and evolution. III. The genus *Messiasia* D'Andretta in the Americas (Mydinae). *Arq. Zool.* 26: 1-48.
WILCOX, J., N. PAPAVERO & T. PIMENTEL. 1989. Studies of Mydidae (Diptera). IVb. *Mydas* and allies in the Americas (Mydinae: Mydini). *Mus. Para. Emilio Goeldi* (*Ser. Emilie Snethlage*): 1-139.
WILLIAMS, A.H., 1995. Adult female *Mydas clavatus* (Diptera: Mydidae) feeding on flowers in Wisconsin. *Great Lakes Entomol.* 28(3-4): 227-229.
WOODLEY, N.E. 1989. Phylogeny and classification of the "orthorrhaphous" Brachycera, p. 1333-1581. *In*: McAlpine, J.F & D.M. Wood (coord.), *Manual of Neartic Diptera*. Vol. 3. Research Branch, Agriculture Canada, Ottawa, Monograph no. 32.
YEATES, D.K. 2002. Relationships of the lower Brachycera: A quantitative synthesis of morphological characters. *Zool. Scripta* 31: 105-121.
YEATES, D.K. & M.E. IRWIN. 1996. Cladistic reappraisal and biogeography of the Apioceridae (Diptera: Asiloidea). *Zool. J. Linn. Soc.* 116: 247-301.
ZAITLIN, L.M. & J.R. LARSEN. 1984. Morphology of the head of *Mydas clavatus* (Diptera: Mydidae). *Int. J. Ins. Morphol. Embryol.* 13(2): 105-136.
ZIKÁN, J.F. 1942. Algo sobre a simbiose de Mydas com *Atta*. *Rodriguesia* 6(15): 61-67.
ZIKÁN, J. F. 1944. Novas observações sobre a biologia de *Mydas* (Dipt.) e sua relação com os formigueiros de saúva. *Bol. Min. Agric.* 33: 43-55.

Appendix 1. List of species present in Argentina. The asterisk indicates the species whose distribution is endemic to the country.

Diochlistinae
Mitrodetus australis Artigas & Palma, 1979*
Mitrodetus irwini Kondratieff & Carr, 2001*
Leptomydinae
Plyomydas sp. nov. Dikow & Almeida, *in prep.**
Mydinae
Messiasiini
Messiasia carrerai d'Andretta, 1951
Messiasia notospila (Wiedemann, 1828)
Messiasia testaceiventris (Macquart, 1850)
Messiasia yacochuya Wilcox & Papavero, 1975*
Dolichogasterini
Dolichogaster brevicornis Macquart
Mydini
Mydina
Guaromydas apicalis (Wiedemann, 1830)
Protomydina
Protomydas coerulescens (Olivier, 1811)

EMPIDIDAE Y BRACHYSTOMATIDAE

***José Albertino RAFAEL**
****Cínthia Barrêto CHAGAS**

*Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), C.P. 478, 69011-970 Manaus, Amazonas, Brasil.
jarafael@inpa.gov.br

**Becaria de Doctorado CNPq. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), C.P. 478, 69011-970 Manaus, Amazonas, Brasil.
cinthia_chagas@yahoo.com.br

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Se presenta una revisión sobre el conocimiento actual de las familias Empididae y Brachystomatidae en Argentina. Se ofrece una clave taxonómica para la identificación de los géneros neotropicales y una lista de las 94 especies de Empididae y 24 de Brachystomatidae registradas para la Argentina, con información geográfica.

Abstract

A review of the current knowledge of Empididae y Brachystomatidae from Argentina is presented. An identification key for the Neotropical genera is provided. An Argentinean checklist of the 94 species of Empididae and 24 species of Brachystomatidae, with geographical information, is provided.

Introducción

Las Empididae (Fig.1) son moscas pequeñas, de 1-12 mm de longitud, generalmente de coloración oscura, algunas veces amarillas y raras veces con reflejos verde metálico. Cabeza de forma variada, generalmente más estrecha que el tórax. Ojo compuesto generalmente holóptico en los machos y dicópticos en las hembras. Antena con el flagelo de formas variadas, estilo corto o alargado, apical o dorsal semejando una arista. Quetotaxia de la cabeza reducida a uno o dos pares de cerdas ocelares, cerdas verticales presentes o ausentes. Quetotaxia del tórax conspicua, generalmente con cerdas acrosticales, dorsocentrales, notopleurales y escutelares distintivas. Ala bien desarrollada, con diferentes patrones de infuscación o hialina. Venación variable entre los grupos, con celda cup cerrada terminando lejos del margen del ala. Patas eventualmente exhiben dimorfismo sexual, las hembras pueden tener cerdas modificadas, alargadas, peniformes. En Hemrodromiinae la pata anterior es raptorial. Abdomen subcilíndrico, alargado de ápice afilado. Terminalia distales. Apodema ejaculador articulado con el falo en posición ventral. Hembra con una espermateca.

Los adultos son en su mayoría depredadores, aunque algunas especies se alimentan de polen y néctar (Steyskal & Knutson, 1981). Son cosmopolitas y están representados por cerca de 70 géneros (Yang *et al.*, 2007). Son encontrados posados en la vegetación, volando en busca de posibles presas. Algunas especies de Empidinae ofrecen una presa a la hembra antes de la cópula. Las larvas de las especies son depredadoras, viven en ambientes acuáticos y terrestres. Algunas especies con larvas acuáticas son depredadoras de larvas de simúlidos (Hamada, 1993).

Se conocen cerca de 3000 especies en el mundo, sin embargo, es posible que existan aproximadamente 10000. En la región Neotropical se conocen cerca de 700 especies. El conocimiento de la fauna neotropical esta restringido a pocos países, prácticamente todos los géneros necesitan ser revisados en un contexto más amplio para esta región. La taxonomía de Empididae y Brachystomatidae en la región Neotropical no se encuen-

tra bien estudiada, la mayoría de las especies conocida pertenecen a Argentina, Brasil y Chile.

Los géneros y especies que se encuentran en Argentina son identificados siguiendo a Collin (1933) y Smith (1962), este último con mayor referencia a la fauna brasilera, pero puede ser útil para identificar algunos géneros presentes en el país. El estudio más relevante sobre la fauna en Argentina es el trabajo de Collin (1933), quien describió 94 especies, 77 de Empididae y 19 de Brachystomatidae, respectivamente (Apéndice 1), y elaboró claves de identificación.

Empididae y Brachystomatidae pertenecen a la superfamilia Empidoidea considerada como linaje monotípico grupo hermano de Cyclorrapha (Sinclair & Cumming, 2006). Tradicionalmente la superfamilia se ha dividido en dos familias: Empididae parafilética y Dolichopodidae monofilética. Chvála (1983) dividió primero a las Empididae en varias familias, aunque sin un límite claro entre sus diferencias y aun es objeto de debate. Recientemente Sinclair & Cumming (2006), basados en un análisis cladístico con caracteres morfológicos, también justificaron la división en varias familias: Empididae, Hybotidae, Atelestidae, Brachystomatidae y Dolichopodidae (Fig. 2). Los taxones incluidos en este capítulo corresponden a Empididae y Brachystomatidae.

Actualmente la familia Empididae tiene un concepto más restringido que en anteriores clasificaciones, sin embargo, no existe una apomorfía que defina al grupo. Comúnmente se reconoce por los siguientes caracteres: vena R_{4+5} generalmente bífida, prosterno grande formando un puente precoxal, laterotergito generalmente piloso, terminalia masculinos frecuentemente con cerco prensil o hipandrio achatado lateralmente en forma de quilla, terminalia femeninos generalmente telescópicos con cercos simples. Se subdivide en: Empidinae (Empidini y Hilarini), Heremodromiinae (Chelopodini y Hemerodromiini) y Clinocerinae, cuya posición en la familia es incierta (Fig. 2) (Sinclair & Cumming, 2006).

Las Brachystomatidae se consideran como el grupo hermano de las Dolichopodidae y actualmente su concepto es más amplio que en anteriores clasificaciones. Se elevó a nivel de familia para englobar Ceratomerinae y Trichopezinae, con base en las siguientes sinapomorfías: apodema eyaculador en forma de placa poco fundida a la base del falo; tergito 7 de la hembra con serie de cerdas en el margen posterior y el cerco de la hembra se mantiene erecto por la parte superior (Sinclair & Cumming, 2006).

Importancia agroeconómica

La importancia de algunas especies del género *Empis* claramente reside en su actividad como libadores de néctar, muchas especies son indudablemente óptimos polinizadores en primavera, especialmente en árboles frutales (Chvála, 1994). Otros empídidos han sido varias veces reportados en la literatura como depredadores de larvas y adultos de Simuliidae, Culicidae y Ceratopogonidae (Chvála, 1975; Hamada, 1993).

Biología

Los adultos se encuentran volando sobre la vegetación o sobre el espejo de agua, buscando presas, o eventualmente posados en el follaje o inflorescencias con el fin de obtener fuente proteínica. Son depredadores por lo general de presas más pequeñas, otros dípteros (inclusive otros empídidos), Hemiptera, Thysanoptera, Lepidoptera, Trichoptera, Hymenoptera, Neuroptera, Ephemeroptera, Plecoptera, Coleoptera, Collembola y Acari (Tuomikoski, 1952; Smith, 1969; Cumming & Cooper, 1993). Las larvas generalmente viven en el suelo húmedo, raíces en descomposición, cuerpos de agua y son depredadoras de otros organismos pequeños (Cumming & Cooper, 1993).

La cópula puede darse en vuelo o sobre la vegetación. Algunos grupos de Empidinae realizan vuelos sincronizados donde el macho durante el cortejo ofrece un presente a la hembra, éste puede ser una presa, objeto o sustancia secretada (Chvála, 1976; Cumming, 1994). En esta subfamilia la elección de la pareja está a cargo de la hembra. En algunas especies éstas poseen caracteres sexuales secundarios, como alas ensanchadas, cerdas peniformes y sacos pleurales abdominales evertibles, que son utilizados durante el cortejo para la atracción de los machos (Cumming, 1994). Se desconocen datos sobre ciclos de vida de los empídidos neotropicales.

Los adultos pueden ser capturados con trampa de intercepción de vuelo tipo Malaise, trampa de emergencia y más fácilmente con redes entomológicas por medio de barrido sobre la vegetación. Los adultos nunca se deben colocar en alcohol u otros líquidos que remuevan cerdas y patrones de coloración necesarios para su identificación, excepto cuando se desee realizar análisis moleculares. Los adultos de gran tamaño deben ser montados en alfiler números 1 ó 2 recién sacrificados, o colocados en mantas de algodón en el caso que no se puedan identificar inmediatamente después de su recolección, pueden ser pegados a un lado del alfiler, en triángulos o en microalfileres.

Clave para familias de Empidoidea y géneros de Empididae y Brachystomatidae de la región Neotropical

1- Vena R_{4+5} simples (Figs. 6, 12, 19); prosterno generalmente pequeño y separado del proepímero; laterotergito sin cerdas; escapo generalmente sin cerdas; vena costal termina en el ápice del ala (Fig. 6).....**2**

- Vena R_{4+5} bífida (Figs. 11, 14, 20) o simple; si es simple, entonces prosterno grande y fundido al proepímero, formando un puente precoxal, o laterotergito generalmente con cerdas; o el escapo generalmente con cerdas; o la vena costal continúa en la margen posterior (circumambiente) (Fig. 14).....**4**

2- Tibia anterior sin glándula; vena Rs localizada cerca del nivel de la vena transversal h; vena r-m localizada en el cuarto basal del ala; terminalia del macho localizados ventralmente sobre los segmentos abdominales pregenitales.....**Dolichopodidae**

- Base de la tibia anterior con glándula posteroventral (Fig. 3); si la glándula está ausente, entonces la base del ala con el álula desarrollada (Atelestinae) (Fig. 6); vena Rs localizada después del nivel de la vena transversal h; vena r-m claramente localizada después del cuarto basal del ala (Fig. 6); terminalia del macho frecuentemente girados a la derecha, pero sin envolver los segmentos abdominales pregenitales.....**3**

3- Base de tibia anterior con glándula posteroventral (Fig. 3); ápice del flagelo generalmente con estilo alargado, en forma de cerda (Fig. 4).....**Hybotidae**
- Base de tibia anterior sin glándula posteroventral; ápice del flagelo con estilo corto, en forma de pino (Fig. 5). Chile.....**Atelestidae, *Acarteroptera***

4- Fémur anterior de la hembra con 3-4 cerdas espiniformes pálidas en la base; inconspícuas en el macho. Chile.....***Dipsomyia* (Empididae *inc. sedis*)**
- Fémur anterior sin cerdas espiniformes.....**5**

5- Flagelómero basal relativamente corto, ovalado, con superficie ventral más arqueada y con un par de glándulas sensoriales alargadas (Fig. 7). Brasil.....***Hormopeza* (Empididae *inc. sedis*)**
- Flagelómero basal de forma variable, sin glándulas sensoriales.....**6**

6- Celda cup más larga que la celda bm (Fig. 8); fémur medio ensanchado; abdomen de la hembra agudo posteriormente, sin acantoforito. Chile..... .....***Homalocnemis* (Empidoidea, *inc. sedis*)**
- Celda cup igual o más corta que la celda bm; si es más larga, entonces abdomen de la hembra truncado posteriormente, con acantoforito; fémur medio raramente ensanchado.....**7**

7- Labro proyectado oblicuamente para el frente, sin lámina epifaringea. Chile..... ***Anthepiscopus* (Empidoidea, *inc. sedis*)**
- Labro generalmente proyectado ventralmente, con lámina epifaringea.....**8**

8- Pedicelo con proyección digitiforme sobre el flagelo (Fig. 9). Chile..... ..**Brachystomatidae, Ceratomerinae, *Ceratomerus***
- Pedicelo sin proyección digitiforme sobre el flagelo....**9**

9- Venas con al menos algunas cerdas..... .....**Brachystomatidae, Trichopezinae**.....**10**
- Venas sin cerdas.....**Empididae**.....**11**

10- Vena Sc con cerdas en la superficie dorsal y vena radial con cerdas en la superficie ventral; laterotergito con cerdas. Argentina, Brasil, Chile.....***Heterophlebus***
- Vena Sc y radial sin cerdas; laterotergito sin cerdas. Neotropical.....***Apalocnemis***

11- Pata anterior raptorial; coxa anterior con por lo menos 2/3 de largo con relación al respectivo fémur, con una o dos series de espinas cortas ventralmente.....**Hemerodromiinae**.....**12**
- Pata anterior cursorial; coxa anterior menos de la mitad de larga con relación al respectivo fémur, sin espinas cortas.....**19**

12- Escudo torácico con cerdas distintivas, largas; laterotergito con cerdas; terminalia masculinos plegados sobre el abdomen.....**Chelipodini**.....13
- Escudo torácico con cerdas pequeñas, delgadas; laterotergito sin cerdas; terminalia masculinos dirigidos a la región dorsal o posterior.....**Hemerodromiini...14**

13- Vena R_{4+5} simple. Cosmopolita.....***Chelipoda***
- Vena R_{4+5} bífida. Chile.....***Chelipodozus***

14- Vena h ausente; vena Sc fundida con vena C próxima a base del ala; vena R_1 generalmente se encuentra con vena C en la región media del largo del ala (Fig. 10).....**15**
- Vena h presente; vena Sc libre de la C; vena R_1 se encuentra con vena C en región media o posterior del largo del ala (Fig. 12).....**16**

15- Vena cup ausente, sin vena CuA_2; celda dm ausente; venas M_1 y M_2 con pecíolo largo, iniciando al nivel de la celda bm por la ausencia de la vena transversal dm-cu (Fig. 10). Cosmopolita.....***Hemerodromia***
- Vena cup completa o casi completa; al menos con vena CuA_2 presente; vena M_1 y M_2 surgiendo separadamente de celda bm + dm (Fig. 11). América Central.....***Colabris***

16- Origen de las venas M_1 e M_2 independiente, partiendo de celda dm (Figs. 12, 13).....**...17**
- Origen de las venas M_1 e M_2 en pecíolo después de celda dm.....**18**

17- Celda bm y dm separadas; vena R_{4+5} simple (Fig. 12). Argentina, Bolivia, Chile y Perú.....***Cladodromia***
- Celda bm y dm confluentes (vena bm-cu ausente); vena R_{4+5} bífida (Fig. 13). Neotropical.....***Neoplasta***

18- Celda bm y dm separada (vena transversal bm-cu presente). **Cosmopolita.....*Chelifera***
- Celda bm y dm confluyentes (vena transversal bm-cu ausente). Neotropical.....***Metachela***

19- Vena costal con cerdas erectas cortas, fuertes o delgadas en superficie externa o dorsal; labelo de tipo chupador o gena grande y probóscide larga; lóbulo anal poco o nada desarrollado formando ángulo axilar obtuso (Figs. 14, 15, 17).....**Clinocerinae**.....**20**
- Vena costal sin cerdas erectas; labelo raramente de tipo chupador; lóbulo anal generalmente bien desarrollado formando ángulo axilar agudo (Figs. 19, 20, 22).....**Empidinae**.....**24**

20- Vena Sc completa (Figs. 14, 17); antena corta; flagelo más o menos ovalado con arista larga; rostro largo; cerdas acrosticales ausentes.....**21**
- Vena Sc incompleta (Fig. 15); antena larga, claramente con primer flagelómero lanceolado, puntiagudo con arista corta (Fig. 16); rostro estrecho; cerdas acrosticales presentes. Argentina.....***Proagomyia***

21- Celda dm ausente; vena R_{2+3} bífida; R_{4+5} simple (Fig. 17). América.....***Asymphyloptera***
- Celda dm presente; vena R_{2+3} simple; R_{4+5} bífida.....**22**

22- Probóscide aproximadamente de la altura de la cabeza. Neárctica, América Central.....***Roederoides***
- Probóscide corta y ancha, máximo 1/3 la altura de la cabeza.....**23**

23- Cabeza y probóscide proyectadas oblicuamente hacia adelante; articulación del tórax con la cabeza localizada dorsalmente; especímenes pequeños, con menos de 2,5 mm de largo. América Central.....***Dolichocephala***
- Cabeza y probóscide proyectadas ventralmente; articulación del tórax con la cabeza localizada en la región media; especímenes por lo general con más de 3 mm de largo. Cosmopolita.....***Clinocera***

24- Laterotergito con cerdas, eventualmente diminutas (excepto *Trichohilara* con las demás características de Hilarini abajo); vena C generalmente termina a la altura de la vena R_{4+5} o inmediatamente des-

pués (Figs. 18, 19); vena R_1 de grosor uniforme; basitarso anterior de machos normales, similares a los demás tarsómeros; hipandrio no en forma de quilla en margen posterior.....**Empidini.....25**

- Laterotergito glabro (excepto *Hystrichonotus* con las demás características de Empidini arriba); vena C generalmente continua en margen posterior; vena R_1 más dilatada distalmente, antes de converger con vena C; basitarso anterior de los machos generalmente dilatado; hipandrio generalmente en forma de quilla en el margen posterior.....**Hilarini.....34**

25- Vena C continua en el margen posterior; vena R_1 más dilatada distalmente; hipandrio en forma de quilla en el margen posterior. Argentina..... .....***Trichohilara*** **(Hilarini)**

- La vena C generalmente termina a la altura de la vena R_{4+5} o inmediatamente después; vena R_1 de grosor uniforme; hipandrio no en forma de quilla en margen posterior.....**26**

26- Vena R_{4+5} simple (Figs. 18, 19).....**27**

- Vena R_{4+5} bífida.....**30**

27- Celda dm truncada distalmente (Figs. 18, 19); flagelómero basal alargado; cerdas acrosticales ausentes o reducidas, en este caso restringidas a región presutural del escudo.....**28**

- Celda dm por lo menos parcialmente aguda distalmente (Fig. 20); flagelómero basal relativamente corto; cerdas acrosticales generalmente presentes, bi o multiseriadas a lo largo del escudo.....**29**

28- Abdomen sin brillo metálico; celda dm alargada; lóbulo anal del ala estrecho (Fig. 18) desde Costa Rica hasta Paraguay.....***Macrostomus***

- Abdomen con brillo metálico, generalmente verde, verde-azulado; celda dm generalmente corta; lóbulo anal del ala generalmente ancho (Fig. 19); tergito 7 del macho con protuberancias posteroventrales. Neotropical..... .....***Porphyrochroa***

29- Probóscide vertical o casi vertical; terminalia masculina sin posgonito. Cosmopolita.....***Rhamphomyia***

- Probóscide casi horizontal; terminalia masculina con posgonito. Argentina, Chile.....***Clinorhampha***

30- Con brillo metálico; antena localizada próxima al vértice; escapo alargado. Neotropical..... .....***Lamprempis***

- Sin brillo metálico; antena localizada próxima a la región media de la cabeza; escapo corto.....**31**

31- Vena R_4 vertical, forma un ángulo recto o casi recto con la vena R_5 y un tanto curvada en dirección al pterostigma (Fig. 20); predominantemente amarillos con manchas negras en algunos tergitos abdominales. Neotropical.....***Opeatocerata***

- Vena R_4 un tanto oblicua, dirigida hacia el ápice del ala, formando un ángulo obtuso con la vena R_5 (Fig. 21); raramente amarillos.....**32**

32- Base de la vena C con una cerda muy larga; celda bm mucho más corta que la celda dm, cerca de 1/3 su longitud; vena Sc corta, converge con la vena C al nivel de base de celda dm (Fig. 21). Chile..... .....***Empidadelpha***

- Base de la vena C sin cerda alargada; celda bm nunca tan corta, subigual o más larga que la celda dm; vena Sc larga, converge con vena C al nivel del ápice de celda dm o inmediatamente después.....**33**

33- Probóscide levemente horizontal; rostro corto y abertura bucal profunda. Brasil y Chile..... .....***Sphicosa***

- Probóscide vertical; rostro largo y abertura bucal no profunda. Cosmopolita.....***Empis***

34- Vena R_1 de grosor uniforme; flagelo piriforme, desalineado con el pedicelo, formando un ángulo casi recto con el pedicelo, girado hacia arriba (Fig. 22). Chile.....***Hystrichonotus*** **(Empidini)**

- Vena R_1 más dilatada distalmente, antes de converger con la vena C; flagelo un tanto alineado con el pedicelo.....**35**

35- Vena R_{4+5} simple. América del Sur..... .....***Atrichopleura***

- Vena R_{4+5} bífida.....**36**

36- Catepímero con cerdas; especímenes grandes con el tórax rojo y abdomen negro-azulado con brillo metálico. Chile.....***Allochrotus***

- Catepímero sin cerdas; tórax y abdomen generalmente del mismo color.....**37**

37- Laterotergito con cerdas. Argentina.....***Trichohilara***

- Laterotergito sin cerdas.....**38**

38- Flagelo pequeño, oval, con arista subapical muy larga (Fig. 23). Chile.....***Hyperperacera***

- Flagelo de tamaño variable, siempre con arista apical.....**39**

39- Vena R_1 con por lo menos cerdas en la superficie dorsal.....**40**

- Todas las venas glabras.....**41**

40- Todas las venas con cerdas en la superficie dorsal. Chile.....***Pasitrichotus***

- Solamente la vena R_1 con cerda en la superficie dorsal. Argentina, Chile.....***Deuteragonista***

41- Tibia posterior del mismo largo o similar al respectivo fémur; en caso de duda los fémures sin cerdas delgadas en la superficie ventral.....**42**

- Tibia posterior más corta que el respectivo fémur, éste bastante ensanchado (Figs. 24, 25); en caso de duda todos los fémures con cerdas blancuzcas en la superficie ventral y vena Sc completa.....**44**

42- Vena Sc claramente incompleta; tibia posterior con espina anteroventral y anterodorsal más o menos distintas.....**43**

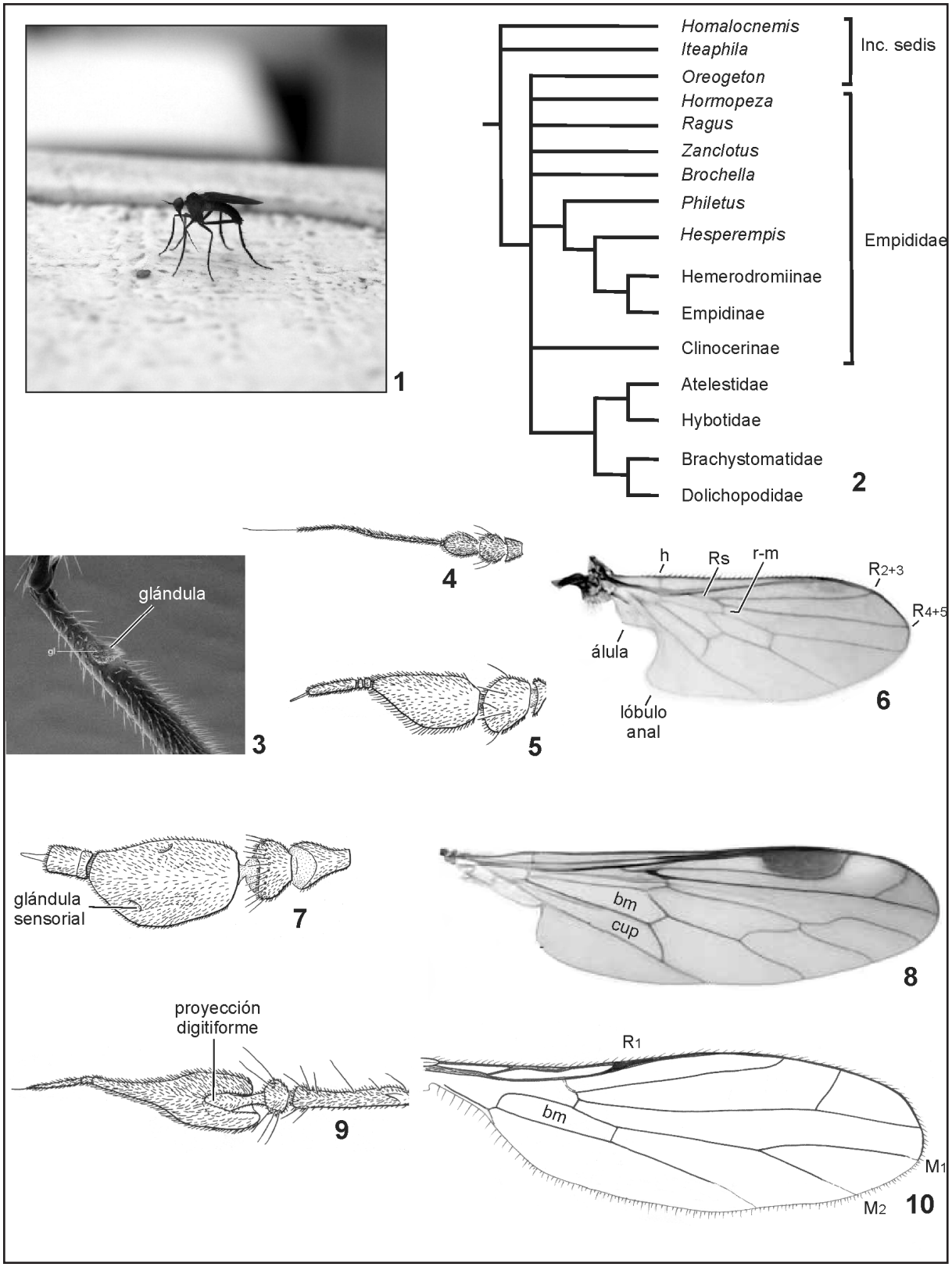
- Vena Sc completa; si con Sc incompleta, entonces con la tibia posterior sin espina anteroventral y anterodorsal. Cosmopolita.....***Hilara***

43- Machos con ojos holópticos en la frente; omatidios superiores claramente más grandes que los inferiores. Chile.....***Amictoides***

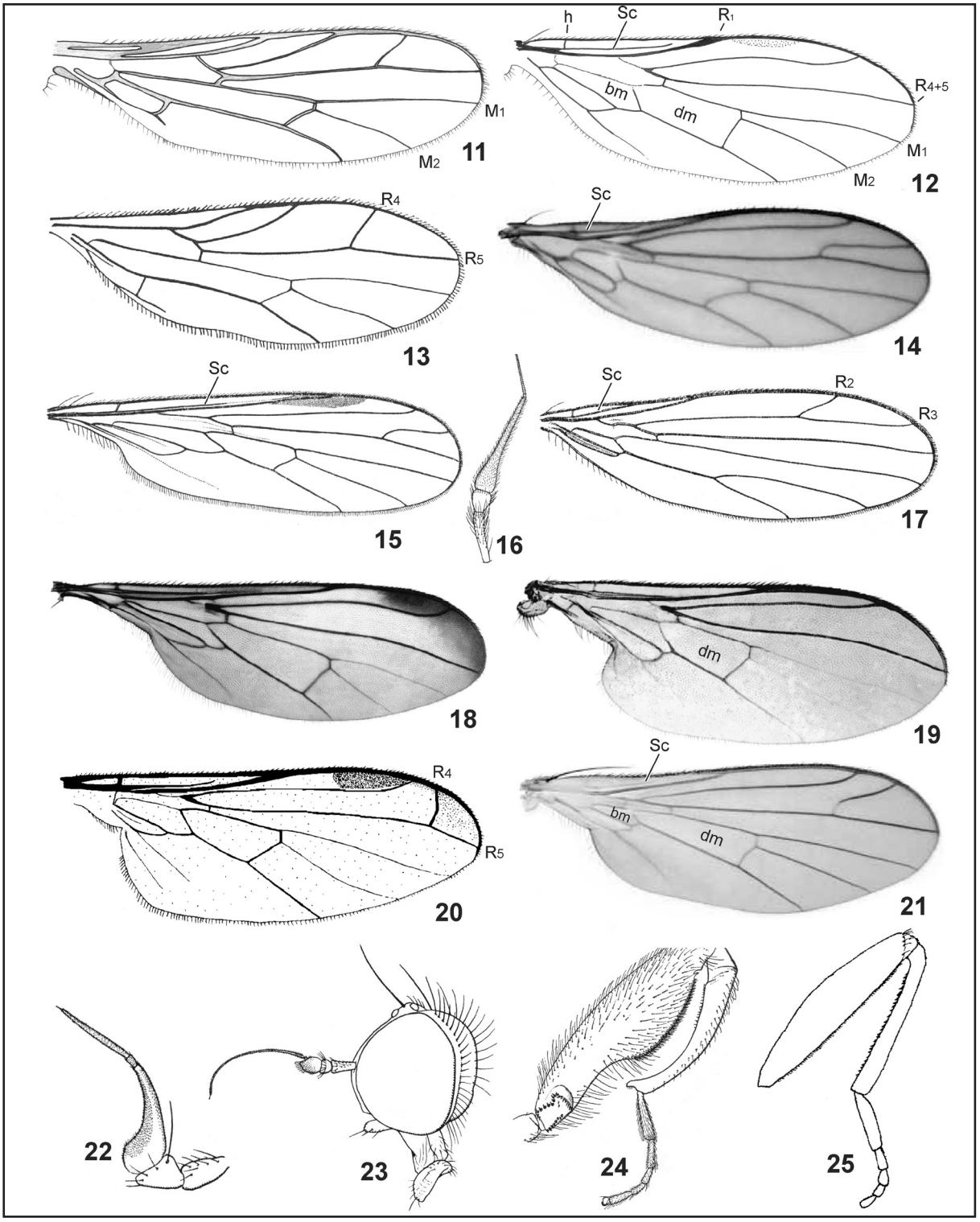
- Machos con ojos dióptricos en la frente; si con ojos holópticos, entonces omatidios superiores levemente más grandes que los inferiores. Neotropical....***Hilarempis***

44- Base de tibia posterior distintamente geniculada (Fig. 24); fémur posterior con cerdas, pero nunca con cerdas ventrales delgadas blancuzcas; vena Sc generalmente completa; anepisterno generalmente con cerdas diminutas en margen posterior. América del Sur.....***Hilarigona***

- Base de tibia posterior levemente geniculada (Fig. 25); fémur posterior con cerdas delgadas blanquecinas con diminutos puntos negro entreverados con cerdas o raramente con cerdas distintas; anepisterno sin cerdas. América del Sur.....***Aplomera***



Figs. 1-10. Empidoidea. 1, hábito de Empididae, Empidinae; 2, hipótesis de afinidades entre los grupos de Empidoidea (Modificado de Sinclair & Cumming, 2006). 3-10, pata, antenas y alas de Empidoidea. 3, base de la tibia de *Ocydromia*; 4, antena de *Hybos* (Hybotidae); 5, antena de *Acarteroptera* (Atelestidae); 6, ala de *Acarteroptera* (Atelestidae); 7, antena de *Hormopeza* (Empididae, *inc. sedis*); 8, ala de *Homalocnemis* (Empidoidea, *inc. sedis*); 9, antena de *Ceratomerus* (Empididae, Ceratomerinae); 10, ala de *Hemerodromias (*Empididae, Hemerodromiinae). Fuentes: Figs. 3-9 de Sinclair & Cumming (2006).



Figs. 11-25. Ala, antena y patas de Empididae. 11, ala de *Colabris (*Empididae, Hemerodromiinae); 12, ala de *Cladodromia* (Empididae, Hemerodromiinae); 13, ala de *Neoplasta* (Empididae, Hemerodromiinae); 14, ala de *Clinocera* (Empididae, Clinocerinae). 15. Ala de *Proagomyia* (Empididae, Clinocerinae); 16, antena de *Proagomyia* (Empididae, Clinocerinae); 17, ala de *Asymphyloptera* (Empididae, Clinocerinae); 18, ala de *Macrostomus (*Empididae, Empidinae); 19, ala de *Porphyrochroa* (Empididae, Empidinae); 20, ala de *Opeatocerata* (Empididae, Empidinae); 21, ala de *Empidadelpha* (Empididae, Empidinae); 22, antena de *Hystrichonotus* (Empididae, Empidinae); 23, cabeza de *Hyperperacera* (Empididae, Empidinae); 24, pata de *Hilarigona* (Empididae, Empidinae); 25, pata de *Aplomera* (Empididae, Empidinae). Fuentes: Figs. 14, 21 de Sinclair & Cumming (2006); Figs. 15, 16, 17, 22, 23, 24 de Collin (1933); Figs. 18, 19 de Rafael & Cumming (2004); Fig. 20 de Smith (1989); Fig. 25 de Rafael (2001).

Fauna argentina

Los estudios sobre Empididae y Brachystomatidae argentinos están prácticamente restringidos a los adultos recolectados en la provincia de Río Negro en la Patagonia. La fauna del resto del país se encuentra prácticamente inexplorada. Gran parte del material tipo de la fauna argentina se encuentra en la colección entomológica del Natural History Museum, en Londres; otros especímenes de las series tipo se encuentran en otras instituciones como el United States National Museum y la Princeton University (Evenhuis *et al.*, 2009). No hay estudio de distribución biogeográfica. Así su conocimiento actual se debe a los registros geográficos que generalmente corresponden a la localidad tipo.

En la Argentina los empídidos y braquistomátidos están poco representados en las colecciones. En la colección del Museo de La Plata (MLP) existen solamente dos especies determinadas y nueve ejemplares de empídidos no determinados. No existen braquistomátidos. Creemos que la baja cantidad de especímenes en museos argentinos se deba al hecho de no haber especialistas que estudien estos grupos en el país. Los tres especialistas más relevantes que describieran especies que se distribuyen en la Argentina fueron el inglés James Edward Collin, quien describió 96 especies en 1933, equivalente al 81% de las especies registradas en la Argentina, siendo 77 especies de Empididae y 19 de Brachystomatidae (Apéndice 1). El segundo fue el alemán Rudolph A. Philippi (Philippi, 1865), quien describió siete especies; y el tercero fue el sueco Carl Gustav Thomson (Thomson, 1868) quien describió cinco especies en la década de 1860. El único argentino que estudió esta fauna fue Félix Lynch Arribálzaga (Lynch Arribálzaga, 1878), quien describió cuatro especies.

En la Argentina se registraron 118 especies: 94 de Empididae y 24 de Brachystomatidae (Apéndice 1). Ellas representan aproximadamente el 24% de las especies neotropicales y el 4% de la fauna mundial. La región mejor recolectada es la Patagónica, en las proximidades de Bariloche y los lagos Nahuel Huapi, Gutiérrez y Correntoso. En las demás regiones del país prácticamente no hay registros geográficos, excepto por algunos pocos en Buenos Aires, Mendoza y Misiones. Creemos que el número de especies en la Argentina debe ser al menos diez veces mayor. Se recomienda recolectar en el resto del país y formar personas calificadas para trabajar con estos grupos de dípteros.

Agradecimientos

A Alberto H. Abrahamovich por la información sobre el acervo de la Colección Entomológica del Museo de La Plata. A Eduardo Amat por la traducción del portugués al español. Al CNPq por los recursos financieros.

Literatura citada

CHVÁLA, M. 1975. The Tachydromiinae (Dipt. Empididae) of Fennoscandia and Denmark. *Fauna Entomol. Scand.* 3: 1-336.

CHVÁLA, M. 1976. Swarming, mating and feeding habits in Empididae (Diptera), and their significance in evolution of the family. *Acta Entomol. Bohemosl.* 73: 353-366.

CHVÁLA, M. 1983. The Empidoidea (Diptera) of Fennoscandia and Denmark. II. General part. The families Hybotidae, Atelestidae and Microphoridae. *Fauna Entomol. Scand.* 12: 1-279.

CHVÁLA, M. 1994. The Empidoidea (Diptera) of Fennoscandia and Denmark. III. Genus *Empis*. *Fauna Entomol. Scand.* 29: 1-187.

COLLIN, J.E. 1933. Empididae. *Diptera Patagonia South Chile* 4: 1-334.

CUMMING, J.M. 1994. Sexual selection and the evolution of dance fly mating systems (Diptera: Empididae; Empidinae). *Can. Entomol.* 126: 907-920.

CUMMING, J.M. & B.E. COOPER. 1993. Techniques for obtaining adult-associated immature stages of predacious tachydromiine flies (Diptera: Empidoidea), with implications for rearing and biocontrol. *Entomol. News* 104(2): 93-101.

DAUGERON, C., C.A. D'HAESE & A.R. PLANT. 2009. Phylogenetic systematic of the gondwanan *Empis macrorrhyncha* group (Diptera, Empididae, Empidinae). *Syst. Entomol.* 34(4): 635-648.

EVENHUIS, N.L., T. PAPE; A.C. PONT & F.C. THOMPSON (editors). 2009. Empididae. Biosystematic Database of World Diptera, Version 7.5. 4 work records (not peer-reviewed material). http://www.diptera.org/biosys.htm.

HAMADA, N. 1993. Association between *Hemerodromia* sp. (Diptera, Empididae) and *Simulium perflavum* (Diptera, Simuliidae) in Central Amazonia, Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 88(1): 169-170.

LYNCH ARRIABÁLZAGA, F. 1878. Apuntes sobre los Empides Del Baradero. *Natur. Argent.* 1: 292-295.

PHILIPPI, R.A. 1865. Aufzählung der chilenischen Dipteren. *Verhandl. Zool.-Bot. Gesellsch. Wien* 15: 595-782.

RAFAEL, J.A. 2001. Revision of the Chilean species of Empididae (Diptera) described by J. Macquart. *Iheringia, ser. Zool.* 90: 45-54.

RAFAEL, J.A. & J.M. CUMMING. 2004. The Neotropical genera *Macrostomus* Wiedemann and *Porphyrochroa* Melander (Diptera, Empididae, Empidinae). *Rev. Brasil. Zool.* 21(3): 439-448.

SINCLAIR, B.J. & J.M. CUMMING. 2006. The morphology, higher-level phylogeny and classification of the Empidoidea (Diptera). *Zootaxa* 1180: 1-172.

SMITH, K.G.V. 1962. Studies of the Brazilian Empididae (Diptera). *Trans. Roy. Entomol. Soc. London* 114(7): 195-266.

SMITH, K.G.V. 1969. The Empididae of southern Africa (Diptera). *Ann. Natal Mus.* 19: 1-342.

SMITH, K.G.V. 1989. The Neotropical genus *Opeatocerata* Melander (Diptera, Empididae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 84(supl.): 511-516.

STEYSKAL, G.C. & L.V. KNUTSON. 1981. Empididae [Chapter] 47. *In*: McAlpine, J.F., Peterson, B.V., Shewell, G.E., Teskey, H.J., Vockeroth, J.R. & D.M. Wood (coord.), *Manual of Nearctic Diptera*. Volume 1. Agriculture Canada Monograph. 27: 607-624.

THOMPSON, C.G. 1868. Kongliga Svenska Fregatten Eugenies Resa omkring Jorden. *Vetensk. Lakktag. Zool.* 1: Ins. Häft 12, Diptera: 443-614.

TUOMIKOSKI, R. 1952. Über die Nahrung der Empididen-Imagines (Dipt.) in Finnland. *Ann. Entomol. Fenn.* 18(4): 170-181.

YANG, D.; ZHANG, K.; YAO, G. & J. ZHANG. 2007. *World catalog of Empididae (Insecta: Diptera)*. China Agricultural University Press.

Apéndice 1. Lista de especies de Empididae y Brachystomatidae presentes en la Argentina.

Empididae
Clinocerinae
Clinocera empodiata Collin, 1933. Mza.
Clinocera oriunda (Collin, 1933) (*Hydrodromia*). R.N.
Proagomyia torrentium Collin, 1933. R.N.
Empidinae
Empidini
Clinorhampha merita Collin, 1933. R.N.
Empis copiosa Collin, 1933. R.N.
Empis copiosa prominens Collin, 1933. R.N.
Empis coxalis Thomson, 1868.Patagonia.
Empis fulvicollis Collin, 1933. R.N.
Empis imputata Collin, 1933. R.N.
Empis landbecki Philippi, 1865. R.N.
Empis languescens Collin, 1933. R.N.
Empis liberalis Collin, 1933. R.N.
Empis lobalis Thomson, 1868. Patagonia.
Empis macrorrhyncha Philippi, 1865. Argentina (Daugeron *et al.*, 2009).
Empis macrura Bigot, 1889. Bs.As.
Empis modica Collin, 1933. R.N.
Empis mollita Collin, 1933. R.N.
Empis perpusilla Collin, 1933. R.N.
Empis quadrivittata L. Arribálzaga, 1878.Bs.As.
Empis retroversa Collin, 1933. R.N.
Empis trichoscelis Collin, 1933. R.N.
Empis uruguayensis L. Arribálzaga, 1878.Bs.As.
Empis vicina L. Arribálzaga, 1878. Bs.As.
Rhamphomyia caeca Collin, 1933. R.N.
Rhamphomyia interseta Collin, 1933. R.N.
Rhamphomyia mollis Collin, 1933. R.N.
Hilarini
Aplomera dichroa Collin, 1933. R.N.
Atrichopleura caesia Collin, 1933. R.N.
Atrichopleura caudata Collin, 1933. R. N.
Atrichopleura cinerea Collin, 1933. R.N.
Atrichopleura enarrabilis Collin, 1933. R.N.
Atrichopleura fausta Collin, 1933. R.N.
Atrichopleura spinipes Collin, 1933. R.N
Deuteragonista stigmatica Collin, 1933. R.N.
Hilara armata Collin, 1933. R.N.
Hilarafraterna Collin, 1933. R.N.
Hilara immerens Collin, 1933. R.N.
Hilara irritans Bezzi, 1909. R.N.
Hilara occipitalis Collin, 1933. R.N.
Hilara stethica Collin, 1933. Mza.
Hilara subarmata Collin, 1933. R.N.
Hilara subpennata Collin, 1933. Mnes.
Hilara tonsilis Collin, 1933. R.N.
Hilara verticalis Collin, 1933. Mza.
Hilarempis brachyrhyncha (Thomson, 1868) (Hilara). Patagonia.
Hilarempis ciliata Collin, 1933. R.N.
Hilarempis dolosa Collin, 1933. R.N.
Hilarempis facilis Collin, 1933. R.N.
Hilarempis familiaris Collin, 1933. R.N.
Hilarempis genualis Collin, 1933. R.N.
Hilarempis idonea Collin, 1933. R.N.
Hilarempis inops Collin, 1933. R.N.
Hilarempis languida Collin, 1933. R. N.
Hilarempis mendozana (Brèthes, 1924) (*Heterempis*). Mza.
Hilarempis notabilis Collin, 1933. R.N.
Hilarempis ordinata Collin, 1933. R.N.
Hilarempis propinqua Collin, 1933. R.N.
Hilarempis sigillata Collin, 1933. R.N.
Hilarempis similipes Collin, 1933. R.N.
Hilarempis spinosa Bezzi, 1909. R.N.
Hilarempis tibialis Collin, 1933. R.N.
Hilarigona argentata (Philippi, 1865) (*Pachymeria*). R.N.
Hilarigona chiloensis (Brèthes, 1924) (*Haplomera*). R.N.
Hilarigona crassistyla Collin, 1933. Bs.As.
Hilarigona polita Collin, 1933. R.N.
Hilarigona producta Collin, 1933. Bs.As.
Hilarigona similis Collin, 1933. R.N.
Trichohilara metapleuralis Collin, 1933. R.N.
Hemerodromiinae
Chelipoda fimbriata Collin, 1933. R.N.
Chelipoda obtusipennis Collin, 1933. R.N.
Chelipoda remissa Collin, 1933. R.N.
Chelipoda vittata L. Arribàlzaga, 1878. Bs.As.
Cladodromia decurtata Collin, 1933. R.N.
Cladodromia inconstans Collin, 1933. R.N., Mza.
Hemerodromia edentula Collin, 1933. Mnes.
Hemerodromia mediana (Collin, 1933) (*Cladodromia*). R.N.
Hemerodromia mesomelaena Bezzi, 1909. Mnes.
Hemerodromia nugatoria Collin, 1933. Mnes.
Hemerodromia pollinosa (Collin, 1933) (*Cladodromia*). Mnes.
Hemerodromia tanyptera Collin, 1933. R.N.
Neoplasta acuta Collin, 1933. R.N.
Neoplasta analis (Thomson, 1868) (*Hemerodromia*). Patagonia.
Neoplasta brevicornis Collin, 1933. R.N.
Neoplasta cilicauda Collin, 1933. R.N.
Neoplasta circumdata (Collin, 1933) (*Metachela*). R.N.
Neoplasta coxalis Collin, 1933. R.N.
Neoplasta discreta Collin, 1933. R.N.
Neoplasta excavata Collin, 1933. R.N.
Neoplasta inornata (Collin, 1933) (*Metachela*). R.N.
Neoplasta instabilis (Collin, 1933) (*Metachela*). R.N.
Neoplasta parvicauda Collin, 1933. R.N.
Neoplasta patula (Collin, 1933) (*Metachela*). R.N.
Neoplasta propygialis Collin, 1933. R.N.
Neoplasta pubescens Collin, 1933. R.N.
Brachystomatidae
Apalocnemis circumspinosa Collin, 1933. R.N.
Apalocnemis elongata Collin, 1933. R.N.
Apalocnemis holosericea (Thomson, 1869) (*Hilara*).Patagonia.
Apalocnemis ingeniosa Collin, 1933. R.N.
Apalocnemis maura Collin, 1933. R.N.
Apalocnemis mediocris Collin, 1933. R.N.
Apalocnemis plorator Collin, 1933. R.N.
Apalocnemis racemata Collin, 1933. Chu.
Apalocnemis rostrata Collin, 1933. R.N.
Apalocnemis solitaria Collin, 1933. R.N.
Apalocnemis xanthogyna Collin, 1933. R.N.
Heterophlebus ambiguus (Philippi, 1865) (*Brachystoma*). R.N.
Heterophlebus apertus (Collin, 1933) (*Oreogeton*). R.N.
Heterophlebus clausus (Collin, 1933) (*Oreogeton*). R.N.
Heterophlebus congruens (Collin, 1933) (*Oreogeton*). R.N.
Heterophlebus creper (Collin, 1933) (*Oreogeton*). R.N.
Heterophlebus mediocris (Collin, 1933) (*Oreogeton*). R.N..
Heterophlebus nigricornis (Philippi, 1865) (*Brachystoma)*. R.N.
Heterophlebus pterostigma (Collin, 1933) (*Oreogeton*). R.N.
Heterophlebus pudens (Collin, 1933) (*Oreogeton*). R.N.
Heterophlebus testaceus (Philippi, 1865) (*Brachystoma*). R.N.
Heterophlebus thoracicus (Philippi, 1865) (*Brachystoma*). R.N.
Heterophlebus versabilis (Collin, 1933) (*Oreogeton*). R.N., T.F.
Heterophlebus versicolor (Collin, 1933) (*Oreogeton*). R.N., Chu.

HYBOTIDAE

Rosaly ALE-ROCHA
Rafael A. P. FREITAS-SILVA

Coordenação de Pesquisas em Entomologia, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, CP 478, 69011-970 Manaus-AM, Brasil.
alerocha@inpa.gov.br
rfreitas.silva@yahoo.com.br

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Las Hybotidae son una familia diversa del orden Diptera, suborden Brachycera y superfamilia Empidoidea. Son cosmopolitas, presentan gran variedad de formas y coloración que va desde amarilla a oscuras y negras. Su monofilia se sustenta en la presencia de un palpífero, glándula en la tibia anterior, laterotergito sin cerdas y R_{4+5} sencilla sin bifurcación. Son principalmente depredadores, se encuentran comúnmente posados en la vegetación, troncos y otras superficies o volando desplazándose o en forrajeo; son recolectados con trampa de interceptación de vuelo (Malaise o Suspendida), platos de coloración amarilla y barridos entomológicos con red. Hasta el momento se registran 16 especies en la Argentina.

Abstract

Hybotidae are a highly diversified family belonging to the order Diptera, suborder Brachycera, and superfamily Empidoidea. They have worldwide distribution and exhibit several forms and colorations, these from yellow to black. The family is a monophyletic clade based on the presence of palpifer, fore tibial gland, laterotergite bare and R_{4+5} unbranched. They are mainly predators and are usually found on vegetation, woods and other surfaces, or flying for displacement and forage; they are collected using flight interception traps (Malaise trap and Suspended trap), yellow colored plates, and sweepings with entomological nets. At present sixteen species are recorded for Argentina.

Introducción

La familia Hybotidae es cosmopolita y comprende aproximadamente 1700 especies distribuidas en 66 géneros; 187 especies en 25 géneros registrados en América del Sur (Yang *et al.*, 2007). Virtualmente se encuentran en todos los biotopos terrestres y en variadas condiciones (Chvála, 1975).

Adultos. Moscas de tamaño pequeño a mediano (1,0–7,5 mm) desde oscuras hasta amarillas claras, nunca metálicas. Cabeza redondeada, más estrecha que el tórax. Amplios ojos compuestos, holópticos o dicópticos, omatidios de tamaño uniforme o variable. Antena de diversos colores y tamaños, flagelo desde cónico a flagelado, estilo o arista localizada en la región terminal o subnormal. Probóscide dirigida hacia adelante o abajo, palpo unido con el estipe por el palpífero. Quetotaxia de la cabeza limitada, uno o dos pares de cerdas ocelares y verticales, presentes o ausentes. Tórax desde ovalado a rectangular en vista dorsal, escudo plano o fuertemente jorobado, con una cantidad variable de cerdas, generalmente pospronotales, dorsocentrales posteriores, notopleurales, supralares y escutelares distintamente largas. Alas generalmente hialinas y bien desarrolladas (raramente ausentes o reducidas) lóbulo anal y álula frecuentemente ausentes, venación variable, Rs se origina distalmente al nivel de la vena transversal h, venas R_{4+5} y M simples, la celda anal nunca alcanza el margen del ala, algunas veces

ausente; celda discal presente o ausente. Patas de tamaño y robustes variadas, muchas veces raptoriales, reflejando dimorfismo sexual, generalmente el macho presenta espinas ventrales; tibia anterior con glándula sub-basal; empodio setiforme. Abdomen subcilíndrico, alargado, tergitos completamente o lateralmente esclerotizados. Los terminalia del macho exhiben una rotación de 45-90º hacia la derecha, simétricos o asimétricos, apodema gonocoxal restringido a la margen anterolateral del hipandrio. Terminalia de la hembra sin acantoforitos.

Los adultos de Hybotidae se distinguen de Dolichopodidae por ser generalmente metálicos, la vena Rs se origina al nivel o próximo de la vena transversal h, las celdas basales son poco desarrolladas y los terminalia del macho son lateroflexionados. Por otra parte las Empididae *s.str.* se diferencian por la presencia de las siguientes características: vena M o R_{4+5} bifurcada, largura de la coxa anterior por lo menos dos tercios de la del fémur, fémur anterior 2–3 veces más ancho que la tibia, labro 2,5 veces o más largo que la cabeza, laterotergito con cerdas largas o vena CuA_2 fuertemente curvada hacia la vena A_1, confluyente con el área inferior de la celda anal.

Inmaduros. Poco se conoce sobre los estados inmaduros de Hybotidae, la información conocida se restringe a algunos géneros de Tachydromiinae y Ocydromiinae. En Hybotidae las larvas poseen el segmento terminal redondeado con una protuberancia bajo los espiráculos posteriores (*e.g. Drapetis*, *Ocydromia* y *Tachydromia*). Las estructuras locomotoras se encuentran presentes en los siete primeros segmentos abdominales y poseen espinas cuticulares organizadas en líneas. La mandíbula del primer estadio larval de *Ocydromia* (Ocydromiinae) es semejante a la observada en larvas del último estadio de *Chersodromia* (Tachydromiinae), y Dolichopodidae, compuesta por un gancho nítidamente apuntando hacia la región distal, dos escleritos conectores y un esclerito ventral grande (Hobby & Smith, 1962; Dyte, 1967; Sinclair, 1996). Las pupas son bastante diversas, por lo cual no es posible prever una combinación de caracteres que identifiquen la familia. En general, poseen un tubérculo cefálico corto o espiráculos pedicelados en el tórax y abdomen, sin embargo los espiráculos del protórax son más cortos que los encontrados en Dolichopodidae (Dyte, 1967).

Aspectos biológicos y ecológicos

Principalmente depredadores, a pesar de algunos registros de posible nutrición por polen y néctar (Chvála, 1976; Melander, 1906; Downes & Smith, 1969). Normalmente se encuentra sobre la vegetación, troncos y otras superficies, o en vuelo desplazándose y en forrajeo. Las Ocydromiinae así como las Empididae *sensu stricto* se pueden reunir en enjambres aéreos como parte del comportamiento de cortejo y cópula. En Hybotidae y Tachydromiinae se observa el desarrollo de actividades tanto depredadoras como reproductivas en superficies sólidas como hojas, suelo y troncos de árboles, sin aparente agregación preliminar (Chvála, 1976).

Los hábitos de los inmaduros son poco conocidos, sin embargo, se presume que sean depredadores (Cumming & Cooper, 1993) y se desarrollen en el suelo, sobre el musgo, orificios de árboles (Chvála, 1975), hojarasca o madera en descomposición (Steyskal & Knutson, 1981). A pesar de no poseer importancia económica, se sugiere que potencialmente pueden ser controladores de microartrópodos en los ecosistemas (Chvála, 1983).

Los métodos más utilizados para la captura de adultos de Hybotidae incluyen trampas de intercepción de vuelo del tipo Malaise y Suspendida; platos coloridos, principalmente amarillos; y barridos con red entomológica. Pollet & Grootaert (1994) sugieren trampa tipo "pitfall" con cebo de olor como uno de los métodos de captura para Empidoidea y Dolichopodidae. Walker (1957) capturó *Drapetis sp.* en trampa de suelo usando pescado como atrayente.

Clasificación, filogenia y diversidad en América del Sur

La familia Hybotidae fue erigida por Chvála (1983), sugerida anteriormente (Krystoph, 1961; Tuomikosky, 1966), como la agrupación de tres subfamilias tradicionalmente pertenecientes a la familia Empididae *s.lat.* (Hybotinae, Ocydromiinae y Tachydromiinae). La propuesta no fue inmediatamente aceptada (*e.g.* Woodley, 1989), hasta que posteriormente se confirmara con datos moleculares (Wiegmann *et al.*, 1993 y Moulton & Wiegmann, 2004) y morfológicos (Sinclair & Cumming, 2006).

Actualmente se compone de las subfamilias Hybotinae, Ocydromiinae, Oedaleinae, Tachydromiinae y Trichininae, de acuerdo con las siguientes sinapomorfías: presencia de palpífero, glándula tibial anterior, apodema gonocoxal restringido al margen anterolateral del hipandrio, laterotergito sin cerdas y vena R_{4+5} sin bifurcación (Sinclair & Cumming, 2006). A pesar de estar bien sustentada filogenéticamente, las relaciones entre los grupos intrafamiliares permanecen desconocidas (Sinclair & Cumming, 2006) (Fig. 1).

Tres subfamilias se encuentran distribuidas en el Neotrópico: Hybotinae, Ocydromiinae y Tachydromiinae.

Hybotinae: sugerida como monofilética (Sinclair & Cumming, 2006), reúne hembras holópticas (excepto *Lamachella* y *Leptocyrtoma*), con probóscide generalmente esclerotizada y proyectada oblicuamente u horizontalmente hacia el frente, alas generalmente con el lóbulo anal bien desarrollado, celda discal con dos venas proyectadas; prosterno aislado y separado del proepisterno (Sinclair, 1996; Smith, 1969; Chvála, 1983). Se encuentra dividida en dos tribus, Bicelariini con 39 especies en tres géneros (*Bicellaria*, *Hoplocyrtoma* y *Leptocyrtoma*), distribuidos en las regiones Oriental, Paleártica y Neártica; e Hybotini con 543 especies en 14 géneros en el mundo (Ale-Rocha, 2007, 2008; Yang *et al.*, 2007; Ale-Rocha & Vieira, 2008), en total 83 especies suramericanas en ocho géneros y una especie registrada en la Argentina, *Euhybus dimidiatus*.

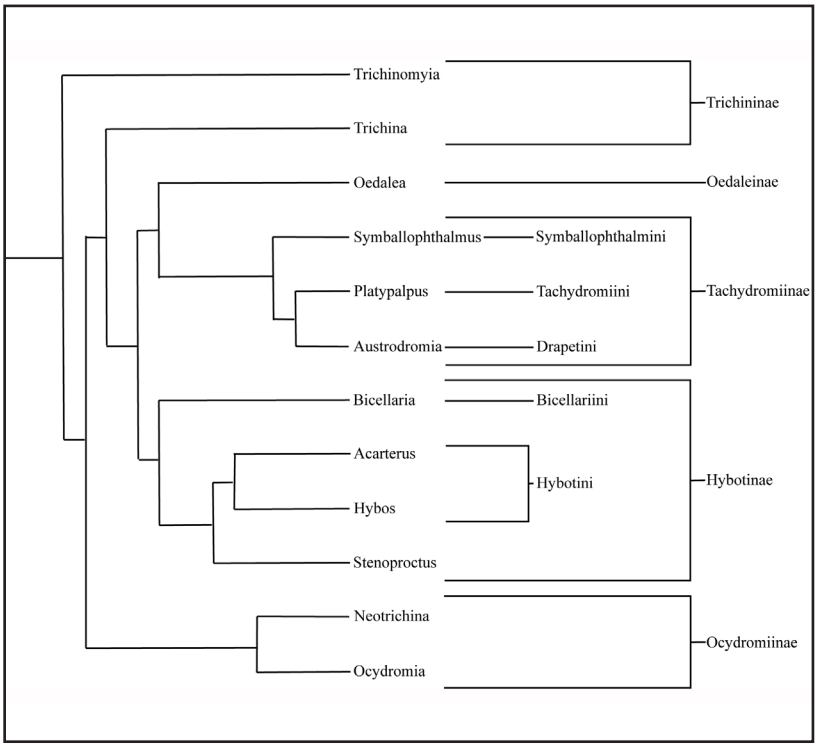


Fig. 1. Relaciones filogenéticas entre las subfamilias de Hybotidae (modificado de Sinclair **&** Cumming, 2006).

Ocydromiinae *sensu* Sinclair & Cumming (2006), supuestamente monofilética con base en la probóscide corta y dirigida hacia abajo o recurvada, celda anal corta con el ápice truncado, celda discal, cuando presente, proyecta 2-3 venas, terminalia masculinos asimétricos y con giro de 90º, falo biarticulado, apodema ventral y posgonitos ausentes, hipandrio con un par de surstilos articulados (Sinclair & Cumming, 2000, 2007). Se encuentra en todas las regiones biogeográficas (excepto en los polos), representada por 84 especies en 15 géneros del mundo. En América del Sur se registran 31 especies distribuidas en ocho géneros, las siguientes especies registradas en Argentina: *Neotrichina fida*, *Neotrichina indiga*, *Neotrichina insignis*, *Neotrichina obscurata* y *Scelolabes bivittatus* (Sinclair & Cumming, 2007; Yang *et al.*, 2007).

Tachydromiinae: monofilética, basado en la pérdida apomórfica de la vena M_2 y la celda discal, y caracteres homoplásticos como pseudotráqueas y pterostigma ausente. Hipandrio sin lóbulos apicales y apodema eyaculatorio secundariamente en forma de palanca (Chvála, 1975; Sinclair & Cumming, 2006). La subfamilia se divide en tres tribus (Symbalophthalmini, Drapetini y Tachydromiini), posee 1201 especies en 28 géneros distribuidas en todas la regiones biogeográficas (excepto en los polos). En América del Sur se registran 73 especies en nueve géneros; para Argentina se conocen 10 especies en cuatro géneros: *Austrodromia*, *Elaphropeza*, *Platypalpus* e *Tachydromia* (Cumming, 2007; Yang *et al.*, 2007) (Apéndice 1).

La separación entre Empididae e Hybotidae se ha sugerido que ocurrió en el Cenozoico Inferior. Sin embargo, el hallazgo de fósiles de Hybotydae permite inferir que tal evento debió haber ocurrido mucho antes (Waters, 1989). El fósil de Hybotidae más antiguo que se conoce es *Trichinites cretaceous*, que es del Cretácico Superior y conocido por la proximidad al linaje que dio origen a toda la familia (Chvála, 1983).

Clave para los géneros de Hybotidae de América del Sur

1- Celda dm (discal) ausente.....**Tachydromiinae**.....**2**
- Celda dm presente, si ausente entonces la vena M se desvanece en porción media distal.....**10**

2- Vena CuA_2 presente (Figs. 6-8), si ausente el escudo es evidentemente más largo que ancho y lóbulo pospronotal diferenciado.....**Tachydromiini**.....**3**
- Vena CuA_2 ausente (Figs. 2-5); escudo tan largo como ancho; lóbulo pos-pronotal indistinto.....**Drapetini**....**5**

3- Vena A_1 débil; celda anal parcialmente cerrada por A_1 (Fig. 6); fémur medio dilatado, con varias hileras ventrales de espinas (cosmopolita).....***Platypalpus***
- Vena A_1 ausente; celda anal abierta o ausente (Figs. 7-8); fémur medio poco o nada dilatado.....**4**

4- Frente estrecha con lados paralelos o subparalelos; escudo afilado anteriormente; alas usualmente con patrón de bandas oscuras; segunda sección costal (distancia entre la vena R_1 y la R_{2+3} donde alcanzan la C) distintamente más larga que la tercera sección costal (distancia entre la vena R_{2+3} y la R_{4+5} donde alcanzan la C) (Fig. 7) (cosmopolita).....***Tachydromia***
- Frente larga en forma de V; escudo no afilado anteriormente; alas hialinas o infuscadas levemente; segunda y tercera sección cos-

tal subiguales (Fig. 8) (regiones Neotropical, Neártica y Afrotropical).....***Tachyempis***

5- Longitud de las celdas basales radial (br) y mediana (bm) similar (Figs. 2–3).....**6**

- Celda bm distintamente más larga que br (Figs. 4–5)....**8**

6- Venas que cierran las celdas basales (br-bm y bm-cu) casi alineadas; segunda sección costal más larga o similar a la tercera sección costal; R_{2+3} recta (Fig. 3) (región Neotropical).....***Austrodromia***

- Venas que cierran las celdas basales se encuentran en ángulo obtuso; segunda sección costal distintamente más corta que la tercera; $R_{2+3,}$ fuertemente curvada hacia arriba (Fig. 2).....**7**

7- Arista subapical dorsal; palpo direccionado hacia adelante (Fig. 9) (regiones Neártica y Neotropical).....***Allodromia***

- Arista apical; palpo direccionado hacia abajo (Fig. 10) (regiones Neártica, Neotropical, Oriental y Australiana).....***Micrempis***

8- Un par de cerdas ocelares presente. Gena desarrollada debajo de los ojos (Fig. 11); pedicelo con cerda inferior larga, distinta de las demás (cosmopolita).....***Crossopalpus***

- Dos pares de cerdas ocelares presentes; gena poco desarrollada debajo de los ojos (Fig. 12); pedicelo sin cerda diferente de las demás.....**9**

9- Cerdas ocelares de longitud subigual; anepisterno con numerosas cerdas cortas en la región posterior-superior (cosmopolita).....***Drapetis***

- Par anterior de cerdas ocelares generalmente más largo que el posterior; anepisterno sin cerdas en la parte posterior-superior.....***Elaphropeza***

10- Celda dm presente con dos venas proyectadas; celda cup ensanchada, tan ancha o más que la bm (Figs. 13-21); CuA2, que cierra la celda cup, arqueada para encontrarse en ángulo recto o agudo con la vena A_1; pata posterior raptorial; hembras con ojos holopticos en la frente, con facetas superiores más grandes que las inferiores.....**Hybotinae**.....**11**

- Celda dm ausente (Fig. 33), si presente entonces se proyectan dos o tres venas (Figs. 31,32, 34-37); celda cup generalmente más corta que la bm y truncada apicalmente, si es más ancha, la pata posterior más delgada, no raptorial; hembras con ojos dicópticos en la frente, sin facetas superiores ensanchadas.....**Ocydromiinae**.....**18**

11- Vena Rs ancha aparece antes de la mitad de la celda br (Figs. 16, 21), o corta, apareciendo después de la mitad de la celda br (Figs. 17,19–20); probóscide ancha; labelo esclerotizado, sin pseudotráqueas (Fig. 29); abdomen generalmente pruinoso.....**12**

- Vena Rs corta (Figs. 13–15, 18); probóscide corta, labelo membranoso con pseudotraqueas; (Fig. 30) abdomen brillante.....**16**

12- Vena Rs corta; cerdas del disco prescutelar proclinadas; un par de cerdas ocelares; flagelo sin cerdas dorsales; palpo con una cerda apical larga (Fig. 30).....**13**

- Vena Rs larga; cerdas del disco prescutelar reclinadas; dos pares de cerdas ocelares; flagelo frecuentemente con cerdas dorsales; palpo con diversas cerdas largas (Fig. 29).....**15**

13- Rostro ancho, holóptico o estrechamente dicópticos (Fig. 26); cerdas occipitales delgadas; lóbulo anal ancho.....**14**

- Rostro corto y ancho (Fig. 28); cerdas occipitales espiniformes; lóbulo anal estrecho (región Neotropical).....***Smithybos***

14- Vena M robusta; base de la Rs curva, no alcanza la R_1 en ángulo recto; celda discal ensanchada (Fig. 17); basitarso posterior delgado, más largo que los demás tarsómeros juntos (región Neotropical).....***Lactistomyia***

- Vena M débil o ausente; base de la Rs recta, alcanza la R_1 en ángulo recto; celda discal corta (Fig. 20); basitarso posterior dilatado, más corto que los demás tarsómeros juntos (cosmopolita).....***Syndyas***

15- Frente plana y oblicua (Fig. 27); arista generalmente dorsoapical (Fig. 25); palpo más corto que la probóscide (Fig. 29); sección distal de la R_1 normal (Fig. 21); esternitos 8 y 10 de la hembra sin espinas (cosmopolita).....***Syneches***

- Frente levemente convexa y vertical; arista apical (Fig. 24); palpo tan largo como la probóscide; sección distal de R_1 débil, sinuosa, corriendo junto a la Costal (Fig. 16); esternitos 8 y 10 de la hembra con espinas (cosmopolita).....***Hybos***

16- Flagelo grande, fuertemente arqueado dorsalmente y plano ventralmente (Fig. 22); inserción antenal por encima de la región media de la cabeza; pronoto corto; basitarso de la pata mediana con cerda posteroventral sub-basal reducida o ausente; tarsómeros basales de las patas anteriores y media sin cerdas dorsales (región Neotropical).....***Cerathybos***

- Flagelo pequeño, oval o cónico (Fig. 23); inserción antenal por abajo o en la región media de la cabeza; pronoto ensanchado; basitarso de la pata media con una cerda posteroventral sub-basal ancha; tarsómeros basales de las patas anteriores y medias con cerdas dorsales anchas.....**17**

17- Ala estrecha, lóbulo anal estrecho con el margen del ala redondeada; R_{4+5} y M_1 paralelas, raramente convergentes (Fig. 18); mesonoto usualmente pruinoso; series de dc y acr con cerdas reducidas en número, dispuestas en series distintas en el disco prescutelar; octavo segmento abdominal del macho no presenta rotación (región Neotropical).....***Neohybos***

- Ala ancha o estrecha con lóbulo anal ancho y triangular; R_{4+5} y M_1 convergentes (Figs. 14–15); series dc y acr con numerosas cerdas dispuestas de manera aleatoria sobre el disco prescutelar; octavo segmento abdominal del macho exhibe una rotación de 45° hacia la derecha (regiones Neotropical, Neártica y Oriental).....***Euhybus***

18- Celda dm ausente (Fig. 33) (Argentina y Australia).....***Leptopezella***

- Celda dm presente (Figs. 31–32, 34–37).....**19**

19- Vena Rs corta, inicia después de la mitad de la celda br (Fig. 32).....**20**

- Vena Rs larga, iniciando antes o en la mitad de celda br (Figs. 31, 34-37).....**21**

20- Celda dm corta; ala ancha y lóbulo anal desarrollado; tibia posterior sin cerdas y generalmente geniculada en la base; fémur posterior sin bandas (Chile y Australia).....***Scelolabes***

- Celda dm larga, ala estrecha y lóbulo anal nada desarrollado (Fig. 32); tibia posterior con cerdas y no geniculadas en la base; fémur posterior con bandas (Chile y Australia).....***Hoplopeza***

21- Celda dm proyectando tres venas que alcanzan el margen del ala; lóbulo anal desarrollado, triangular (Fig. 34): inserción antenal localizada aproximadamente en la mitad de la cabeza (Chile).....***Neotrichina***

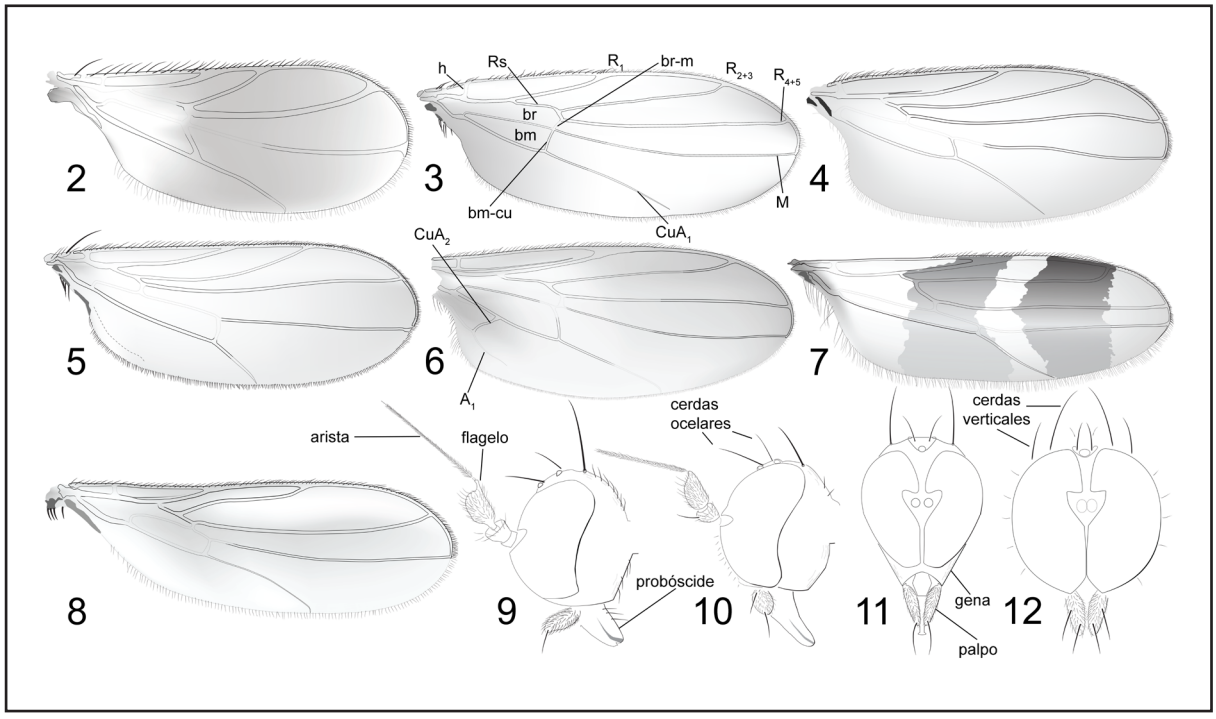
- Celda dm proyectando dos venas que alcanzan el margen del ala (Figs. 35–36); si la celda dm proyecta tres entonces la vena M_1 no alcanza el margen del ala (Fig. 37), el flagelo es largo y arista ausente (Fig. 39); lóbulo anal nada desarrollado; inserción antenal localizada encima de la región media de la cabeza (Figs. 40–41).....**22**

22- Escleritos abdominales fuertemente esclerotizados y puntuados; terminalia masculinos incluidos en octavo segmento; pulvilos ausentes: arista presente (regiones Australiana, Neotropical, Oriental y Paleártica).....***Chvalaea***

- Escleritos abdominales normalmente esclerotizados, ni puntuados; terminalia masculinos expuestos; pulvilos y arista presentes; si los escleritos abdominales son fuertemente esclerotizados entonces con arista ausente.....23

23- Flagelo ovalado a lanceolado con arista apical (Fig. 40) (regiones Australiana, Neotropical y Paleártica).....***Oropezella***

- Flagelo corto con ápice truncado y arista dorsoapical (Fig. 38) (regiones Neotropical, Neártica, Paleártica, Afrotropical y Oriental).....***Ocydromia***



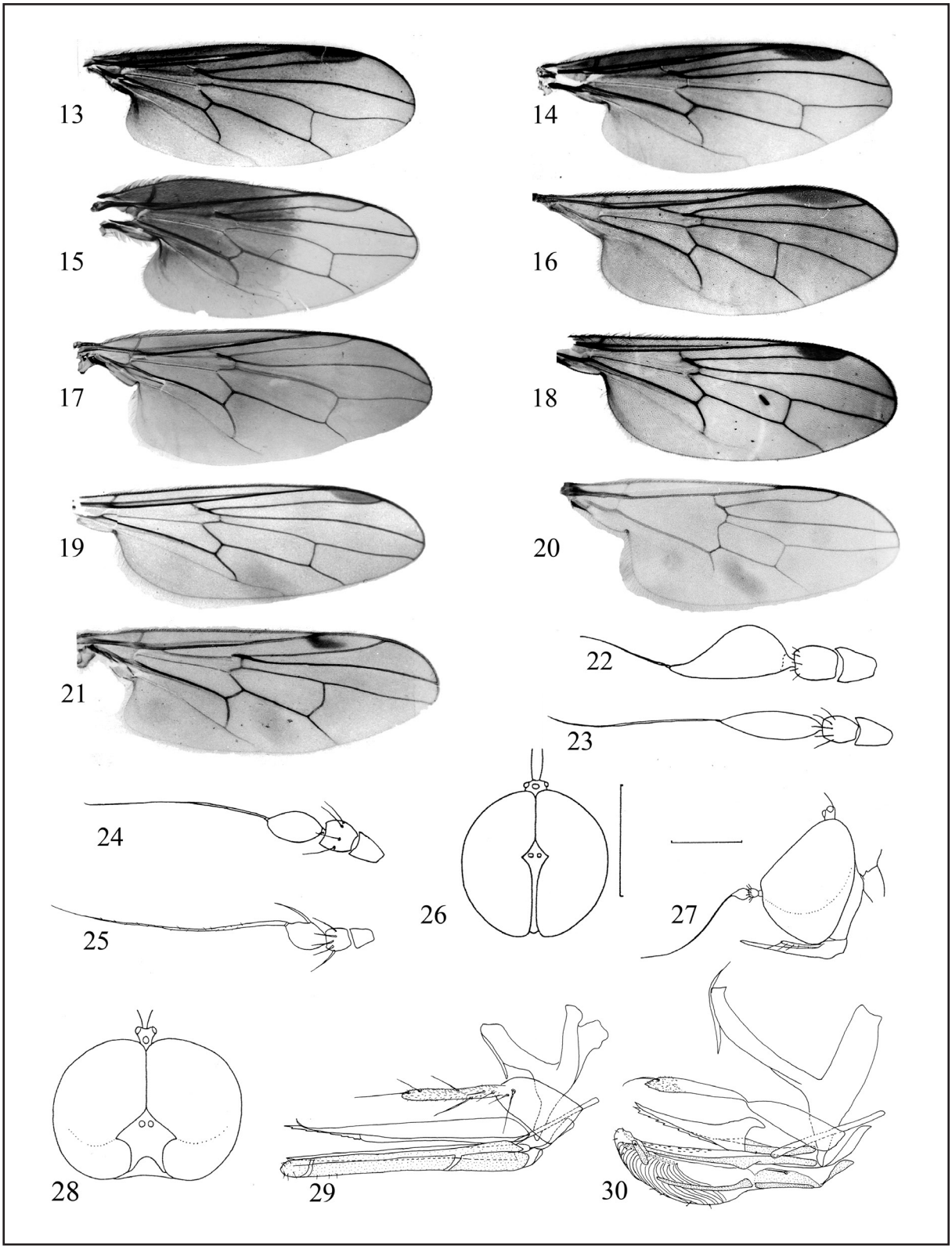
Figs. 2–12. Tachydromiinae. 2–8. Alas. 2. *Allodromia* sp.; 3. *Austrodromia* sp.; 4. *Crossopalpus* sp.; 5. *Elaphropeza* sp.; 6. *Platypalpus* sp.; 7. *Tachydromia* sp.; 8. *Tachyempis nigra* Melander, 1928. 9–12. Cabezas. 9. *Allodromia* sp., vista lateral; 10. *Micrempis curviradius* (Smith, 1962), vista lateral; 11. *Crossopalpus* sp., vista frontal; 12. *Elaphropeza* sp., vista frontal.

Hybotidae de la Argentina

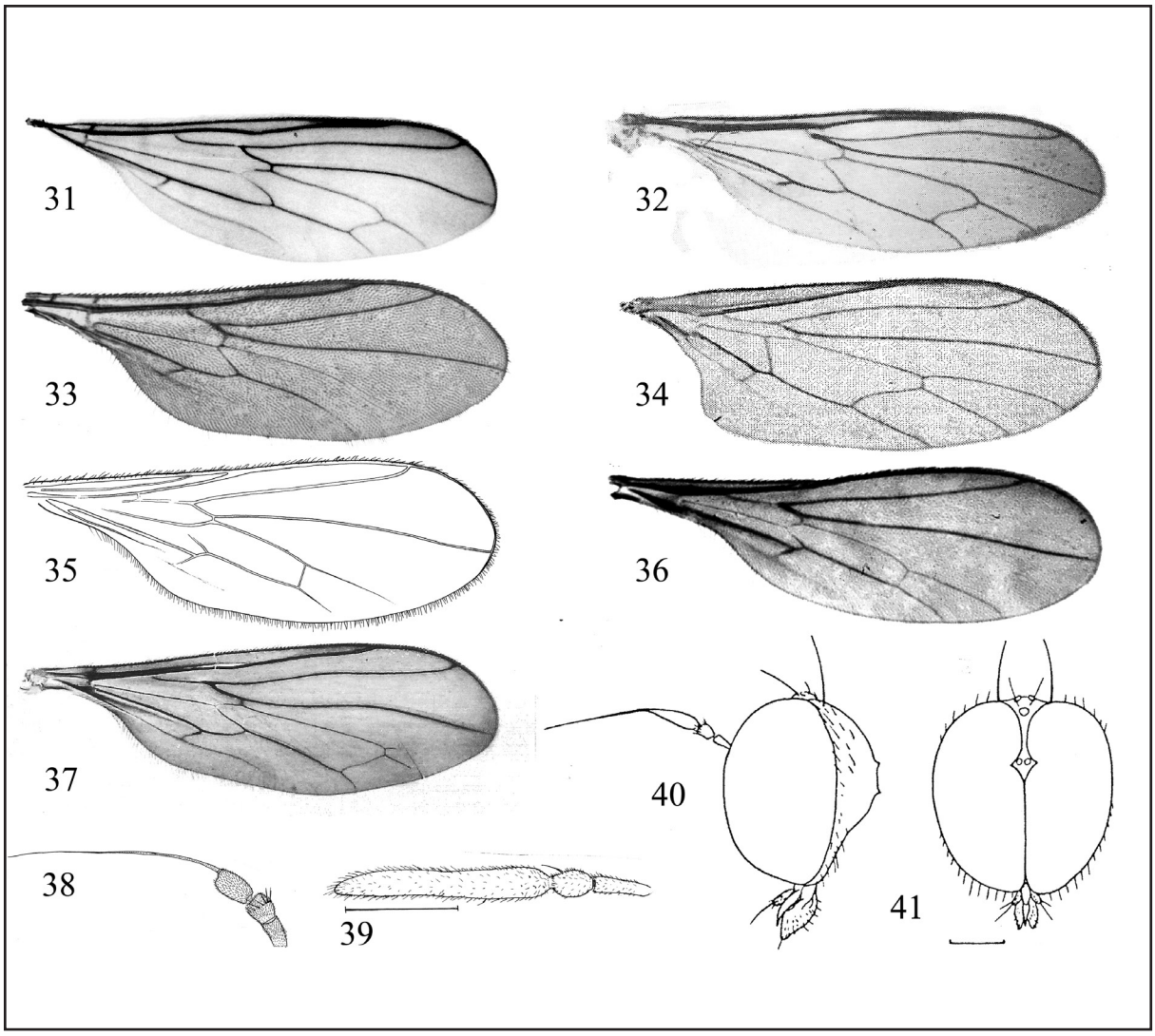
Phillippi (1865) describió varias especies para Chile que posteriormente fueron registradas en la Argentina. Lynch-Arribálzaga (1878) fue el primero en ofrecer atención a la fauna argentina, explorando las Empididae *s.l.* de la Patagonia y sur de Chile. Fue el responsable de describir la mayoría de las especies hoy conocidas y registradas en el país. Posteriormente, Claps (1987) describió dos especies de Tachydromiinae para el país. Las especies registradas en la Argentina se listan en el Apéndice 1. Otros autores como Bezzi (1905, 1909), Smith (1962; 1963), Chillcott & Teskey (1983), Rafael & Ale-Rocha (1990), Ale-Rocha & Rafael (1995) y Ale-Rocha (2001, 2002a, b, 2004, 2006, 2008) contribuyeron significativamente en el conocimiento de los Hybotidae, enfocándose en la fauna suramericana en especial en Bolivia y Brasil. Debido a este hecho, varias especies de estas regiones fueron posteriormente registradas en territorio argentino. Las especies neotropicales de la familia pueden ser consultadas en los catálogos de Smith (1967) y Yang *et al.* (2007). Para la identificación de las especies argentinas se puede seguir las claves taxonómicas de Collin (1933) y Smith (1962). Particularmente para las Hybotinae, se recomiendan los estudios de Ale-Rocha (2001, 2004, 2008).

Agradecimientos

Agradecemos a Eduardo Amat quien gentilmente colaboró en la traducción del manuscrito del portugués al español.



Figs. 13–30. Hybotinae. 13–21. Alas. 13. *Cerathybos catharinensis* Ale-Rocha & Rafael, 1995; 14. *Euhybus piceus* (Wiedemann, 1830); 15. *Euhybus dimitiatus* (Walker, 1852); 16. *Hybos torosus* Ale-Rocha, 2001; 17. *Lactistomyia tuberculata* Ale-Rocha, 2008; 18. *Neohybos luridus* (Bezzi, 1909); 19. *Smithybos equatoriensis* Ale-Rocha, 2000; 20. *Syndyas polita* Loew, 1861; 21. *Syneches curvipes* (Fabricius, 1805). 22–25. Antenas. 22. *Cerathybos* sp.; 23. *Euhybus* sp.; 24. *Hybos* sp.; 25. *Syneches* sp. 26, 27, 28. Cabezas. 26. *Syndyas nigripes* (Zetterstedt, 1842), vista frontal; 27–28. *Syneches muscarius* (Fabricius, 1794). 27. Vista lateral; 28. Vista frontal. 29–30. Piezas bucales en vista lateral. 29 *Syneches catarinae* Smith, 1962; 30. *Euhybus* sp. 30. (Figuras 26–28 redibujadas de Chvála, 1983).



Figs. 31–41. Ocydromiinae. 31–37. Alas. 31. *Chvalaea boliviana* Ale-Rocha, 2006; 32. *Hoplopeza chloropa* Bezzi, 1909 (redibujado de Rafael, 1995); 33. *Leptopezella perata* Cumming, 2007 (tomado de Cumming, 2007); 34. *Neotrichina* sp. (redibujado de Sinclair & Cumming, 2006); 35. *Ocydromia amazonica* Rafael & Ale-Rocha, 1990; 36. *Oropezella* sp.; 37. *Oropezella abdominalis* Collin, 1933; 38–39. Antenas. 38. *Ocydromia amazonica* Rafael & Ale-Rocha; 39. *Oropezella abdominalis* Collin, 1933; 40–41. Cabeza de *Oropezella sphenoptera* (Loew, 1873), 40. Vista lateral; 41. Vista frontal (redibujados de Chvála, 1983).

Literatura citada

ALE-ROCHA, R. 2001. Revisão das espécies de *Hybos* Meigen do Novo Mundo (Diptera, Empididae, Hybotinae). *Rev. Bras. Entomol*. 45: 145–165.

ALE-ROCHA, R. 2002a. Descrição de duas espécies novas de *Cerathybos* Bezzi (Diptera, Empididae, Hybotinae). *Acta Amazon*. 32(2): 293-298.

ALE-ROCHA, R. 2002b. Revisão do gênero *Euhybus* Coquillett (Diptera, Empididae, Hybotinae) da Região Neotropical. Grupo *dimidiatus*. *Acta Amazonica* 32(2): 299–324.

ALE-ROCHA, R. 2004. Revisão das espécies sul-americanas de *Euhybus* (Diptera, Hybotidae, Hybotinae) do grupo *purpureus*. *Iheringia Sér. Zool*. 94: 57–373.

ALE-ROCHA, R. 2006. First description of species of Chvalaea Papp & Foldvári from the Neotropical region. *Zootaxa* 1167: 17–30.

ALE-ROCHA, R. 2007. Redescription of *Oropezella abdominalis* Collin from Chile with description of the male and a key to the Neotropical genera of Ocydromiinae (Diptera, Hybotidae). *Rev. Brasil. Entomol*. 51: 410–412.

ALE-ROCHA, R. 2008. Revision of the neotropical genus Lactistomyia Melander (Diptera, Hybotidae, Hybotinae). *Zootaxa* 1692: 1–25.

ALE-ROCHA, R. & J.A. RAFAEL. 1995. Nova espécie e primeiro registro do gênero *Cerathybos* Bezzi no Brasil (Diptera, Empididae, Hybotinae). *Rev. Bras. Entomol*. 39: 189–192.

ALE-ROCHA, R. & R.M. VIEIRA. 2008. Hybotinae (Duptera, Hybotidae) do Parque Nacional do Jaú, Amazonas, Brasil, com descrição de cinco espécies novas de *Syneches* Walker. *Acta Amazon*. 38: 113-126.

BEZZI, M. 1905. Empididae neotropicae Musei Nationalis Hungarici. *Ann. Mus. Natl. Hungarici* 3: 424–460.

BEZZI, M. 1909. Beitraege zur Kenntniss der südamerikanischen Dipterenfauna. Fam. Empididae. *Nova Acta Acad. Caesar Leop. Carol*. 91: 297–406.

CHVÁLA, M. 1975. A new Palaearctic species of *Syndyas* Loew from Spain with synonymic notes on the genus *Sabinios*

Jones (Diptera, Empididae). *Acta entomol. Bohemoslovaca* 72(5): 257–261.
CHVÁLA, M. 1976. Swarming, mating and feeding habits in Empididae (Diptera), and their significance in evolution of the family. *Acta Entomol. Bohemosl.* 73: 353-366.
CHVÁLA, M. 1983. The Empidoidea (Diptera) of Fennoscandia and Denmark. II. General Part. The families Hybotidae, Atelestidae and Microphoridae. *Fauna Entomol. Scand.* 12: 1–279.
CHILLCOTT, J.G. & H.T. TESKEY, 1983. A revision of the new wolrd genera allied to *Megagrapha* Melander (Diptera: Empididae). *Can. Entomol.* 15: 1291–1328.
CLAPS, G. 1987. Nuevos Tachydromiinae (Diptera: Empididae) de la República Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argen.* 44(2): 105–110.
COLLIN, J.E. 1933. Empididae. En: *Diptera of Patagonia and South Chile*, Brit. Mus. Nat. Hist., Londres, 4:334 pp.
CUMMING, J.M. 2007. *Baeodromia*, a new genus of Tachydromiinae fly from the New World (Diptera: Empidoidea; Hybotidae). *J. Entomol. Soc. Ontario* 137: 41–49.
CUMMING, J.M. & B.E. COOPER, 1993. Techniques for obtaining adult-associated immature stages of predacious Tachydromiine flies (Diptera, Empidoidea), with implications for rearing and biocontrol. *Entomol. News* 104: 93–101.
DOWNES, J.A. & S.M. SMITH, 1969. New or little known feeding habits in Empididae (Diptera). *Can. Entomol.* 101: 404–408.
DYTE, C.E. 1967. Some distinctions between the larvae and pupae of the Empididae and Dolichopodidae (Diptera). *Proc. Royal Entomol. Soc. London* (A) 42: 119–128.
HOBBY, B.M. & K.G.V. SMITH. 1962. The larva of the viviparous fly *Ocydromia glabricula* (Fln) (Dipt. Empididae). *Ent. Mon. Mag.* 98: 48–50.
KRYSTOPH, H. 1961. Vergleichend-morphologische Untersuchungem an den Mundteilen bei Enpididae. *Beitr. Ent.* 11: 824–872.
LYNCH-ARRIBÁLZAGA, F. 1878. Apuntes sobre los Empides del Baradero. *Natur. Argent.* 1: 292–295.
MELANDER, A.L. 1906. Some new or little-know genera of Empididae. *Entomol. News* 17: 370–379.
MOULTON, J.K. & B.M. WIEGMANN. 2004. Evolution and phylogenetic utility of CAD (rudimentary) among Mesozoic-aged Eremoneuran Diptera (Insecta). *Mol. Phylog. Evol.* 31: 363–378.
PHILLIPPI, R.A. 1865. Aufzählung der chilenischen Dipteren. *Verhandl. Kaiserlich-Königl. Zool.-Bot. Gesellsch. Wien* 15: 595–782.
POLLET, M. & P. GROOTAERT. 1994. Optimizing the water traps technique to collect Empidoidea (Diptera). *Studia Dipterol.* 1: 33–48.
RAFAEL, J.A. 1995. Revisão das espécies neotropicais de Empididae (Diptera) descritas por Mario Bezzi. III. Ocydromiinae. *Rev. Brasil. Entomol.* 39(4): 751–754.
RAFAEL, J.A. & R. ALE-ROCHA. 1990. Primeiro registro do gênero *Ocydromia* Meigen na Regiao Neotropical e descrição de *O. amazonica*, sp.n. (Diptera, Empididae, Ocydromiinae). *Rev. Brasil. Entomol.* 34: 739–741.
SMITH, K.G.V. 1962. Studies on the Brazilian Empididae (Diptera). *Trans. Royal Entomol. Soc. London* (B) 114(7): 195–266.
SMITH, K.G.V. 1963. The Empididae (Diptera) collected on the Oxford University expeditions to British Guiana in 1929 and 1937. *Proc. Entomol. Soc. London* (B) 32: 153–161.
SMITH, K.G.V. 1967. Family Empididae. En: Papavero, N. (ed.), *A catalogue of Diptera of the Americas south of the United States*, Museu de Zoologia da USP, São Paulo, 39: 1–67.
SMITH, K.G.V. 1969. The Empididae of southern Africa (Diptera). *Ann. Natal Mus.* 19: 1–342.
SINCLAIR, B.J. 1996. Review of the genus *Acarterus* Loew from southern Africa, with description of seven new species (Diptera: Empidoidea, Hybotinae). *Ann. Natal Mus.* 37: 215–238.
SINCLAIR, B.J. & J.M. CUMMING. 2000. Revision of the genus *Apterodromia* (Diptera, Empidoidea), with a redefinition of the tribe Ocydromiini. *Rec. Austr. Mus.* 52: 161–186.
SINCLAIR, B.J. & J.M. CUMMING. 2006. The morphology, higher-level phylogeny and classification of the Empidoidea (Diptera). *Zootaxa* 1180: 3–172.
SINCLAIR, B.J. & J.M. CUMMING. 2007. *Leptopezella*, a new Southern Hemisphere genus of Ocydromiinae (Diptera: Empidoidea: Hybotidae). *Zootaxa* 1629: 27–37.
STEYSKAL, G.C. & L.V. KNUTSON. 1981. Empididae. *In*: McAlpine, J.F., Peterson, B.V., Shewell, G.E., Teskey, H.J., Vockeroth, J.R. & Wood, D.M. (coord.), *Manual of Nearctic Diptera*, 1: 607–642, Agriculture Canada Monograph, Research Branch, Agriculture Canada, Ottawa.
TUOMIKOSKI, R. 1966. The Ocydromiinae group of subfamilies (Diptera, Empididae). *Ann. entomol. Fennici* 32: 282–294.
WALKER, T.J. 1957. Ecological studies of the arthropods associated with certain decaying materials in 4 habitats. *Ecology* 38: 262–276.
WATERS, S.B. 1989. A Cretaceous dance fly (Diptera: Empididae) from Botswana. *Syst. Entomol.* 14: 233–241.
WIEGMANN, B.M.; C. MITTER & F.C. THOMPSON. 1993. Evolutionary origin of the Cyclorrhapha (Diptera): tests of alternative morphological hypotheses. *Cladistics* 9: 41–81.
WOODLEY, N.E. 1989. Phylogeny and Classification of the "Orthorrhaphous" Brachycera. *In*: McAlpine, J.F & D.M. Wood (coord.), *Manual of Nearctic Diptera*, 3: 1333–1581, Agriculture Canada Monograph, Quebec.
YANG, D., YAO, G., K. ZHANG & J. ZHANG. 2007. *World catalog of Empididae* (*Insecta*: *Diptera*). China Agricultural University Press, Beijing.

Apéndice 1. Especies de Hybotidae registradas en Argentina. Se indica provincia abreviada y localidad.

Austrodromia indifferens Collin, 1933. Nq.
Austrodromia yacochuyae Claps, 1987. Sal.
Elaphropeza sanguinea (Lynch-Arribálzaga). Bs.As.
Euhybus dimidiatus (Walker, 1852). Mnes.
Neotrichina fida (Collin, 1933). R.N.
Neotrichina indiga (Collin, 1933). Nq.
Neotrichina insignis (Collin, 1933). R.N.
Neotrichina obscurata (Collin, 1933). Nq., R.N.
Platypalpus chilensis Phillippi, 1865. R.N.
Platypalpus mollitus (Collin, 1933). Nq.
Platypalpus orphnus (Collin, 1933). Nq., R.N.
Platypalpus papillatus (Collin, 1933). Nq.
Platypalpus prosepina (Bezzi, 1909). Nq., R.N.
Platypalpus testaceus Phillippi, 1865. R.N.
Scelolabes bivittatus Phillippi, 1865. R. N.
Tachydromia tucumanensis Claps, 1987. Sal., Tuc.

PIPUNCULIDAE

Jose Albertino RAFAEL
Eduardo AMAT

*Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, INPA, Av. André Araújo 2936, Aleixo, CX P.478, CEP 69060-001, Manaus-AM, Brasil.
jarafael@inpa.gov.br
ecamat@gmail.com

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Se presenta una revisión sobre el conocimiento de las especies de Pipunculidae presentes en la Argentina, con una clave para la identificación de géneros y subgéneros. También se provee un catálogo de las 44 especies del país y su información geográfica.

Abstract

A review of the current knowledge of big-headed flies from Argentina is presented, with an identification key for genera and subgenera. A checklist of 44 species and their geographical information are also provided.

Introducción

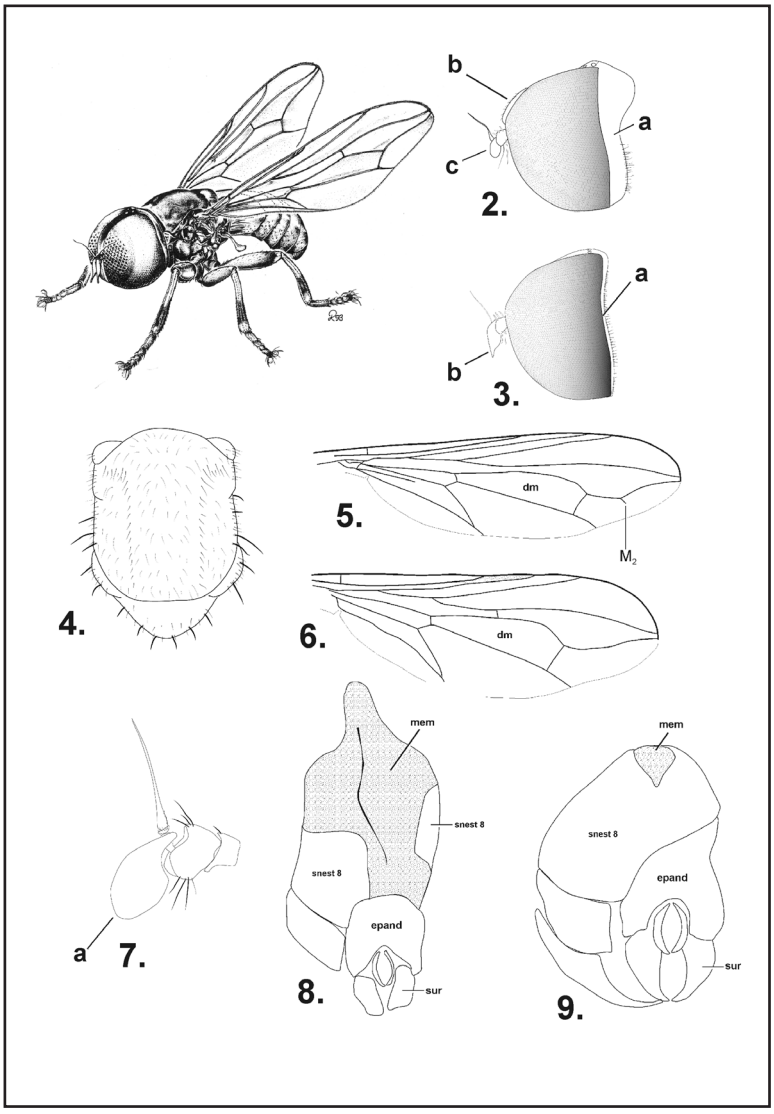
Las Pipunculidae son moscas pequeñas (2-8 mm), generalmente de coloración oscura. Se reconocen fácilmente por el tamaño de sus ojos, que ocupan casi toda el área de la cabeza (Fig. 1). Poseen alas largas y las hembras un ovipositor modificado en forma de aguijón; los ojos de los machos son generalmente holópticos (unidos) en la frente; las hembras generalmente con facetas mayores alrededor de las antenas; antena corta trisegmentada, con arista dorsal; tórax generalmente negro, revestido con pruinosidad gris o marrón, con cerdas variables, desde distintivas hasta diminutas e inconspicuas, pulvilos relativamente grandes, especialmente en las hembras que los utilizan para sostener el huésped; abdomen generalmente cilíndrico, pudiendo ser, a veces, achatado o expandido en su porción apical (Rafael & Skevington, 2010).

Las Pipunculidae son consideradas como un grupo monofilético, que se encuentra estrechamente emparentado con las Syrphidae, juntas conformando la superfamilia Syrphoidea (Cumming *et al.*, 1995), se diferencian entre sí principalmente por el tamaño de los ojos y la ausencia de la vena espuria. Se conocen en el mundo cerca de 1300 especies, aunque se estima que existan aproximadamente 2000. En América del Sur se conocen 213 especies, según el catalogo mundial de De Meyer (1996) y De Meyer & Skevington (2000). Actualmente se consideran válidos 21 géneros distribuidos en tres subfamilias: Chalarinae, Nephrocerinae y Pipunculinae (Rafael & De Meyer, 1992; De Meyer, 1996; De Meyer & Skevington, 2000; Skevington & Yeates, 2001). Esta última comprende cinco tribus: Pipunculini, Cephalopsini, Microcephalopsini, Eudorylini y Tomosvaryellini. Recientes estudios moleculares realizados por Skevington & Yeates (2000) corroboran en gran parte la hipótesis filogenética de Rafael & De Meyer (1992) basada en características morfológicas, excepto por la posición de *Nephrocerus* y *Protonephrocerus*, el primero de los cuales aparece como linaje basal de la subfamilia Chalarinae y *Protonephrocerus* como linaje basal de Pipunculinae. Sin embargo, cuando se combinan los datos moleculares y morfológicos los dos géneros aparecen entre Chalarinae y Pipunculinae, conformando un grupo parafilético. A nivel de géneros la situación se encuentra relativamente resuelta aunque todavía no es clara la resolución al interior de Eudorylini. Lo anterior sugiere

que la taxonomía del grupo no se encuentra totalmente resuelta y aunque se ha avanzado en su conocimiento los últimos años, aun existen problemas por resolver (Skevington & Yeates, 2001).

La taxonomía de los taxones neotropicales se encuentra relativamente bien estudiada. La mayoría de los géneros han sido revisados y corresponde mencionar los estudios de Rafael (1986, 1987, 1988, 1990a-c, 1995), Menezes & Rafael (1997) y Ale-Rocha (1996). El estudio más relevante sobre la fauna de Pipunculidae de la Argentina es el trabajo de Hardy (1965), donde describió 11 especies nuevas, elaboró claves de identificación y registró un total de 33 especies. Sin embargo, la mayoría de los ejemplares estudiados pertenecen a Tucumán y norte del país, con registros principalmente de áreas montañosas, la fauna del resto del país se encuentra prácticamente inexplorada (Fig. 25). Gran parte del material tipo de la fauna argentina está consignado en la colección entomológica del Instituto Fundación Miguel Lillo (IFML). Los demás especímenes de las series tipo se encuentran en otras instituciones.

Se presenta una lista de especies y sus mapas de localidades para la Argentina. Los mapas fueron elaborados utilizando el software DIVA GIS versión 5.4 (Hijmans *et al.*, 2001). Las localidades sin coordenadas geográficas procedentes de la literatura se georrefirieron gracias a los gaceteros geográficos de DIVA GIS y de la National Geoespatial-Intelligence Agency, disponibles en Internet.



Figs. 1-9. Pipunculidae. 1. Hábito de Pipunculidae *Tomosvaryella* sp. (Tomado de De Meyer, 1993.); 2. Cabeza en vista lateral de *Microcephalops* sp.: a. Detalle región lateral del occipucio. b. Protuberancia en la frente. c. Detalle tamaño del flagelómero; 3. Cabeza en vista lateral *Chalarus* sp.: a. Detalle región lateral del occipucio, b. Detalle de la forma y tamaño del flagelómero; 4. Detalle tórax con fuertes cerdas, 5. Detalle ala en *Cephalosphaera* sp., 6. Detalle ala en *Cephalops* sp.; 7. Antena, vista lateral de *Elmohardyia doelloi*: a. Detalle de la forma y tamaño del flagelómero; 8. Detalle terminalia de *Cephalosphaera* (*Neocephalopsphaera*) *boutrupis* (Tomado de Hardy, 1965a); 9. *Cephalosphaera* (*Cephalopsphaera*) *incomitata* (Tomado de Hardy, 1965a). Abreviaturas: *dm* celda discal media; *epand*: epandrio M_2: segunda vena media; *mem*: área membranosa; *snest 8*: sintergoesternito 8, *sur*: surestilo.

Importancia agroeconómica

Por su biología como parasitoides, poseen gran potencial como biocontroladores de hemípteros plagas en los cultivos de maíz y arroz y en plantaciones de nogal, roble y aliso (Virla & Rafael, 1996). Sin embargo, los aspectos sobre su biología son poco conocidos en la región Neotropical, donde hasta el momento solamente se conocen registros de seis especies de huéspedes, las cigarras *Toya propincua, Dicranotropis fuscoterminata, Dalbulus maidis, Cicadulina pastusae, Scaphytopius acutus, Dalbulus elimatus, Scaphytopius nitridus* y *Circulifer tenellus* (Virla *et al.,* 2009).

Biología

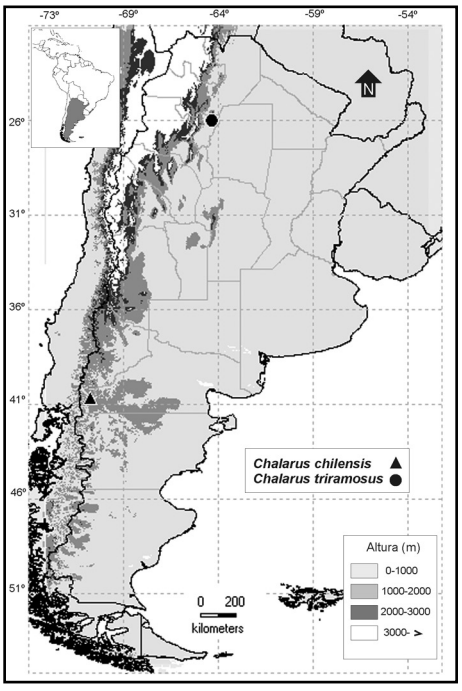
La mayoría son endoparasitoides obligados de hemípteros Auchenorrhyncha, en particular Cicadellidae, Cercopidae, Delphacidae, Membracidae, Issidae, Cixiidae y Flatidae. Atacan principalmente sus ninfas en diferentes estadios de desarrollo (Waloff & Jervis, 1987). Se ha registrado también el desarrollo de algunas especies de *Nephrocerus* en Tipúlidos (Diptera: Tipulidae) (Koenig & Young, 2007).

La hembra busca su huésped activamente, al cual asegura con sus patas y perfora su región intersegmental para depositar uno o varios huevos. La oviposición puede ocurrir directamente en el mismo lugar o en vuelo, cuando transporta el huésped a su planta huésped (May, 1979; Huq, 1982). La larva consume el tejido del huésped y puede alcanzar a ocupar todo el abdomen y parte del tórax. Cuando alcanza la madurez ocasiona su muerte y emerge para buscar sustrato donde pupar, regularmente en el suelo, hojarasca o material vegetal en descomposición (Ferrar, 1987).

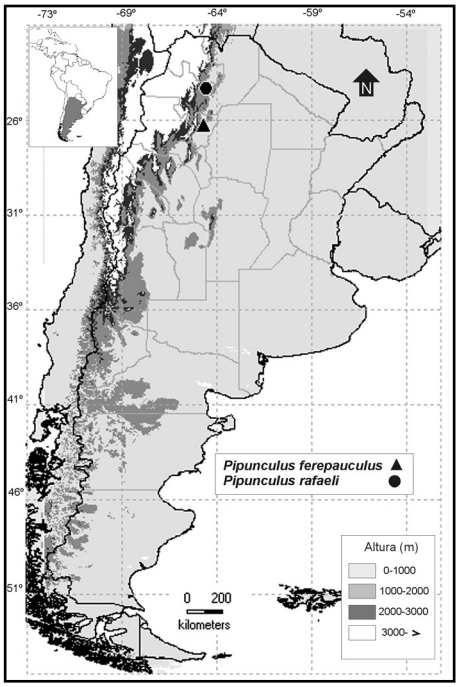
Los adultos son comúnmente encontrados volando sobre la vegetación y aunque están presentes en todos los hábitats terrestres, prefieren lugares abiertos y soleados como claros o bordes de bosque. En regiones semiáridas pueden encontrarse asociados con pequeños cuerpos de agua como quebradas o riachuelos (Rafael & Skevington, 2010). Los pipuncúlidos suelen alimentarse de sustancias azucaradas de todo tipo, sin embargo, es común encontrar numerosos grupos, libando sobre hemípteros que segregan este tipo de sustancias ricas en aminoácidos y azúcares (Skevington & Marshall, 1998).

Debido a que varias especies de pipuncúlidos exhiben comportamiento "hilltopping" o vuelo hacia las cimas de montañas o cerros con el fin de aumentar la frecuencia de encuentros y apareamientos en un área relativamente menor (Skevington, 2000, 2001), la recolección, siguiendo este patrón, es una excelente manera de obtener datos sobre su diversidad local, además de obtener un gran número de especímenes (Rafael & Skevington, 2010). Entre los métodos tradicionales más efectivos también se cuentan las trampas tipo Malaise, trampas de emergencia y recolección manual con red entomológica, entre otros.

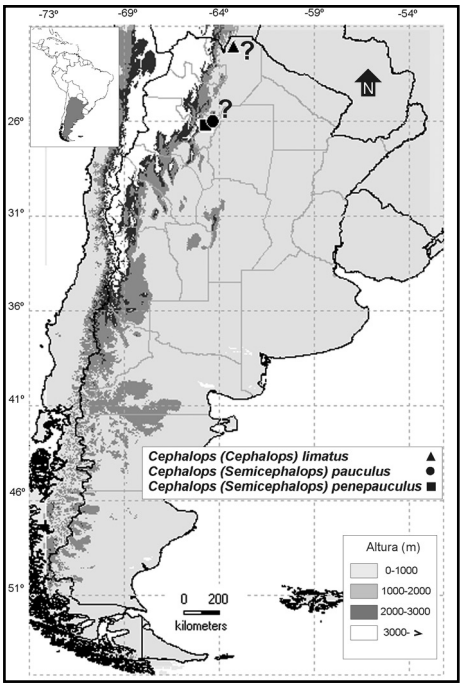
La técnica de cría más simple consiste en capturar hemípteros, ninfas o adultos con indicio de parasitoidismo (abdomen dilatado), éstos se colocan individualmente con una porción de su planta huésped, en frascos con una capa de arena. La arena es mantenida húmeda y el frasco tapado con tejido de malla fina para permitir la circulación de aire. Cuando las larvas emergen es seguida de la pupación, la cual ocurre en la superficie o en el interior del sustrato de tierra (Benton, 1975; Jervis, 1980). La duración del estadio de pupa varía de acuerdo con la temperatura, según observaciones de Benton (1975). A una temperatura media de 20º C el tiempo en estado de pupa varía de 13 a 17 días, en todos los casos las hembras tienen un período pupal más largo.



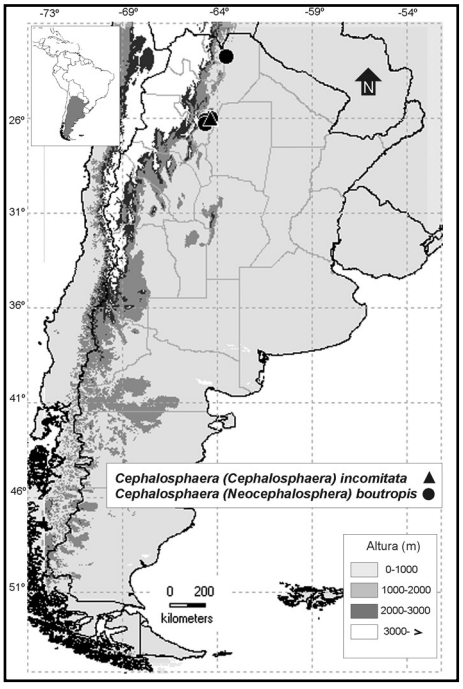
10



11



12



13

Figs. 10-13. Mapa de localidades donde se registran en la Argentina las especies de: 10. *Chalarus*; 11. *Pipunculus*; 12. *Cephalops* (*?*=registro dudoso); 13. *Cephalosphaera*.

Clave para géneros y subgéneros de Pipunculidae de la Argentina

1- Cerdasocelares conspicuas; occipucio delgado apenas poco proyectado por detrás de los ojos (Fig. 3a); cabeza semiesférica (Fig. 3); margen del mesonoto y escutelo con fuertes cerdas(Fig. 4) (Chalarinae).....***Chalarus***

- Cerdas ocelares reducidas o ausentes; occipucio amplio, completamente visible en vista lateral (Fig. 2a); cabeza esférica (Fig. 1); margen del mesonoto y escutelo sin fuertes cerdas (Pipunculinae).....**2**

2- Proepisterno con penacho de cerdas a manera de abanico.....**3**

- Proepisterno glabro.....**8**

3- Porción anterior de todo el escuto uniformemente setosa.....***Pipunculus***

- Escuto glabro excepto por las filas de cerdas dorsocentrales.....**4**

4- Vena M_2 presente (Fig. 5).....***Cephalosphaera***.... .....**5**

- Vena M_2 ausente (Fig. 6).....6

5- Tibia posterior con penacho de cerdas apicales; área membranosa del sintergoesternito 8 del macho alcanza el epandrio (Fig. 8)..... .....***Cephalosphaera* (*Neocephalopsphaera*)**

- Tibia posterior sin penacho de cerdas apicales; área membranosa del sintergoesternito.....8 del macho no alcanza el epandrio (Fig. 9)..... .....***Cephalosphaera* (*Cephalopsphaera*)**

6- Rostro más delgado que porción inferior de la frente; frente abultada en vista lateral (Fig. 2b), flagelómero pequeño, solamente poco mayor que el pedicelo (Fig. 2c); celda dm no expandida en región media (Fig. 5).....***Microcephalops***

- Rostro igual o casi igual de ancho que porción inferior de la frente; frente no abultada en vista lateral, flagelómero más largo que pedicelo (Fig. 3); celda dm expandida en región media (Fig. 6).... .....***Cephalops*.....7**

7- Tibia con fuertes espinas medias y apicales; abdomen largo y delgado; área membranosa del sintergoesternito 8 del macho presente sólo en región apical (Fig. 9).....***Cephalops* (*Cephalops*)**

- Tibia sin espinas medias ni apicales; abdomen ancho y corto; área membranosa del sintergoesternito 8 del macho alcanza el epandrio (Fig. 8).....***Cephalops* (*Semicephalops*)**

8- Estigma alar presente..... .....Eudorylini (identificables sólo en machos).... .....**9**

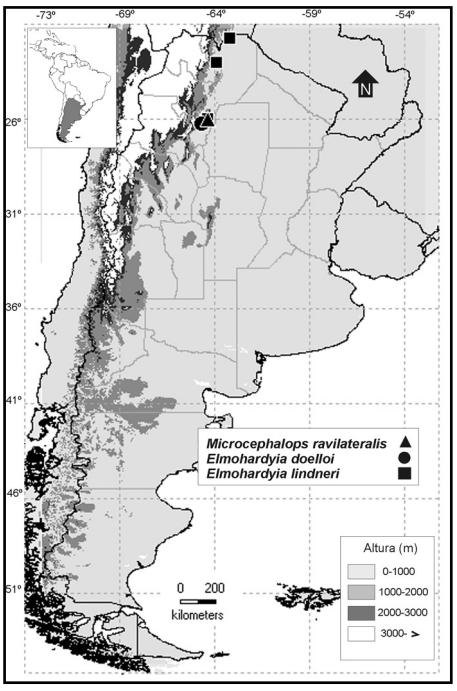
- Estigma alar ausente.....***Tomosvaryella***

9- Machos con tergito 6 visible dorsalmente.....**10**

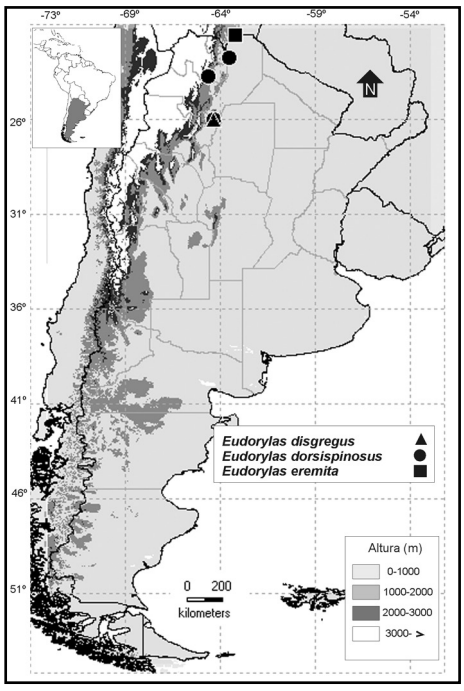
- Macho con tergito 6 invisible dorsalmente .....***Eudorylas* (en parte)**

10- Punta del flagelómero obtusa (Fig. 7); espinas ventrales (ctenidios) presentes únicamente en el fémur de las patas medias; al menos tergito 5 con parches posterolaterales oblicuos pruinosos; falo simple, expandido apicalmente y membranoso.....***Elmohardyia***

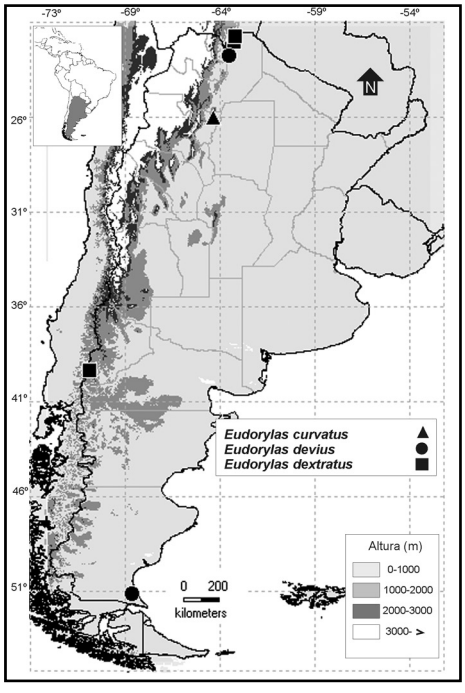
- Punta del flagelómero acuminada (Fig. 3b), subfiliforme o aristiforme en algunas especies; espinas ventrales presentes en fémur de patas anteriores o posteriores; tergito 5 sin parches posterolaterales oblicuos pruinosos; falo trifurcado.....***Eudorylas* (en parte)**



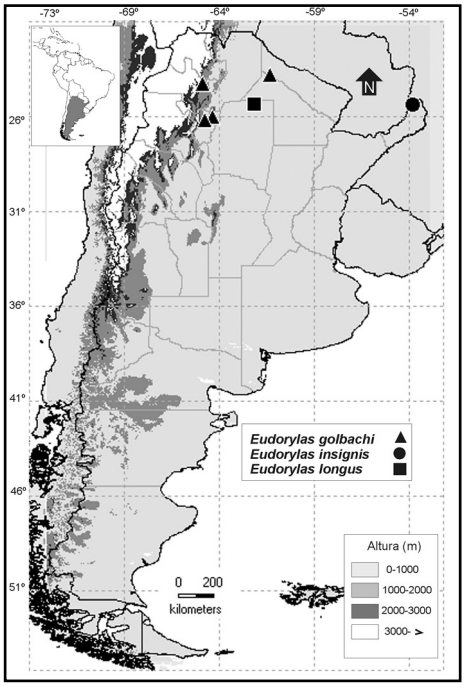
14



16

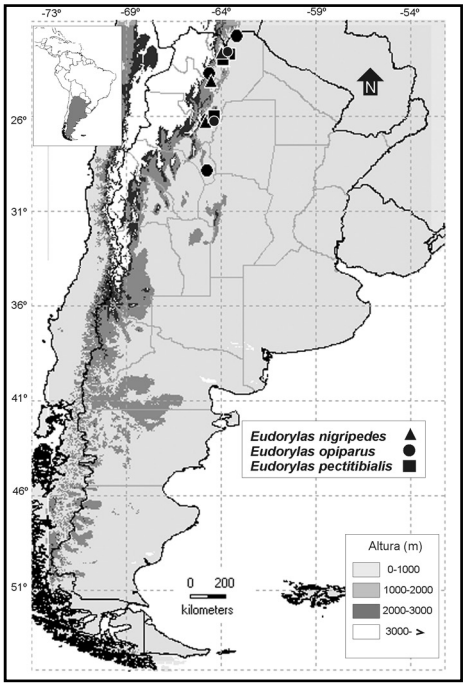


15

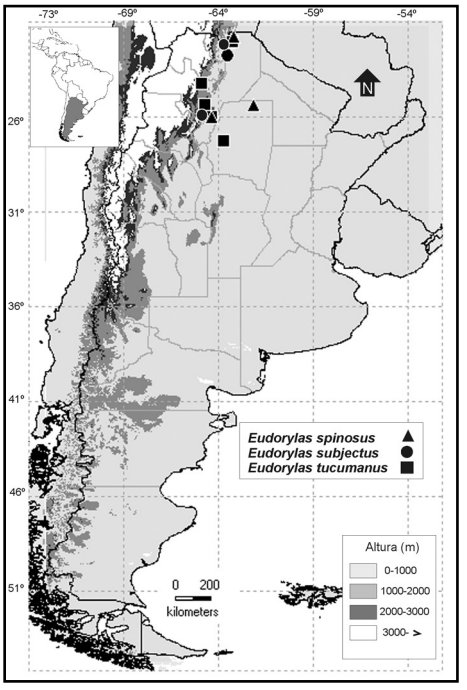


17

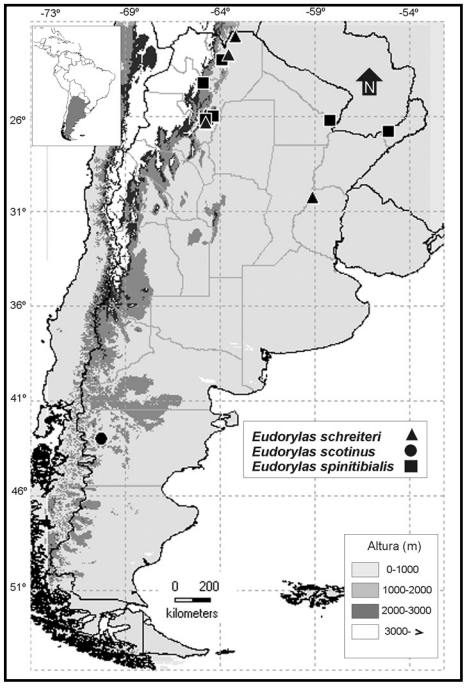
Figs. 14-17. Mapa de localidades donde se registran en la Argentina las especies de: 14. *Microcephalops* y *Elmohardyia*; 15-17. *Eudorylas*.



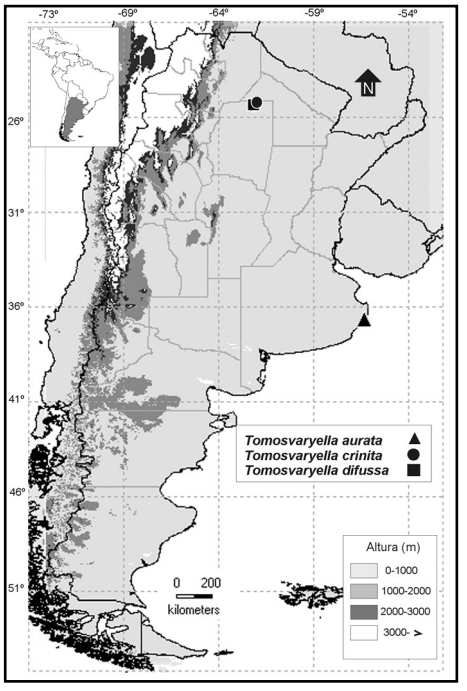
18



20

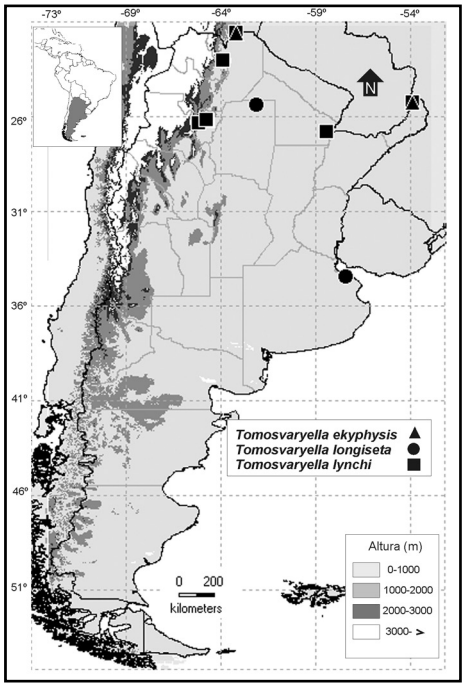


19

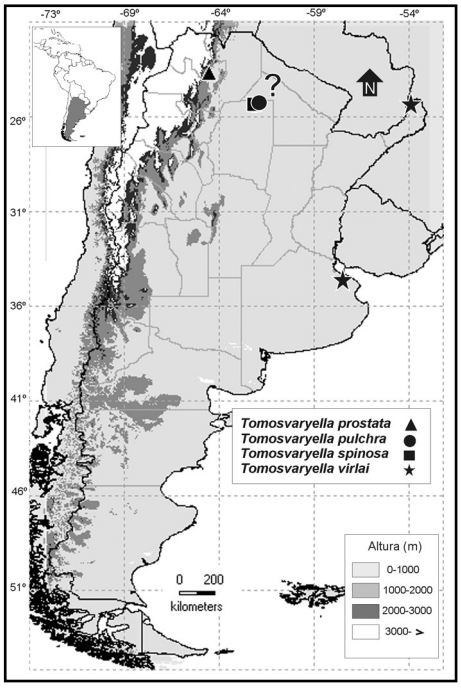


21

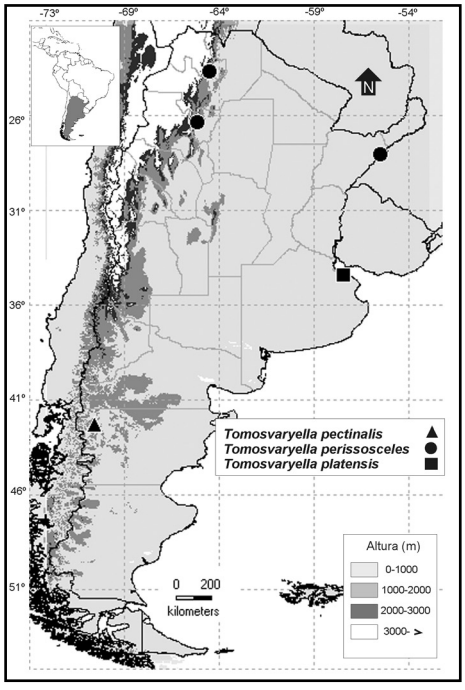
Figs. 18-21. Mapa de localidades donde se registran en la Argentina las especies de 18-20. *Eudorylas*; 21. *Tomovaryella*.



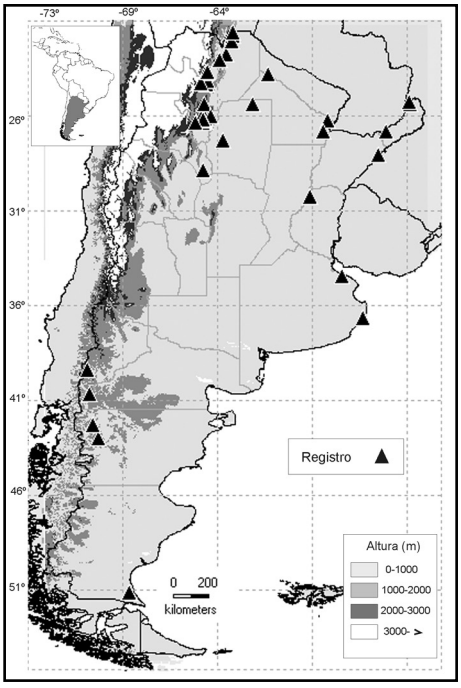
22



24



23



25

Figs. 22-25. Mapa de localidades donde se registran en la Argentina las especies de: 22-24. *Tomovaryella* (*?*= registro dudoso); 25. Mapa general de localidades de Pipunculidae en la Argentina.

Fauna argentina

No existen estudios sobre la distribución biogeográfica de las especies argentinas. El conocimiento actual está restringido a los registros geográficos que generalmente corresponden a la localidad tipo (Figs. 10-25). Las principales colecciones son las del Instituto Fundación Miguel Lillo (IFML), con 12 tipos descritos por Hardy (1954, 1965), y el Museo de La Plata (MLP), con cuatro tipos de *Tomosvaryella* descritos por Ale Rocha (1996). Con respecto al material no tipo, se solicitó información a los principales museos del país, pero sólo la colección del Museo de La Plata respondió sobre su acervo, donde existen 15 ejemplares sin determinar. Creemos que el bajo número de especímenes en museos argentinos se deba al hecho de no haber en el país especialistas o interesados en este grupo de dípteros. Los tres principales especialistas fueron el estadounidense D. Elmo Hardy, quien describió 19 especies entre las décadas de 1950 y 1960, seguido de la brasileña Rosaly Ale Rocha, quien describió nueve especies de la década de los 90´ (Ale Rocha 1996); y el inglés J. E. Collin, quien describió cuatro especies en la década del 30´ (Collin, 1931a, b).

En la Argentina se registraron 44 especies (Apéndice 1), las cuales representan aproximadamente el 20% de las especies neotropicales y el 3% de la fauna mundial. Los mapas de sus localidades en este país se presentan en las figuras 10-24. La región geográfica mejor representada y donde más recolecciones se realizaron es el noroeste argentino. Las regiones central y sur prácticamente permanecen sin estudiar, ni cuenta con registros geográficos, excepto por algunos patagónicos y uno en el extremo sur. Consideramos que el número de especies en el país debe ser al menos cuatro veces mayor, lo que hace necesario recolectar especímenes en todas las regiones geográficas al igual que formar personas calificadas para su estudio.

Agradecimientos

A Alberto H. Abrahamovich por las informaciones sobre el acervo de la Colección de Entomología del Museo de La Plata. Al CNPq por el apoyo financiero.

Literatura citada

ALE-ROCHA, R. 1992. Descrição de *Tomosvaryella pulchra*, sp.n. (Diptera, Pipunculidae). *Bol. Mus. Paraense Emilio Goeldi, Ser. Zool.* 8(2):315-318.

ALE-ROCHA, R. 1996. Revisão das espécies de *Tomosvaryella* Aczél da America do Sul (Diptera, Pipunculidae). *Rev. Bras. Entomol.* 40 (2) 165-187.

BENTON, F.P. 1975. Larval taxonomy and bionomics of some British Pipunculidae. Ph.D. thesis, University of London, 208 pp.

COLLIN, J.E. 1931a. Die Ausbeute des deutschen Chaco-Expedition 1925/26. – Diptera. (Fortsetzung) XXIX. Pipunculidae. *Konowia* 10: 171-176.

COLLIN, J.E. 1931b. Platypezidae, Pipunculidae. *Diptera Patagonia South Chile* 6(2): 49-61.

CUMMING, J.M., B.J. SINCLAIR & D.M. WOOD. 1995. Homology and phylogenetic implications of male genitalia in Diptera - Eremoneura. *Entomol. Scand.* 26: 121-151.

DE MEYER, M. 1993. A revision of the Afrotropical species of *Tomosvaryella* Aczél, 1939 (Diptera, Pipunculidae). *Ann. Natal Mus.* 34: 43-101.

DE MEYER, M. 1996. World catalogue of Pipunculidae (Diptera). *Inst. Roy. Sci. Nat. de Belgique* 86: 1-127.

DE MEYER, M. & J.H. SKEVINGTON. 2000. First addition to the World Catalogue of Pipunculidae. *Bull. Inst. Roy. Scienc. Nat. Belgique Entomol.* 70: 5-11.

FERRAR, P. 1987. A guide to the breeding habits and immature stages of Diptera Cyclorrhapha. *Entomonograph* 8(1): 1-478.

HARDY, D. E. 1948. Neotropical Dorilaidae (Pipinculidae) studies, Part 1(Diptera). *Psyche* 55: 1-15.

HARDY, D.E.1954. Neotropical Dorilaidae studies, parte III. Brazilian species and a key to the known species of Dorilaidae sensu lat. *Bol. Mus. Nac. (N. Sér.), Zool., Rio de Janeiro*, 123: 1-80.

HARDY, D.E. 1965. The Pipunculidae of Argentina. *Acta Zool. Lilloana* 29: 184-241.

HIJMANS, R.J., M. CRUZ, E. R & L. GUARINO. 2001. DIVA-GIS, versión 1.4. A geographic information system for the management and analysis of genetic resources data. Manual. International Potato Center, CIP, Lima, Peru. Available on *line http://www.cipotato.org/gis/*

HUQ, S.B. 1982. A contribution to the biology of pipunculid-flies (Pipunculidae: Diptera). Ph.D. thesis, Free University, Berlin, 128 pp.

JERVIS, M. A. 1980. Studies on oviposition behaviour and larval development in species of *Chalarus* (Diptera, Pipunculidae), parasites of typhlocybine leafhoppers (Homoptera, Cicadellidae). *J. Nat. Hist.* 14: 759-768.

KOENIG, D. P & C.W. YOUNG. 2007. First observation of parasitic relations between big-headed flies, *Nephrocerus* Zetterstedt (Diptera: Pipunculidae) and crane flies, *Tipula* Linnaeus (Diptera: Tipulidae: Tipulinae), with larval and puparial descriptions for the genus *Nephrocerus*. *Proc. Entomol. Soc. Washington* 109: 52-65.

MAY, Y.Y. 1979. The biology of *Cephalops curtifrons* (Diptera: Pipunculidae), an endoparasite of *Stenocranus minutus* (Hemiptera: Delphacidae). *Zool. J. Linn. Soc.* 66: 15-29.

MENEZES, M.D.S & J.A. RAFAEL. 1997. As especies de *Elmohardya* Rafael (Diptera, Pipunculidae, Eudorylini) da Amazônia Brasileira. *Acta Amazon.* 27(4): 279-302.

RAFAEL, J.A. 1986. *Amazunculus*, a new genus of pipunculid from the Amazon basin (Diptera, Pipunculidae). *Amazoniana* 10(1): 15-19.

RAFAEL, J.A. 1987. Two new genera of Pipunculidae (Diptera) from the new world: *Metadorylas*, gen.n. and *Elmohardya*, gen.n., with the synonyms, designation of lectotypes and revalidation of species. *Rev. Bras. Entomol.* 31(1): 35-39.

RAFAEL, J.A. 1988. Pipunculidae (Diptera) da região Neotropical I. Redescrição de *Chalarus chilensis*, comb. n. e descrição de duas espécies novas de Amazônia. *Rev. Bras. Zool. Sao Paulo* 5(1): 1-9.

RAFAEL, J.A. 1990a. Revisão das espécies neotropicais do gênero *Chalarus* Walker, 1834 (Diptera: Pipunculidae). *Iheringia, Ser. Zool.* (70): 45-53.

RAFAEL, J.A. 1990b. Revisão das espécies neotropicais do gênero *Cephalops* Fallén (Diptera:Pipunculidae). *Acta Amazon.* 20: 353-390.

RAFAEL, J.A. 1990c. As especies neotropicales de *Metadorylas* Rafael (Diptera: Pipunculidae). *Bol. Mus. Paraense Emilio Goeldi, Sér. Zool.* 6: 127-164.

RAFAEL, J.A. 1995. Espécies de *Eudorylas* Aczél (Diptera, Pipunculidae) da America do Sul. *Rev. Bras. Entomol.* 39(4): 793-838.

RAFAEL, J.A. & M. DE MEYER. 1992. Generic classification of the family Pipunculidae (Diptera): a cladistic analysis. *J. Nat. Hist.* 26: 637-658

RAFAEL, J.A. & J.H. SKEVINGTON. 2010. Pipunculidae (big-headed flies) [Chapter] 54, p. 793-803. *In*: Brown,

B.V., Borkent, A., Cumming, J.M., Wood, D.M., Woodley, N.E. & M.A. Zumbado (Eds.), *Manual of Central American Diptera*, Volume 2. NRC Research Press, Ottawa, Ontario, Canada. 728 pp.

SHANNON, R.C. 1927. Some new Diptera from Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 1(4): 31-42.

SKEVINGTON, J.H. 2000. Pipunculidae (Diptera) systematics: Spotlight on the diverse tribe Eudorylini in Australia. Ph.D. thesis, University of Queensland, Brisbane, 446 pp.

SKEVINGTON, J.H. 2001. Revision of Australian Clistoabdominalis (Diptera: Pipunculidae). *Invert. Taxon.* 15: 695-761.

SKEVINGTON, J.H. & S.A. MARSHALL. 1998. *Systematics of New World Pipunculus (Diptera: Pipunculidae)*. Thomas Say Publications in Entomology: Monographs. Entomological Society of America, Lanham, Maryland, 201 pp.

SKEVINGTON, J.H. & D.K. YEATES. 2000. Phylogeny of the Syrphoidea (Diptera) Inferred from mtDNA Sequences and Morphology with Particular Reference to Classification of the Pipunculidae (Diptera). *Mol. Phylog. Evol.* 16(2): 212-224.

SKEVINGTON, J.H. & D.K. YEATES. 2001. Phylogenetic classification of Eudorylini (Diptera, Pipunculidae). *Syst. Entomol.* 26: 421-452.

VIRLA, E., MOYA, R.G. & J.A. RAFAEL. 2009. First record of *Eudorylas schreiteri* (Shannon) (Diptera: Pipunculidae) as a parasitoid of the corn leafhopper (Hemiptera: Cicadellidae) in Argentina, with a table of Pipunculid-host associations in the Neotropical region. *Neotr. Entomol.* 38(1): 152-154.

VIRLA, E. & J.A. RAFAEL. 1996. Datos bionómicos preliminares y descripción de la hembra de *Cephalops penepauculus* (Hardy) (Diptera: Pipunculidae) un parasitoide de Delphacidae (Homoptera: Auchenorrhyncha) en Argentina. *Rev. Invest.* CIRPON 10(1-4): 1994-1996.

WALOFF, N. & M.A. JERVIS. 1987. Communities of parasitoids associated with leafhoppers and planthoppers in Europe, p. 281-402. *In*: Macfayden, A. & D.E. Ford (eds.), *Advances in Ecological Research*. Vol. 17, Academic Press, 382 pp.

Apéndice 1. Lista de especies, localización de tipos y registros geográficos en Argentina.

Chalarinae

Chalarus chilensis Collin, 1931. NHM (Fig. 10) R.N. (Collin, 1931a).

Chalarus triramosus Rafael, 1990. UFPR (Fig. 10) Tuc. (Rafael, 1990a).

Pipunculinae

Pipunculini

Pipunculus ferepauculus (Hardy, 1965) IFML (Fig. 11). Tuc. (Hardy, 1965).

Pipunculus rafaeli Skevington, 1998. INPA (Fig. 11). Sal. (Skevington & Marshall, 1998).

Cephalopsini

Cephalops (*Semicephalops*) *penepauculus* (Hardy, 1954) IFML (Fig. 12). Tuc. (Hardy, 1965).

Cephalosphaera (*Cephalosphaera*) *incomitata* (Hardy, 1965) IFML (Fig. 13). Tuc. (Hardy, 1965).

Cephalosphaera (*Neocephalosphera*) *boutropis* (Hardy, 1965) IFML (Fig. 13). Sal., Tuc. (Hardy, 1965).

Microcephalopsini

Microcephalops ravilateralis (Hardy, 1965). IFML (Fig. 14). Tuc. (Hardy, 1965).

Eudorylini

Elmohardyia doelloi (Shannon, 1927) NMNH (Fig. 14). Tuc. (Shannon, 1927).

Elmohardyia lindneri (Collin, 1931a). NHM (Fig. 14), Sal., Tuc. (Collin, 1931a).

Eudorylas curvatus (Hardy, 1954). MNRJ (Fig. 15). Tuc (Hardy, 1954).

Eudorylas devius (Hardy, 1965). IFML (Fig. 15). Sal., Tuc. (Hardy, 1965).

Eudorylas dextratus (Hardy, 1965). IFML (Fig. 15). Nq., Sal. (Hardy, 1965).

Eudorylas disgregus (Hardy, 1965). IFML (Fig. 16). Tuc. (Hardy, 1965).

Eudorylas dorsispinosus (Hardy, 1965). IFML (Fig. 16). Ju., Sal., Tuc. (Hardy, 1965).

Eudorylas eremita (Hardy, 1965). MNRJ (Fig. 16). Sal (Hardy, 1954).

Eudorylas golbachi (Hardy, 1965). IFML (Fig. 17). For., Sal., Tuc. (Hardy, 1965).

Eudorylas insignis (Hardy, 1954) MNRJ (Fig. 17) Mnes. (Hardy, 1954).

Eudorylas longus Rafael, 1995. UFPR (Fig. 17). S.E. (Rafael, 1995).

Eudorylas nigripedes (Hardy, 1954). MNRJ (Fig. 18) Sal., Tuc. (Hardy, 1954).

Eudorylas opiparus (Hardy, 1954). MNRJ (Fig. 18) Tuc. (Hardy, 1954).

Eudorylas pectitibialis (Hardy, 1954). MNRJ (Fig. 18) Sal., Tuc. (Hardy, 1954).

Eudorylas schreiteri (Shannon, 1927). NMNH (Fig. 19) E.R., Sal., Tuc. (Shannon, 1927).

Eudorylas scotinus (Collin, 1931a). NHM (Fig. 19) Chu, Mnes (Collin, 1931a).

Eudorylas spinitibialis (Hardy, 1954). MNRJ (Fig. 19). Cha., Mnes., Sal., Tuc. (Hardy, 1954).

Eudorylas spinosus (Hardy, 1948). MCZ (Fig. 20). Sal, S.E., Tuc. (Hardy, 1948).

Eudorylas subjectus (Collin, 1931a). NHM (Fig. 20). Sal., Tuc. (Collin, 1931a).

Eudorylas tucumanus (Shannon, 1927). NMNH (Fig. 20). Sal, S.E., Tuc. (Shannon, 1927).

Tomosvaryellini

Tomosvaryella amazonensis De Meyer & Skevington, 2000. INPA (Fig. 21). S.E. (Ale-Rocha, 1992).

Tomosvaryella aurata Ale-Rocha, 1996. MLP (Fig. 21). Bs.As. (Ale-Rocha, 1996).

Tomosvaryella crinita Ale-Rocha, 1996. INPA (Fig. 21). S.E. (Ale-Rocha, 1996).

Tomosvaryella difussa Ale-Rocha, 1996. INPA (Fig. 21) S.E. (Ale-Rocha, 1996).

Tomosvaryella ekyphysis Ale-Rocha, 1996. INPA (Fig. 22). Mnes. (Ale-Rocha, 1996).

Tomosvaryella longiseta Ale-Rocha, 1996. MLP (Fig. 22). Sal., S.E. (Ale-Rocha, 1996).

Tomosvaryella lynchi (Shannon, 1927). NMNH (Fig. 22). Cha., Mnes., Sal., Tuc. (Shannon, 1927).

Tomosvaryella pectinalis Ale-Rocha, 1996. CAS (Fig. 23), Chu. (Ale-Rocha, 1996).

Tomosvaryella perissosceles Hardy, 1965. IFML (Fig. 23) Cs., Ju., Tuc. (Hardy, 1965).

Tomosvaryella platensis Ale-Rocha, 1996. MLP (Fig. 23) Bs.As. (Ale-Rocha, 1996).

Tomosvaryella spinosa Ale-Rocha, 1996. INPA (Fig. 24) S.E. (Ale-Rocha, 1996).

Tomosvaryella virlai Ale-Rocha, 1996. MLP (Fig. 24). Bs.As., Mnes. (Ale-Rocha, 1996).

Registros dudosos

Cephalops (*Cephalops*) *limatus* (Hardy, 1965) Salta y *Cephalops* (*Semicephalops*) *pauculus* (Hardy, 1950). Según Rafael (1990b) estos registros posiblemente pertenecen a otras especies y son dudosos (Fig. 12).

Tomosvaryella lepidipes Hardy, 1943. Según Ale-Rocha (1993) esta especie, aunque reportada, no se distribuye en la

Argentina y su registro se debe a una identificación errónea.

Tomosvaryella prostata Hardy, 1963 Jujuy. Según Ale Rocha (1996) el registro de esta especie en Argentina es cuestionable, debido a que corresponde a un espécimen que presenta una morfología de sus terminalia significativamente diferente con la del holotipo revisado (Fig.24).

CAS: California Academy of Sciences, California, USA; IFML: Instituto Fundación Miguel Lillo, Tucumán, Argentina; INPA: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazonia, Manaus, Amazonas, Brasil; MCZ: Museum of Comparative Zoology - Harvard University, Cambridge, Massachusetts, United States; MLP: Museo de Ciencias Naturales de La Plata, La Plata, Argentina; MNRJ: Museu Nacional do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil; NHM: Natural History Museum, London, United Kingdom; NMNH: National Museum of Natural History, Smithsonian Institution, Washington, DC, USA; UFPR: Universidad Federal do Parana, Curitiba, Brasil.

PLATYPEZIDAE

***José Albertino RAFAEL**
****Rodrigo VIEIRA**

*Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, INPA, Av. André Araújo, 2936 Aleixo, CX P. 478, 69060-001 Manaus-AM, Brasil.
jarafael@inpa.gov.br

**Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, INPA, Av. André Araújo, 2936 Aleixo, CX P. 478, 69060-001 Manaus-AM, Brasil.
rodrigo08vieira@gmail.com

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Se presenta una revisión sobre el conocimiento de la familia Platypezidae en la Argentina. Se ofrece una clave para la identificación de géneros neotropicales, lista de especies, información geográfica y los museos donde se encuentran los tipos primarios de 14 especies registradas en la región Neotropical.

Abstract

A review of the knowledge of flat-footed flies (Diptera: Platypezidae) in Argentina is presented. An identification key for Neotropical genera and a species list with geographical and type material information for Neotropical species are provided.

Introducción

Las Platypezidae (Fig. 1) son moscas pequeñas, de 1,4 a 10 mm de longitud, generalmente oscuras, de coloración castaña y/o amarilla. Cabeza amplia; machos holópticos con sus omatidios dorsales más grandes que los ventrales; hembras dicópticas con omatidios pequeños de tamaño similar. Flagelo antenal redondeado o puntiagudo con arista apical, glabra. Tórax con apariencia jorobada. Alas anchas; vena transversal dm-cu presente o ausente; vena M_{1+2} simple o bifurcada; celda cup grande y acuminada distalmente, termina distante de la margen alar. Regularmente tarsos posteriores achatados lateralmente, especialmente en hembras. Abdomen del macho con seis segmentos inalterados, los restantes se involucran en una circumversión de la genitalia la cual se refleja sobre el abdomen. De esta manera los segmentos 7-8 se localizan en posición posterior o posteroventral (Chandler, 2001). Abdomen de la hembra con segmentos 7-8 pequeños, contraídos hacia el 6 pero no modificado; ovipositor corto, simple con tres espermatecas esclerotizadas (Chandler, 2001).

Los adultos de Callomyiinae y Platypezinae frecuentemente presentan marcado dimorfismo sexual en su patrón de coloración. Los machos son regularmente oscuros a diferencia de las hembras frecuentemente brillantes o con patrones característicos polinosos, éstos también presentes en las patas, especialmente en los tarsos traseros (Chandler, 1994).

Clasificación

Se conocen cerca de 250 especies en todo el mundo (Chandler, 2010) distribuidos en 14 géneros validos. Es una de las pocas familias de Diptera que no fue catalogada en la región Neotropical. Esta fauna es la menos estudiada, se conocen 14 especies (Apéndice 1) como resultado de estudios descriptivos aislados y solamente de adultos.

Las principales contribuciones para su estudio principalmente con adultos fueron realizadas por Kessel (1968) quien revisó la fauna genérica de esa época y describió cinco géneros, presentó claves de identificación y comentó sobre la filogenia y circumversión de los

terminalia. Chandler (1994) revisó las especies de las regiones Oriental y Austral-Oriental, y presentó claves para géneros y especies. Chandler (2001) escribió la monografía de la familia para Europa, donde propone una hipótesis filogenética, describe Melanderomyiinae, presenta claves de identificación para las subfamilias, géneros y especies, y proporciona datos sobre morfología de larvas, pupas y adultos. Destaca el trabajo sobre inmaduros de Rotheray *et al*. (2004), donde describen el último estadio larval y puparia de 16 especies de 11 géneros, y proponen una hipótesis sobre las afinidades considerando a *Melanderomyia* como el grupo más basal.

Las Platypezidae son un grupo basal de moscas ciclorrafas. Se dividen en cuatro subfamilias: Microsaniinae, Melanderomyiinae, Callomyiinae y Platypezinae (Chandler, 2001). Las dos primeras son monogenéricas, *Microsania* es cosmopolita y se encuentra en todo el continente americano, mientras que *Melanderomyia* se desarrolla en Phallaceae y sólo se conoce para América del Norte. Las Callomyiinae poseen seis géneros, de los cuales cinco se conocen de América del Norte y sólo dos llegan a América del Sur: *Agathomyia* y *Bertamyia*. Ambos forman un grupo monofilético junto con *Chydaeopeza* del Paleártico. Sin embargo, no es clara la relación de *Agathomyia* con el resto de los géneros (Chandler, 2001). Las Platypezinae se dividen en 10 géneros, de los cuales ocho se conocen en América del Norte. Su fauna tropical es menos diversa en términos de géneros que la región Holártica y se desconocen los géneros de América del Sur.

La mayoría de las especies en estas tres regiones pertenecen al género *Lindneromyia,* redefinido por Chandler (1994), quien lo sinonimizó con varios géneros considerados por Kessel (1987) y previos estudios, debido principalmente a diferencias en la venación alar. Los demás géneros (*Symmetricella*, *Penesymmetria*, *Plesioclythia* y *Grossovena*) no fueron definibles cuando se consideraron caracteres como los terminalia de los machos. Algunas especies asignadas a *Paraplatypeza* han sido reasignadas a *Linderomyia*. *Paraplatypeza* actualmente es mantenido para el grupo holártico que exhibe quetotaxia más desarrollada en la cabeza, en este sentido el grupo parece ser parafilético. Hasta el momento no se conoce ningún estudio biogeográfico para las especies neotropicales.

Las Platypezidae conservan en gran proporción caracteres morfológicos plesiomórficos en la estructura de los adultos, así como en su comportamiento y desarrollo. El grupo difiere del resto de Muscomorpha excepto *Opetia* (Opetiidae) en el pedicelo inalterado, machos con ojos holópticos con grandes omatidios dorsales y la presencia de un distintivo pteroestigma que sobrepasa R_1 en su plano general. Probablemente la finalización de la circunvención en la terminalia luego de su emergencia pupal, la reversibilidad de ésta y la posición de los espiráculos anteriores en la pupa son otras características diferenciales de otros Muscomorpha, sin embargo, requieren de un estudio más detallado (Chandler, 2001). Las posibles sinapomorfías de la familia son la presencia de una serie de cerdas acrosticales (perdidas en Platypezinae), patas traseras comprimidas (no muy evidentes en Melanderomyiinae) y bifurcación de la vena M_{1+2} sobrepasa la vena transversa dm-cu, aunque esta bifurcación o vena transversal en algunos géneros no esté presente (Chandler, 2001).

En la familia se reconocen linajes claros (Fig. 2): Microsoniinae, Melanderomyiinae, Callomyiinae y Platypezinae. El primero comparte las siguientes sinapomorfías: vena transversal dm-cu ausente, vena R_1 corta, alcanza únicamente dos partes el largo del ala; lóbulo anal y alula con cerdas engrosadas, escape glabro. Este último carácter se encuentra desarrollado por convergencia en algunos miembros de Callomyiinae y Platypezinae. Callomyiinae y Platypezinae comparten las siguientes sinapomorfías: hembras con los tarsos II-III comprimidos con algunas áreas menos esclerotizadas desprovistas de setas, clasificados como “soles”.

Biología

Las Platypezidae sólo se desarrollan en hongos (Chandler, 2001). Ejemplares de Platypezidae pueden ser encontrados en horas matutinas y vespertinas sobre vegetación baja, en áreas sombreadas o donde hay clara incidencia de rayos solares. La interacción entre Platypezidae y sus hongos huéspedes fue registrada por Chandler (2001) para la fauna holártica. Los hongos huéspedes corresponden a los Homobasidiomycetes, que poseen cuerpos fructíferos conocidos como setas, las cuales son infestadas por larvas de dípteros (Chandler, 2001). Las hembras se encuentran frecuentemente visitando hongos con el fin de oviponer. Donde es común que se posen sobre vegetación adyacente o sobre la superficie de la madera en descomposición para el caso de hongos lignícolas.

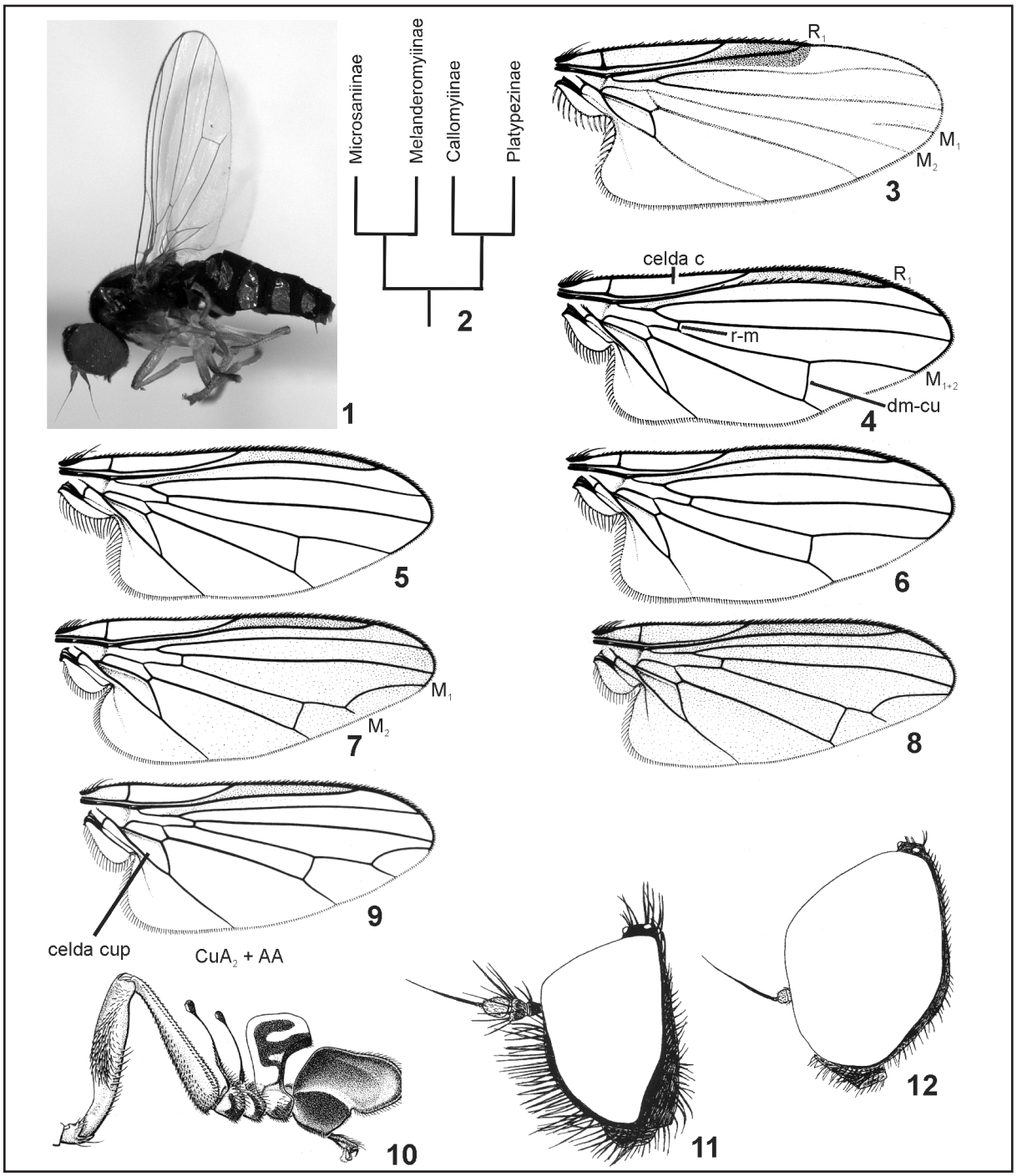
Al parecer los tarsos anchos en algunas hembras de Platypezinae podrían ser una adaptación para la oviposición en hongos lamelados. Sin embargo, este hecho no es claro debido a la presencia de una estructura similar en otros géneros de la misma subfamilia que se desarrollan en hongos poliporales, es posible que este último hábito se haya desarrollado de manera secundaria. Se cree que Platipezinae y algunas Callomyiinae colocan sus huevos y se desarrollan en el interior de los poros del hongo (Chandler, 2001).

Los estados inmaduros de las especies neotropicales son desconocidos, los poco conocidos de otras regiones biogeográficas son micófagos y se desarrollan en hongos. La pupación ocurre generalmente en el suelo, pero cuando ocurre al interior del hongo evidencian una pupa bien diferente, principalmente en *Bertamyia* y *Polyporivora*, y probablemente en algunos *Agathomyia* (Chandler, 2001).

Aparentemente la mayoría de las Platypezidae son monófagas u oligófagas (se desarrollan en una sola especie de hongo o por lo menos en especies o géneros relacionados), esta tendencia posiblemente explica la escasez de algunas especies del genero *Agathomyia*. Sin embargo, todas las especies de *Protoclythia* y *Platypeza* (y al menos una de *Calotarsa* en América del Norte) pueden desarrollarse simultáneamente en el hongo *Armillaria melea,* mientras otras especies

igualmente abundantes son ignoradas. La polifagia en los Platypezidae se evidencia en *Linderomyia*. Una especie puede atacar hongos de diferentes familias e inclusive de niveles taxonómicos superiores, aunque polífagos la mayoría de especies de este género exhiben una preferencia por hongos del género *Agaricus* (Chandler, 2001).

Las Callomyiinae están estrechamente relacionadas con poliporáceas y hongos incrustantes Aphyllophorales. Actualmente divididos en varios órdenes pequeños (principalmente Polypora), *Agathomyia* y *Bertamyia*, los cuales se desarrollan al interior del hongo; y Cortinariacea, *Callomyia*, cuya larva se alimenta de la superficie de hongos húmedos y su sustrato (Chandler, 2001).



Figs. 1-12. Platypezidae. 1, Hábito de *Bertamyia notata* (Loew, 1866); 2, cladograma con las afinidades de Platypezidae; 3, ala *Microsania* sp. ♀; 4. ala *Callomyia cala* Kessel, 1949 ♀; 5. ala *Agathomyia canadensis* Johnson, 1923 ♀; 6. ala *Bertamyia notata* ♀; 7. ala *Calotarsa insignis* Aldrich, 1906 ♀; 8. ala *Platypeza consobrina* Zetterstedt, 1844 ♀; 9. ala *Lindneromyia agarici* (Willardi, 1914) ♀; 10. pata posterior *Calotarsa insignis* ♀; 11. cabeza en vista lateral *Platypeza hirticeps* Verral, 1901; 12. cabeza en vista lateral de *Lindneromyia hungarica* Chandler, 2001. Fuentes: Figs. 2, 11,12 de Chandler (2001); Figs. 3-10 de Kessel (1987).

Los machos de *Microsania* son frecuentemente atraídos por humo o por olores atrayentes de hembras. Al parecer la humareda es utilizada para dos fines: como atrayente para concentrar individuos de ambos sexos y como un indicador físico de vuelo, la columna de humo es la frontera física del enjambre (algunos individuos raramente se alejan de ésta) (Bickel, 1996). Aunque este género claramente es atraído por el humo para su cópula, existen otros medios de agregación y aglomeración en enjambres en ausencia de fuego. Posiblemente las plantas aromáticas puedan facilitar estos comportamientos (Bickel, 1996).

En otros géneros, algunos individuos vuelan en espacios libres del dosel como preámbulo para la cópula, ambos sexos se pueden encontrar sobre hojas grandes caminando de manera errante y rápida similar a algunas Phoridae. Este comportamiento puede estar asociado con la alimentación de gotas azucaradas y otras sustancias presentes en la superficie foliar. Ejemplares de *Bertamyia notata* parecen no exhibir ninguno de estos hábitos ni comportamientos, tienden a posarse de manera calmada por largos períodos mientras se alimentan, cuando cambian de posición lo hacen para girar en círculos sin avanzar (Kessel, 1970).

Importancia agroeconómica

Debido a su asociación con hongos, la mayoría de Platypezidae habitan bosques (Chandler, 1994). La interacción de especies de *Linderomyia* con *Agaricus* silvestres es la única posible importancia de tipo económico, sin embargo, no existen registro de ataques a cultivos comerciales.

Recoleccción y preservación

Los adultos pueden ser capturados con trampas de intercepción de vuelo tipo Malaise, trampas de emergencia y más fácilmente con redes entomológicas por medio de barrido sobre vegetación. Especímenes capturados no se deben dejar en las trampas más de 1-2 días debido a su deterioro. Los adultos no deberían conservarse en alcohol u otros líquidos que puedan remover sus cerdas y/o patrones de coloración necesarios para su identificación. Adultos de *Microsania* pueden recolectarse con red entomológica sobre la humareda de una fogata, aunque también pueden ser atraídas usando aerosoles o ahumadores de apicultura (Kessel, 1987).

Los adultos se preservan en seco, deben ser montados con alfileres número 1 ó 2 inmediatamente después de haber sido recolectados; en caso que no puedan ser montados se pueden colocar en camas de algodón. Se pegan directamente al alfiler, triángulo, o utilizando microalfileres.

Adultos de óptima calidad de ambos sexos se pueden obtener para estudios taxonómicos mediante la cría de sus larvas en hongos. Esta técnica consiste en la captura de los hongos es su medio silvestre. Éstos se disponen en frascos individuales con una capa de arena preferiblemente húmeda en el fondo y con la boca cubierta con una fina malla que permita la circulación de aire. Recién emergidos los adultos pueden ser recolectados y debidamente montados. Pocos ciclos de vida se conocen para las especies tropicales.

Clave para los géneros neotropicales de Platypezidae (modificada de Chandler, 2010)

1- Vena transversal dm-cu ausente (Fig. 3); vena R_1 alcanza a lo máximo dos tercios el largo del ala y apicalmente atendida por el pterostigma; vena M_{1+2} bifurcada si M_1 basalmente incompleta; primer tarsómero posterior en ambos sexos tan largo como los tarsómeros 2-4.....***Microsania***

\- Vena transversal dm-cu presente, celda dm elongada (Figs. 4-9); vena R_1 más larga, excede en largura dos tercios la longitud del ala y pterostigma ausente; vena M_{1+2} bifurcada o simple, completa; primer tarsómero posterior tan largo como los tarsómeros 2-4 juntos o un poco más corto.....**2**

2- Fila uniserial de setas acrosticales presente; vena M_{1+2} no ramificada (Figs. 4-6); primer tarsómero posterior alargado, por lo menos tan largo como los tarsómeros 2-4 juntos.....**3**

\- Setas acrosticales ausentes; vena M_{1+2} bifurcada (Figs. 7-9); primer tarsómero posterior mucho más corto que los tarsómeros 2-4 juntos.....**5**

3- Vena R_1 con una serie de setas dorsales cortas a lo largo de toda su longitud (Fig. 4); tibia media con dos (anteroventral y posteroventral) espinas apicales, Durango, México.....***Callomyia***

\- Vena R_1 sin espinas; tibia media con solamente una (posteroventral) espina apical.....**4**

4- Vena transversal r-m localizada en la región basal y vena Sc más alargada así r-m se encuentra nivelada con la porción media de la celda c (Fig. 5); seta supraalar postsutural encima del base del ala localizada de frente al callo postalar.....***Agathomyia***

\- Vena transversal r-m cerca del ápice de la vena Sc, la cual es relativamente corta (Fig. 6); seta supraalar postsutural ausente.....***Bertamyia***

5- Moscas grandes, 5-10 mm de longitud, algunas parcialmente de coloración amarilla; machos con tarsos traseros con ornamentación elaborada (Fig. 10); dos setas notopleurales.....***Calotarsa***

\- Moscas pequeñas, 2-5 mm de longitud, principalmente oscuras; machos con tarsos aplanados pero sin ornamentos; tres o más setas notopleurales.....**6**

6- Cerdas en la cabeza se extienden desde la parte baja del occipucio hasta la parafacial llegando casi hasta la antena (Fig. 11); celda cup disminuye su tamaño apicalmente, usualmente mas larga que la vena Cua_2+AA.....***Platypeza***

\- Cerdas en la cabeza se extienden desde el occipucio hasta máximo la gena, parafacial glabra (Fig. 12); celda cup no disminuye su tamaño apicalmente, no tan larga como la vena Cua_2+AA, usualmente más corta.....***Lindneromyia***

Fauna argentina

Las Platypezidae argentinas se conocen únicamente por la descripción de sus formas adultas. No existen estudios sobre la distribución geográfica de las es-

pecies. El conocimiento actual está restringido a los registros geográficos que generalmente corresponden a la localidad tipo. Vale la pena mencionar la Colección Entomológica del Instituto Fundación Miguel Lillo (IFML) como la más completa en este grupo. Ésto se debe al trabajo del entomólogo Martin Aczél, quien realizó la revisión de Platypezidae (Clythiidae) de Argentina con redescripciones e ilustraciones de los terminalia masculinos (Aczél, 1958).

Se registran seis especies en el país (Apéndice 1), lo que representa el 43% de las especies neotropicales conocidas, con registros en Tucumán, Jujuy y Formosa (noroeste del país). Presumimos la presencia de otras cuatro especies previamente registradas en países vecinos como Brasil, Chile y Paraguay, las cuales se podrían encontrar en el país. Actualmente Argentina es el país con mayor número de especies, sin embargo, aun es un número subestimado; el número real de especies puede ascender a 20. Creemos que el bajo número de especímenes en museos argentinos se deba al hecho de no haber en el país especialistas o interesados en este grupo.

Agradecimientos

A Alberto H. Abrahamovich por las informaciones sobre el acervo de la Colección del Museo de La Plata. A Eduardo Amat por la traducción al español del presente trabajo. Al CNPq por los recursos financieros.

Literatura citada

ACZÉL, M.L. 1958. Géneros y especies argentinas de las Clythiidae (Platypezidae, Diptera) con catálogo de las especies neotropicales. *Acta Zool. Lilloana* 15: 47-82.

BICKEL, D. 1996. Smoke flies (Diptera: Platypezidae) and the Sydney bushfires. *Austr. Entomol.* 23:77-78.

CHANDLER, P.J. 1994. The Oriental and Australasian species of Platypezidae (Diptera). *Invert. Taxon.* 8: 351-434.

CHANDLER, P.J. 2001. The Flat-footed Flies (Diptera: Opetiidae and Platypezidae) of Europe. *Fauna Entomol. Scand.* 36: 1-276.

CHANDLER, P.J. 2010. Platypezidae (flat-footed flies) [Chapter] 50, p. 715–719. *In*: Brown, B.V., Borkent, A., Cumming, J.M., Wood, D.M., Woodley, N.E. & Zumbado, M.A. (eds.), *Manual of Central American Diptera*, Volume 2. NRC Research Press, Ottawa, Ontario, Canada. 728 pp.

ENDERLEIN, G. 1940. Die Dipteren-Fauna der Juan Fernández und der Oster Inseln, p: 661. *In*: Skottsberg (ed.), *Nat. Hist. Juan Fernández Easter Island Zool.* 3(5): 661.

KESSEL, E.L. 1968. Circumversion and mating positions in Platypezidae – an expanded and emended account (Diptera). *Wasmann J. Biol.* 26: 243-253.

KESSEL, E.L. 1970. *Bertamyia*, a new genus of Platypezinae (Diptera: Platypezidae). *Wasmann J. Biol.* 28(2): 185-190.

KESSEL, E.L. 1987. Family Platypezidae [Chapter] 50, p: 681-688. *In*: McAlpine, J.F., Peterson, B.V., Shewell, G.E., Teskey, H.J., Vockeroth, J.R. & Wood, D.M. (Coords.), *Manual of Nearctic Diptera*, Volume 2. Ottawa, Agriculture Canada Monograph number 28, 675-1332 pp.

MALLOCH, J.R. 1935. The North American species of the dipterous genus *Microsania* Zett. *Stylops* 4: 65-66.

MELANDER, A.L. 1922. *Microsania*, a genus of the Platypezidae. *Psyche* 29(2): 43-48.

ROTHERAY, G.E., CHANDLER, P.J. & F. GILBERT. 2004. Final stage larvae and puparia of Platypezidae (Diptera). *Ins. Syst. Evol.* 35: 79-106.

Apéndice 1. Especies neotropicales de Platypezidae. NHM: Natural History Museum, Londres; IFML: Instituto - Fundación Miguel Lillo, Tucumán, Argentina; USNM United States National Museum.

Agathomyia argentata Oldenberg, 1917. Argentina, Brasil y Paraguay: Tipo: Museo de Viena.

Agathomyia bella (Williston, 1892). México. Tipo NHM.

Bertamyia notata (Loew, 1866). Canadá a Argentina.

Lindneromyia angustifrons (Oldenberg, 1917). Paraguay. Tipos: Museo de Viena y Museo Nacional de Historia Natural, Budapest.

Lindneromyia brunnescens (Collin, 1931). Chile. Tipo, NHM.

Lindneromyia fasciventris (Oldenberg, 1917). Argentina, Brasil y Peru. Tipo: Museo de Dresden.

Lindneromyia fumapex (Kessel, 1965). Perú. Tipo: California Academy of Sciences.

Lindneromyia hirtifacies (Oldenberg, 1917). Paraguay. Tipo: Museo de Viena y Museo Nacional de Historia Natural, Budapest.

Lindneromyia pellucens (Aczél, 1958). Argentina. Tipos IFML.

Lindneromyia peruviana (Oldenberg, 1917). Perú. Tipo: Museo de Dresden.

Lindneromyia pilosa (Oldenberg, 1917). Perú. Tipo: Museo de Dresden.

Microsania imperfecta (Loew, 1866). Canadá, USA y Panamá. Tipo: Agassiz Museum of Harvard University.

Platypeza thomseni Shannon, 1927. Argentina. Tipos IFML, USNM.

Platypeza tucumana Shannon, 1927. Argentina. Sintipos: IFML y USNM.

Registros neotropicales dudosos

Microsania pectipennis (Meigen, 1830). Especie europea con registro dudoso en las islas Juan Fernández y Pascua, Chile (Melander, 1922; Enderlein, 1940; Aczél, 1958).

Microsania stigmaticalis (Zetterstedt, 1838). Especie europea con registro dudoso en Panamá (Melander, 1922; Malloch, 1935; Aczél, 1958).

CALLIPHORIDAE

Pablo R. MULIERI
Juan Carlos MARILUIS
Luciano D. PATITUCCI

Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia". Av. Angel Gallardo 470, C1405DJR, Argentina.
mulierii@yahoo.com
jcmariluis@yahoo.com.ar
lpatitu@yahoo.com.ar

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Las Calliphoridae incluyen especies de cuerpo robusto y tamaño mediano a grande. Presentan coloración predominantemente azul o verde metalizado. Los machos en general presentan la frente más estrecha, siendo algunos holópticos. La mayor parte de las especies presenta hábitos necrófagos, incluyendo algunas de importancia para la salud humana por vehiculizar patógenos y causar miasis. La fauna argentina de Calliphoridae está representada actualmente por 26 especies y 14 géneros. Esta riqueza refleja la baja diversidad de la familia en la región Neotropical.

Abstract

Calliphoridae include mid-size to robust species. They present blue or green metallic coloration. Frons of males are narrower than females, in some cases being holoptic. Most Calliphoridae are necrophagous, and include some species of sanitary importance as myiasis agents or pathogen dispersers. The Argentinean fauna of Calliphoridae comprises 26 species and 14 genera. This richness is in agreement with the low diversity of the family in the Neotropical region.

Introducción

Las Calliphoridae son una familia heterogénea de dípteros caliptrados que cuenta con unos 150 géneros, superando las 1000 especies en el mundo, y cuya distribución abarca todos los continentes con excepción de la Antártida (Shewell, 1987). Aunque en este conjunto se pueden encontrar especies con diversos hábitos larvales, la familia contiene algunas de las formas sarcosaprófagas más abundantes y conspicuas asociadas con el hombre y animales domésticos, como *Calliphora vicina* y *Lucilia sericata*.

Los estudios sobre Calliphoridae neotropicales se pueden reseñar a partir de los primeros y fragmentarios aportes de Townsend (1935) y Hall (1948) sobre la sistemática de las especies de la región. Durante el último cuarto del siglo XX el conocimiento sobre el grupo tuvo un gran avance, publicándose revisiones de distintos taxones, especialmente en sus formas adultas. Se destacan los trabajos sobre las Mesembrinellinae (Mello, 1967; Guimarães, 1977; Peris & Mariluis, 1984), Chrysomyinae (Mello, 1968, 1969, 1972; Dear, 1985; Peris & Mariluis, 1990; Mariluis *et al.*, 1994a; Gonzales Mora *et al.*, 1998) y Toxotarsinae (Dear, 1979; Mariluis & Peris, 1984). Los trabajos sobre morfología de estados inmaduros son escasos, destacándose el de Greenberg & Szyska (1984).

La región Neotropical registra una fauna de Calliphoridae comparativamente pobre. James (1970) registró en catálogo unos 28 géneros y 126 especies. Actualmente dichos valores están desfasados, pues a partir de los estudios subsiguientes el número para el Neotrópico se puede establecer en 85 especies reconocidas, pertenecientes a 24 géneros. Aproximadamente unos 30 nombres específicos incluidos en catálogos por James (1970) se refieren a taxones citados con dudas para el

Neotrópico, cuyas descripciones se basan en material actualmente en mal estado o perdido, y que con toda probabilidad constituyen sinonimias de especies ya conocidas. La baja diversidad queda remarcada si se tiene en cuenta que la riqueza actual del Neotrópico incluye seis especies típicamente neárticas que ingresan marginalmente en la región (ocupando áreas de México y el estado de la Florida) (James, 1970). Adicionalmente, en las últimas décadas, se detectó en América del Sur la presencia de nuevos géneros y especies invasoras: tres especies de *Chrysomya*, provenientes de zonas tropicales y subtropicales del Viejo Mundo (Guimarães *et al.*, 1978, 1979), y *Protophormia terraenovae* proveniente de la región Holártica (Mariluis, 1999; Mariluis & Schnack, 2005). Aún con estos agregados el número de especies neotropicales no alcanza al 10% de la diversidad mundial.

La familia Calliphoridae pertenece a la superfamilia Oestroidea, la cual se define principalmente por las siguientes sinapomorfías: vena media (M) curvada anteriormente encontrándose con vena costal (C) antes del ápice alar, *phallus* con la sección distal poseyendo dentículos en su superficie ventral, hilera vertical de setas en el meron (Yeates *et al.*, 2007). Históricamente han existido numerosas clasificaciones, propuestas en catálogos y distintos trabajos de revisión. Las subfamilias que se mencionan tradicionalmente en la literatura son Ameniinae, Auchmeromyiinae, Bengaliinae, Chrysomyinae, Phormiinae, Calliphorinae, Luciliinae, Mesembrinellinae, Toxotarsinae, Phumosiinae, Polleniinae y Rhiniinae. La definición de las mismas varía según el autor, incluyendo cada una distintos arreglos de tribus o siendo consideradas en algunos casos a nivel de tribu (James, 1970; Shewell, 1987; Rognes, 1997).

Para el Nuevo Mundo, Shewell (1987), basándose en la fauna de la región Neártica, propone la división de las Calliphoridae en las subfamilias Calliphorinae y Chrysomyinae. Actualmente se considera que en la región Neotropical están representadas las subfamilias Calliphorinae, Luciliinae, Chysomyinae, Mesembrinellinae, Phormiinae y Toxotarsinae (Rognes, 1997), siendo las Mesembrinellinae y Toxotarsinae exclusivas del Nuevo Mundo. Este esquema clasificatorio es similar al propuesto por James (1970) en su catálogo, aunque incluyendo en Calliphorinae a la tribu Luciilini, y en Chrysomyinae a las Phormiini. En el pasado las Mesembrinellinae han sido tratadas como una familia aparte por algunos autores (Guimarães, 1977; Mariluis & Peris, 1984; Peris & Mariluis, 1984).

Según Shewell (1987) la historia de la clasificación de las Calliphoridae refleja la necesidad de brindar estabilidad a un grupo de gran importancia sanitaria y económica para el hombre. En las últimas décadas, se ha cuestionado fuertemente el origen monofilético de la familia, por la dificultad que existe para establecer una caracterización basada en sinapomorfías (Rognes, 1997). En virtud de los resultados que arrojan los estudios filogenéticos (basados en caracteres de adultos y larvas) el nombre Calliphoridae utilizado en un sentido "clásico" se referiría a un grupo parafilético (Rognes, 1997; Pape & Arnaud, 2001). En dicho contexto, es compartida entre los especialistas la idea que refiere a las Calliphoridae como una familia clave para entender las relaciones filogenéticas entre los grupos de Oestroidea, y es probable que en el futuro algunas de las actuales subfamilias (o grupos de ellas) incluidas en Calliphoridae sean elevadas a nivel de familia (Yeates *et al.*, 2007).

A pesar de la diversidad que poseen mundialmente en términos de hábitos larvales, el panorama en la región Neotropical no presenta una gran complejidad. De acuerdo con Rognes (1997), el clado que incluye a las Luciliinae, Calliphorinae, Toxotarsinae y Chrysomyinae (además de las Melanomyinae, no neotropicales), contiene a todas las especies sarcosaprófagas. Fundamentalmente las Calliphoridae representan las más conspicuas integrantes de la fauna cadavérica, en especial sobre vertebrados. La excepción dentro del patrón de organismos necrófagos le cabe a *Cochliomyia hominivorax*, de particular importancia sanitaria por completar su ciclo de vida como ectoparásita obligada, causante del cuadro conocido como miasis, que afecta a los animales y al hombre. Se especula que los nichos que ocupan la multiplicidad de formas de vida de Calliphoridae en otras regiones son aprovechados en el Neotrópico principalmente por las Sarcophagidae, cuyas numerosas especies despliegan una amplia adaptación trófica en sus ciclos de vida.

Características y aspectos biológicos fundamentales

Las moscas adultas son robustas, de tamaño medio a grande. Numerosas especies poseen notoria coloración metálica verde o azul, aunque las hay oscuras y violáceas. Entre las Mesembrinellinae predomina una coloración castaño amarillenta con reflejos metálicos en el abdomen.

Los machos presentan la frente más estrecha que la hembra, siendo en ocasiones holópticos. La cabeza es ancha, con frente en general no prominente, placa fronto-orbital cubierta por finos pelos, setas frontales desarrolladas en una hilera, la hembra con una seta orbital reclinada y dos proclinadas. Ocelares débiles, parafacialia con o sin pelitos, vibrisas fuertes. Antenas con el tercer segmento más robusto y largo, arista plumosa (raramente pubescente). La proboscis es corta y los palpos son normales o cortos y filiformes (*Cochliomyia*).

El tórax presenta el prosterno piloso, *scutum* con series de setas post y pre suturales, y dos setas notopleurales. Pleuras con setas proepisternales y proepimerales presentes, hilera posterior de anepisternales presente, katepisternales usualmente 2:1, espiráculos de gran tamaño. Alas en general hialinas, aunque existen algunas especies con leve ahumado o bien con patrón de manchas (algunas Chrysomyinae y Mesembrinellinae), vena basal a veces con pelitos, vena R_{4+5} con pelitos, espina costal raramente desarrollada, vena M curvada abruptamente formando un ángulo o curvada suavemente (Mesembrinellidae), celda r_{4+5} abierta en el margen alar.

Abdomen con cinco segmentos anteriores a los terminalia. Tergitos 1-5 grandes, los dos primeros

fusionados. Esternitos estrechos, expuestos o lateralmente superpuestos con proyecciones laterales de los tergitos, esternito 5 típicamente bilobado en forma de "V". Terminalia del macho usualmente pequeños, aunque pueden ser abultados en algunas Toxotarsinae. Cercos rígidos, *surstylus* tan largos como los cercos, *aedeagus* con basifalo corto y esclerotizado, distifalo mayormente membranoso y alargado. Las hembras poseen un ovipositor telescopado (a excepción de las Mesembrinellinae).

Los adultos son fuertes voladores, atraídos por fuentes de alimento líquido con alto contenido de azúcar o de proteínas, como son el néctar o los exudados de la materia orgánica en descomposición. La mayor parte de las hembras son ovíparas. Las hembras oviponen sobre los cadáveres de animales un número variable de huevos, que son pálidos, cilíndricos y algo arqueados. Las larvas eclosionan y se alimentan sobre el sustrato elegido por la hembra. En el caso de *C. hominivorax*, la hembra ovipone sobre la piel, especialmente en la mucosa, junto a los orificios del cuerpo o sobre heridas de la piel. Las larvas son pálidas y poseen una forma cilíndrica ahusada anteriormente. Cada segmento presenta bandas de pequeñas espinas. Además, las larvas poseen un esqueleto cefalofaríngeo esclerotizado bien desarrollado, con un par de ganchos mandibulares. Durante su desarrollo cada especie pasa por tres estadios larvales y uno de prepupa que abandonará el sustrato. Los puparios son de color testáceo oscuro y se los halla en lugares secos. Cabe destacar que las Mesembrinellinae son macrolarvíparas, permaneciendo aun desconocido el ciclo de vida de sus especies (Guimaraes, 1977), aunque se han citado a los adultos de *Mesembrinella bellardiana* como integrantes de la fauna cadavérica (Carvalho *et al.*, 2000).

Los adultos de esta familia también pueden actuar como visitantes florales. En general, las moscas son atraídas por las flores que imitan el olor de la materia orgánica en descomposición. Las flores actúan como trampa para retenerlas y así producir la dispersión del polen. Este mecanismo se conoce como el síndrome floral de sapromiofilia (Gretchen & Stanley, 2001; Burgess *et al.*, 2004). Existen otros ejemplos de polinización por Calliphoridae. *Chrysomya megacephala* ha sido registrada como importante polinizador del mango en Australia (Anderson *et al.*, 1982) y Taiwán (Hu *et al.*, 1995). También son consideradas polinizadores legítimos de Leguminosae (Arista *et al.*, 1999), Sterculiaceae (Taroda & Gibbs, 1982) y Phyllanthaceae (Luo *et al.*, 2007). Por otro lado, se ha observado que las Calliphoridae pueden actuar como ladrones de néctar (liban néctar y no polinizan) en orquídeas (Lehnebach & Robertson, 2004).

Importancia sanitaria o agroeconómica

Las Calliphoridae, por su comportamiento y características biológicas, constituyen organismos de fuerte impacto para la sociedad, residiendo su importancia en tres aspectos principales: productores de miasis, transmisores de enfermedades e indicadores biológicos en aplicaciones de entomología forense.

Miasis. El término miasis denomina el cuadro producido por la invasión de tejidos por larvas de dípteros, tanto en el hombre como en los animales. Existen dos modos principales de clasificar a las miasis. La primera tiene en cuenta el área del cuerpo donde es producida y el modo en que ésta es afectada (ej. intestinal, dérmica, nasal, traumática, etc.). La segunda se define de acuerdo con las características y requerimientos biológicos del agente causante (James, 1947). Esta última es la que aquí se prefiere por hacer foco en las especies de Diptera.

El agente miásico se puede clasificar en obligatorio (o biontófago), facultativo (necrobiontófago) o accidental. Las primeras son formas adaptadas a la vida parasítica que se alimentan de tejido vivo, mientras que las facultativas son típicamente especies necrófagas que pueden colonizar lesiones preexistentes (producidas incluso por las primeras). Las accidentales se refieren a organismos que no se alimentan de tejido animal pero que ingresando al cuerpo producen algún trastorno (típicamente larvas ingeridas por accidente). La familia Calliphoridae contiene algunas de las principales formas causantes de miasis.

En la Argentina se registran afectando negativamente a la salud humana y de los animales domésticos a la ya mencionada *Cochliomyia hominivorax*, que es biontófaga obligada y causante de las miasis más severas en el hombre (Guimarães *et al.*, 1983; Mariluis *et al.*, 1995). Se suma además a *Lucilia sericata*, que se ha registrado en el país como parásita facultativa (Mariluis & Guarnera, 1983), aunque por lo general se trata de una forma típicamente necrobiontófaga hallada con cierta frecuencia en casos clínicos de miasis (Visciarelli *et al.*, 2007). Otras especies necrobiontófagas presentes en el país, y registradas como causantes de miasis son *Calliphora vicina*, *Chrysomya albiceps*, *Chrysomya chloropyga*, *Chrysomya megacephala*, *Cochliomyia macellaria*, *Lucilia cuprina* y *Protophormia terraenovae* (James, 1947).

Transmisión de enfermedades. Existen dos causas principales que, en conjunto, le otorgan a las Calliphoridae un importante papel como transmisores de enfermedades. En primer término, debido a que frecuentan distintos tipos de materia orgánica en descomposición (ej. heces, cadáveres, basura). Por otro lado, algunas especies viven en estrecha asociación con el hombre y sus asentamientos (característica denominada sinantropía). De esta forma, la vinculación que establecen las moscas entre los focos de infección con el hombre y sus productos les confieren un potencial sanitario significativo.

A diferencia de otros dípteros que actúan como verdaderos vectores, los cuales son hematófagos y que permiten completar el ciclo de vida del parásito de manera específica, las moscas actúan vehiculizando virus, bacterias, protozoarios o helmintos de manera inespecífica (Greenberg, 1971; Graczyk *et al.*, 2001). Por ello reciben la denominación de vectores mecánicos. Las moscas transportan los patógenos sobre su exoesqueleto (adheridos especialmente a las piezas bucales, setas y tarsos) o en el tracto digestivo, produciéndose la transmisión por desadherencia, a través de las

deposiciones fecales o por regurgitación (Graczyk *et al.*, 2005).

Las Calliphoridae han sido reportadas como vehiculizadoras de bacterias enteropatogénicas (Paraluppi *et al.*, 1996). Las moscas del género *Chrysomya* se presentan como un serio problema ya que se las ha detectado transportando importantes agentes causantes de gastroenteritis como son *Shigella* y *Salmonella* (Furlaneto *et al.*, 1984). Entre otros ejemplos, se ha hallado que *Chrysomya megacephala* puede transportar oocistos de *Toxoplasma gondii* adheridos a partir del contacto con heces de gatos domésticos (Wallace, 1971). Esta misma especie se verificó como importante vehiculizadora de huevos de helmintos (*Ascaris* sp., *Toxacaris* sp., *Toxocara* sp. y *Trichuris* sp., entre otros) presentes sobre el exoesqueleto y en el contenido intestinal (Oliveira *et al.*, 2002).

En la Argentina existen varias especies con marcada tendencia a la sinantropía, principalmente *Calliphora vicina*, *Lucilia sericata*, *Chrysomya megacephala*, *Chrysomya albiceps* y *Chrysomya chloropyga* (Mariluis & Schnack, 1989; Mariluis *et al.*, 1990; Schnack *et al.*, 1995; Mariluis *et al.*, 2008), dependiendo su importancia según la región que se trate (Schnack & Mariluis, 1995: Mariluis & Schnack, 1996; Mariluis *et al.*, 2008). Sin embargo, poco se ha estudiado sobre las Calliphoridae y la transmisión de enfermedades en el medio local. Solamente en ambientes urbanos de la provincia de Buenos Aires se hallaron especímenes de *C. vicina* y *P. sericata* vehiculizando huevos de *Taenia* y quistes de *Entamoeba coli* y *Giardia lamblia* (Mariluis *et al.*, 1989).

Indicadores forenses. La entomología forense estudia la fauna de artrópodos presente en un cadáver para datar e indagar las causas y circunstancias de un deceso. Las especies de Calliphoridae por ser necrófagas resultan de los más conspicuos integrantes de la fauna cadavérica. Usualmente un gran número de larvas puede encontrarse en los restos cadavéricos. Entre las principales fuentes de información que brindan estos dípteros se debe tener en cuenta la sucesión de especies que ocurre en el cadáver y las diferencias que ocurren entre cadáveres encerrados o al aire libre. En la Argentina, se han hallado distintas especies de Calliphoridae asociadas con la primera y/o segunda oleada (Oliva, 1997).

Es preciso destacar que en Argentina por su amplitud geográfica y climática la fauna cadavérica y sus procesos presenta patrones complejos, variando geográficamente, haciendo necesaria su caracterización en las distintas regiones del país atendiendo especialmente a los efectos que produce la humedad y temperatura presente en cada una de ellas (Oliva, 2002a). A modo de ejemplo se refiere que a *Ch. albiceps* se la registró alternativamente como parte de la primera o segunda oleada en cadáveres expuestos y encerrados, respectivamente (Oliva, 2002a). La complejidad del tema y su aplicación promueven un fértil campo de investigación en torno a las características de los ciclos de vida y la biología general de las especies.

Un cuarto aspecto de importancia se refiere al uso terapéutico de larvas para limpiar heridas y promover su cicatrización (Mumcuoglu, 2001). Dicha técnica, conocida usualmente como "maggot-therapy", fue utilizada durante la Primera Guerra Mundial, y ha tomado recientemente un nuevo impulso a partir de la última década del siglo XX. Las larvas de Calliphoridae actuarían en estos casos facilitando la eliminación de bacterias por excitación mecánica o ingestión de las mismas, producirían la eliminación de tejido necrótico y favorecerían la cicatrización (Oliva, 2002a). Entre las especies que han sido más utilizadas para este fin se encuentra *Lucilia sericata* (Mumcuoglu, 2001). La aplicación clínica de esta técnica, sin embargo, aun no resulta muy extendida.

Clave para las especies de Calliphoridae de la Argentina

1- Espiráculo posterior con placa estigmática dividida (Fig. 1a).....**2**
- Espiráculo posterior con placa estigmática de una sola pieza con hendidura superior (Fig. 1b)..... ***Mesembrellinae*.....*Mesembrinella bellardiana***

2- Vena basal setosa en la cara superior (Fig. 2).....**3**
- Vena basal desnuda en la cara superior.....**17**

3- Vena basal setosa en la cara inferior..... ***Toxotarsina*.....2 3**
- Vena basal desnuda en la cara inferior.....**4**

4- Escutelo post-sutural aplanado centralmente; caliptra inferior desnuda;..... ***Phorminae*.....*Protophormia terraenovae***
- Escutelo post-sutural convexo; caliptra inferior pilosa en toda su superficie o en su porción basal (excepto Chloroprocta idioidea) (Fig. 3);.....***Chrysomyinae*.....5**

5- Palpos cortos, filiformes, no sobresaliendo del borde oral (Fig. 4).....**6**
- Palpos largos, usuales, alcanzando claramente el borde oral (Fig. 5).....**7**

6- Placa fronto-orbital con pelos claros entre hilera frontal de setas y margen ocular; macho con basicosta y patas amarillo-anaranjadas o castaño anaranjadas; hembra con una o dos setas fronto-orbitales proclinadas (Fig. 6).....***Cochliomyia macellaria***
- Placa fronto-orbital con pelos negros entre hilera frontal de setas y margen ocular; macho con basicosta y patas negras; hembra sin setas fronto-orbitales proclinadas.....***Cochliomyia hominivorax***

7- Ampolla mayor cubierta con larga pilosidad (Fig. 1c).....**8**
- Ampolla mayor cubierta con corta pilosidad (Fig. 1d).....**10**

8- Espiráculo protorácico blanco; antena negra.....**9**
- Espiráculo protorácico castaño; antena marrón a rojiza.....***Chrysomya megacephala***

9- Seta proepimeral (o estigmática) ausente; cuatro a seis setas proepisternales; gena en vista ventral amarillo o anaranjado oscuro.....***Chrysomya albiceps***
- Seta proepimeral (o estigmática) presente; una seta proepisternales (a veces otra pequeña) (Fig.7); gena en vista ventral negruzca.....***Chrysomya chloropyga***

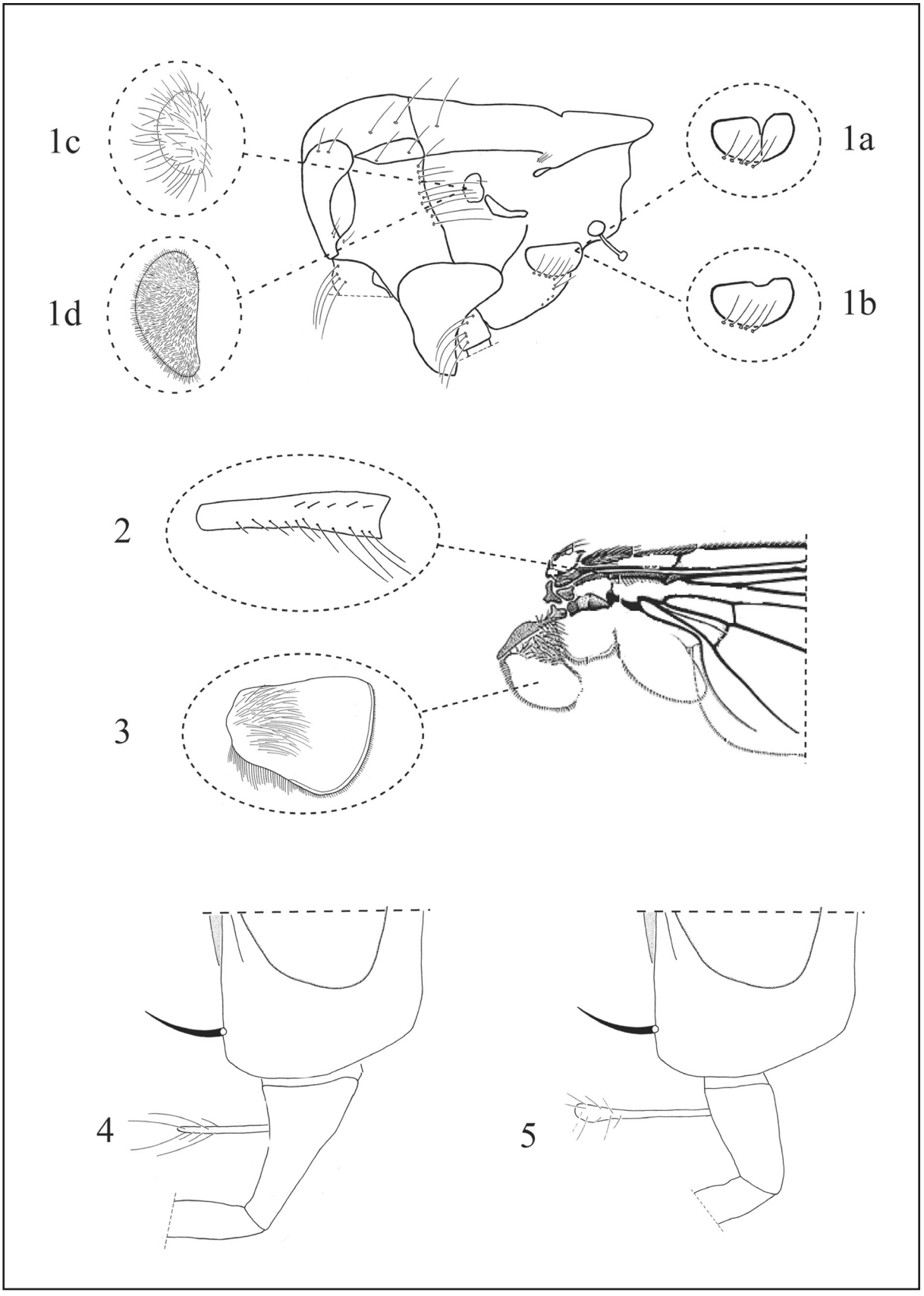
10- Parafacialia setulosa.....**11**
- Parafacialia desnuda.....**12**
11- Caliptra inferior blanca; fémur anterior en vista dorsal oscuro o negruzco en toda su extensión; macho con omatidias de la porción frontal de tamaño menor a la distancia entre los ojos (Fig. 8).....***Compsomyiops fulvicrura***
- Caliptra inferior ahumada u oscura; fémur anterior en vista dorsal oscuro en su porción distal, resto testáceo; macho con omatidias de la porción frontal de tamaño mayor a la distancia entre los ojos (Fig. 9).....***Compsomyiops verena***
12- Caliptra inferior setulosa en su cara superior; alas hialinas.....**13**
- Caliptra inferior desnuda en su cara superior; alas no hialinas.....**14**
13- Tórax en vista dorsal-posterior con tres franjas oscuras; parte inferior de la placa fronto orbital con setulosidad de color negro.....***Paralucilia pseudolyrcea***
- Tórax en vista dorsal-posterior con dos franjas oscuras, la central ausente o incompleta. Parte inferior de la placa fronto orbital con setulosidad pálida.....***Paralucilia fulvinota***
14- Alas con dos manchas ahumadas, una gran mancha en la porción apical y otra restringida a la celda costal (Fig. 10); base del abdomen con coloración amarilla, de extensión variable; macho con omatidias de tamaño similar (Fig. 12).....**15**
- Alas ahumadas solamente en el borde costal (Fig. 11); base del abdomen de color marrón, el resto similar al tórax; macho con omatidias inferiores de menor tamaño a las superiores (Fig. 13).....***Chloroprocta idioidea***
15- Ancho de la parafacialia en vista lateral similar al ancho del flagelómero (Fig. 14); vena costal ventralmente setulosa hasta el ápice de R_1.....***Hemilucilia souzalopesi***
- Ancho de la parafacialia en vista lateral menor al ancho del flagelómero (Fig. 15); vena costal ventralmente setulosa hasta el ápice de la subcosta.....**16**
16- Espiráculo metatorácico castaño oscuro, no resaltando del color de fondo; lóbulo post-pronotal y mesopleura totalmente verde o azulado metálico; tégula negra.....***Hemilucilia semidiaphana***
- Espiráculo metatorácico blanco amarillento, contrastando claramente del color de fondo; lóbulo post-pronotal y mesopleura amarillos; tégula amarilla.....***Hemilucilia segmentaria***
17- Parafacialia setulosa; caliptra inferior pilosa dorsalmente.....***Calliphorinae***.....**18**
- Parafacialia desnuda; caliptra inferior desnuda....**19**
18- Basicosta amarilla o amarillo anaranjada; gena rojiza, por lo menos sobre la mitad anterior.....***Calliphora vicina***
- Basicosta negra; gena totalmente negra..... .....***Calliphora nigribasis***
19- Con tres setas acrosticales postsuturales.....**20**
- Con dos setas acrosticales postsuturales.....**21**
20- Esclerito medio occipital con dos a cinco setas paraverticales debajo de la seta vertical interna (Fig 16a); notopleura con numerosas sétulas acompañando a las setas notopleurales.....***Lucilia sericata***
- Esclerito medio occipital con una seta paravertical debajo de la seta vertical interna (Fig. 16b); notopleura con escasas (4 ó 5) sétulas acompañando a las setas notopleurales.....***Lucilia cuprina***
21- Tórax en vista dorsal posterior sin microtomentum (pruinosidad) entre los lóbulos post-pronotales.....***Lucilia eximia***
- Tórax en vista dorsal posterior con microtomentum blanquecina entre los lóbulos post-pronotales.....**22**
22- Caliptra inferior castaña a negruzca con borde castaño oscuro; coloración general azul oscuro metalizado (semejante a Calliphora).....***Lucilia peruviana***
- Caliptra inferior blanca a marrón con bordes oscurecidos; coloración verde azulada..... .....***Lucilia cluvia***
23- Setas acrosticales post-suturales ausentes.... .....***Sarconesia chlorogaster***
- Setas acrosticales post-suturales presentes.....**24**
24- Gran tamaño (12-16 mm); patas cubiertas con pilosidad larga y densa (Fig. 17); machos con basitarso abultado apicalmente en la pata media.....***Neta chilensis***
- Menor tamaño (7-11 mm); patas cubiertas con pilosidad normal (Fig. 18); machos con basitarso normal en la pata media.....**25**
25- Abdomen de color uniforme, verde-azulado metalizado; caliptra inferior negruzca oscura.....***Sarconesiopsis magellanica***
- Abdomen de coloración no uniforme, con manchas violáceas y doradas; caliptra inferior marrón clara.....***Chlorobrachycoma versicolor***

Calliphoridae de la Argentina

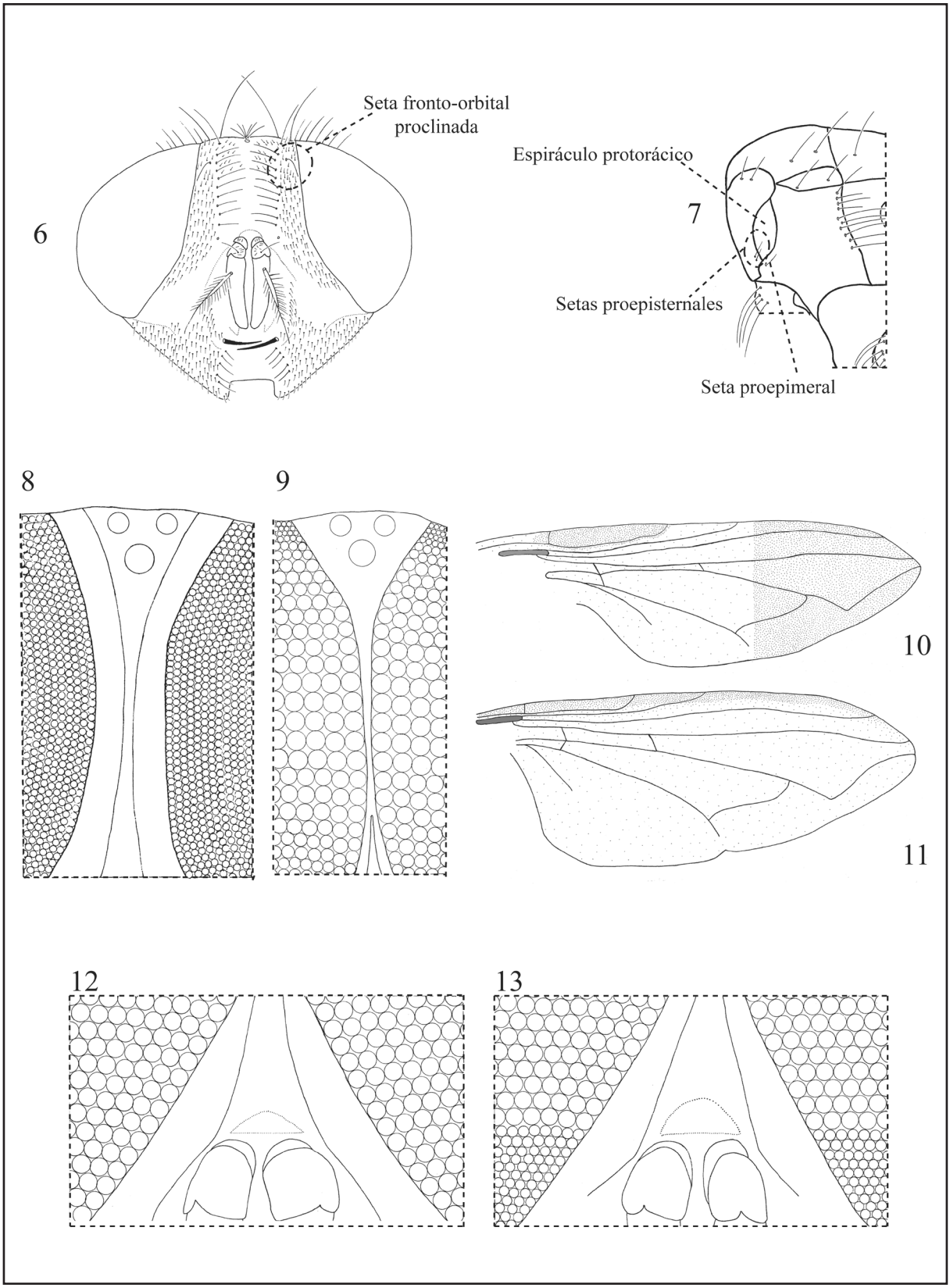
El estudio de la fauna argentina se inicia con los aportes realizados por Shannon & Del Ponte (1926) y García (1952, 1959), brindando datos para la diagnosis de las principales especies y su distribución. El primer trabajo de conjunto sobre la familia lo realiza Mariluis (1982), dedicado a la morfología de adultos de aquellas especies presentes en el país. Este último realizó posteriormente algunas de las mayores contribuciones taxonómicas sobre los principales géneros neotropicales y en el ámbito local contribuyó con información sobre su distribución (Mariluis & Mulieri, 2003), claves dicotómicas (Mariluis & Schnack, 2002) y descripción de los estadios larvales de algunas especies (Mariluis, 1980, 1989; Mariluis & Ávalos, 1987).

De acuerdo con la información obtenida a partir de los trabajos de Guimarães (1977) y Mariluis & Schnack (2002), el número de Calliphoridae citadas para la Argentina es de 26 especies y 14 géneros, acumulando aproximadamente el 30% del total de especies y un 60% de los géneros neotropicales. La riqueza de especies presentes en el país no llega por lo tanto al 3% del total en el mundo.

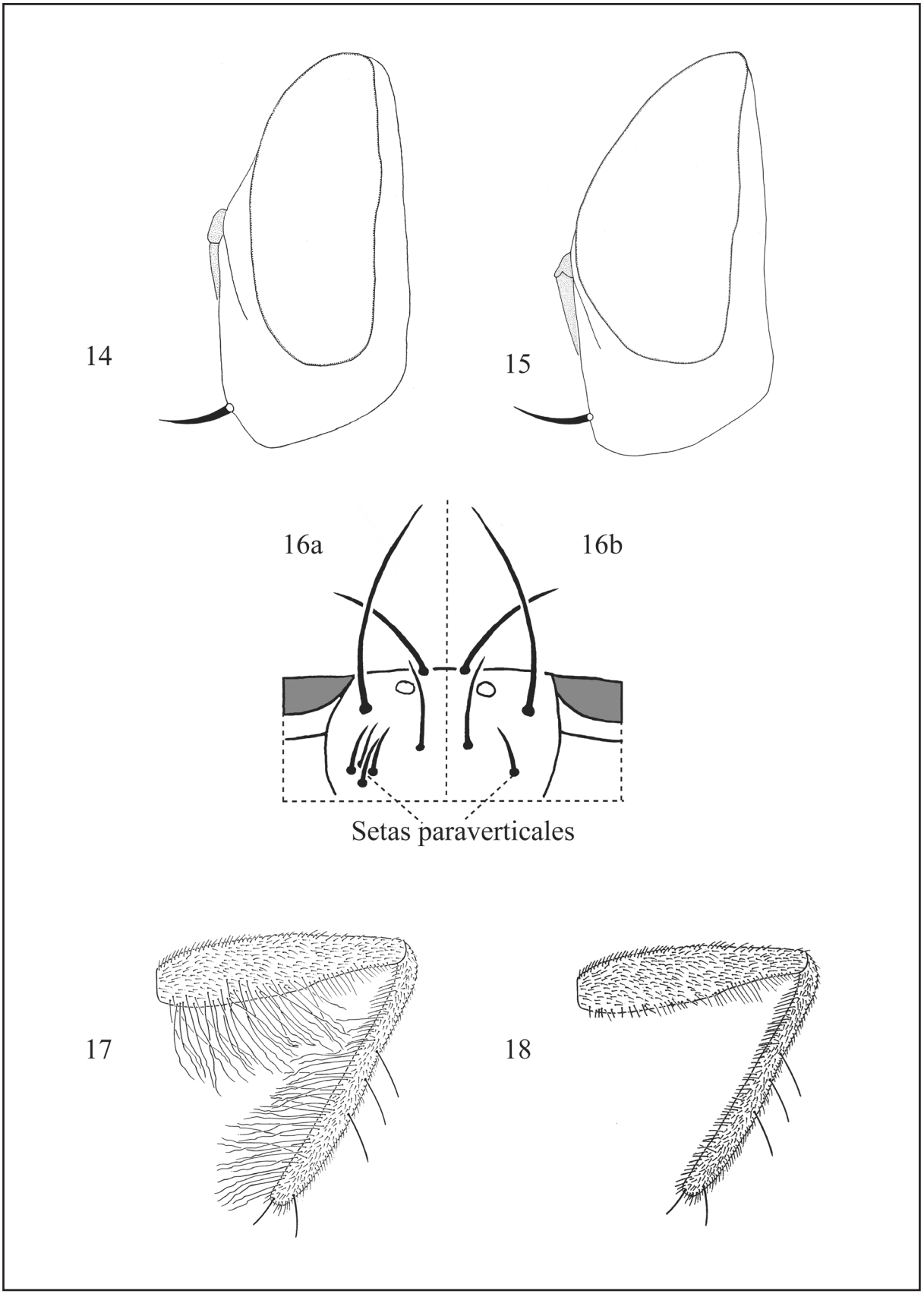
En dicho contexto, Toxotarsinae es una pequeña subfamilia exclusivamente Neotropical (10 especies) cuya distribución es predominantemente andino-patagónica (Mariluis & Peris, 1984; Dear, 1985). Se halla representada en el país por cuatro especies, *Neta chilensis* endémica del bosque templado patagónico, *Chlorobrachycoma*



Figs 1-5. 1a, placa estigmática del espiráculo posterior de Calliphoridae no Mesembrinellinae; 1b, placa estigmática del espiráculo posterior de Mesembrinellinae; 1c-1d, ampolla mayor; 2, vena basal; 3, caliptra inferior; 4, palpos maxilares cortos, filiformes (*Cochliomyia*); 5, palpos maxilares largos, usuales.



Figs 6-13. 6, vista anterior de la cabeza de *Cochliomyia macellaria*; 7, vista lateral de la porción anterior del tórax de Calliphoridae; 8, vista anterior de la omatidias de *Compsomyiops fulvicrura*; 9, vista anterior de la omatidias de *Compsomyiops verena*; 10, vista dorsal del ala derecha de *Hemilucilia* spp.; 11, vista dorsal del ala derecha de *Chloroprocta idioidea*; 12, vista anterior de la omatidias de *Hemilucilia* spp.; 13, vista anterior de la omatidias de *Chloroprocta idioidea*.



Figs 14-18. 14, vista lateral de la cabeza de *Hemilucilia souzalopesi*; 15, vista lateral de la cabeza de *Hemilucilia* spp.; 16a, setas paraverticales de *Lucilia sericata*; 16b, setas paraverticales de *Lucilia cuprina*; 17, fémur y tibia de *Neta chilensis*; 18, fémur y tibia de *Sarconesiopsis magellanica* o *Chlorobrachycoma versicolor*.

versicolor y *Sarconesiopsis magellanica*, distribuidas a lo largo de las áreas andinas y patagónicas, y *Sarconesia chlorogaster* ocupando buena parte del territorio argentino, incluyendo áreas de la región pampeana y chaqueña (Mariluis & Mulieri, 2003).

Entre las Chrysomyinae, se hallan 14 especies en la Argentina de las 27 presentes en la región. Los géneros *Hemilucilia* y *Chloroprocta* son típicos del dominio Amazónico, hallándose en el país tres especies del primero y una sola del segundo, ambos en la provincia Paranaense (Mariluis & Mulieri, 2003). De las especies de *Paralucilia*, *P. fulvinota* es exclusiva de la provincia Paranaense en Misiones, mientras que *P. pseudolyrcea* posee distribución más amplia, ocupando hasta el noreste bonaerense y habitando también en las Yungas (Mariluis & Mulieri, 2003). Entre las especies del género *Compsomyiops*, *C. verena* es exclusiva de las Yungas y sierras de Córdoba, y *C. fulvicrura* ocupa casi todo el territorio argentino (Mariluis & Mulieri, 2003), siendo especialmente abundante en la estepa patagónica (Mariluis *et al.*, 2008). Dos especies de *Cochliomyia* (*C. hominivorax* y *C. macellaria*) se distribuyen principalmente en la mitad norte del país. Entre los Chrysomyinae existen además elementos sinantrópicos, hallándose tres especies de *Chrysomya* en el centro-norte del país (Schnack & Mariluis, 1995), cuyo rango de distribución experimenta un progresivo aumento en dirección sur-oeste (Centeno, 1998). La especie holártica *Protophormia terraenovae* ha sido detectada en forma reciente en América del Sur, restringida al extremo sur de la Argentina (Tierra del Fuego y Santa Cruz) y Chile, así como en algunas islas del Atlántico Sur (Mariluis & Schnack, 2005).

De las Calliphorinae se conocen solamente nueve especies para la región, dos de las cuales se hallan en la Argentina: *Calliphora vicina* que es sinantrópica y cosmopolita, y *Calliphora nigribasis* como elemento exclusivamente neotropical, aunque poco estudiada (Mariluis & Mulieri, 2003).

La subfamilia Luciliinae presenta dos géneros y 16 especies en el Neotrópico. El género *Lucilia* (= *Phaenicia*) es el único que se halla en la Argentina, y posee formas neotropicales ocupando las distintas provincias biogeográficas de los dominios Amazónico y Chaqueño principalmente (los casos de *L. peruviana*, *L. eximia* y *L. cluvia*), y elementos cosmopolitas de hábitos sinantrópicos (*L. cuprina* y *L. sericata*) (Mariluis & Mulieri, 2003).

Finalmente, Mesembrinellinae es una subfamilia exclusivamente neotropical, que posee 23 especies y cinco géneros (Peris & Mariluis, 1984; Bonatto & Marinoni, 2005). De ellas, solamente una especie alcanza la Argentina, *Mesembrinella bellardiana*, presente en las selvas Paranaense de Misiones y las Yungas de Jujuy (Guimarães, 1977). A pesar de la información recabada, permanecen aun sin estudiar la fauna de Calliphoridae de amplias áreas del centro y noroeste argentino, así como de la región Chaqueña.

En la Argentina el conocimiento sobre la biología de esta familia se concentró inicialmente en obtener información sobre el grado de afinidad de las especies con el hombre y las áreas urbanas. Dichos estudios han caracterizado las comunidades a lo largo de gradientes urbano-rurales en Buenos Aires (Schnack *et al.*, 1995), Misiones (Mariluis *et al.*, 1990) y en el oeste de la región Patagónica (Mariluis & Schnack, 1996; Schnack *et al.*, 1998), aplicando un índice de sinantropía (IS) para cada especie (Nuorteva, 1963). Investigaciones más recientes sobre fauna en gradientes urbano-rurales se concentran sobre las comunidades de Calliphoridae presentes en la Patagonia extra-andina (Schnack & Mariluis, 2004; Mariluis *et al.*, 2008). Por otra parte, se han caracterizado las fluctuaciones temporales y espaciales en la abundancia de adultos para algunas especies en Buenos Aires (Mariluis & Schnack, 1989) y Misiones (Mariluis *et al.*, 1990).

Cabe destacar que la atención que ha recibido la familia en relación con sus componentes sinantrópicos ha opacado el desarrollo de estudios en las áreas silvestres, aunque existen algunos trabajos que revisan la composición y abundancia relativa de Calliphoridae en áreas protegidas del bosque templado austral (Mariluis *et al.*, 1999) y la ribera platense (Mulieri *et al.*, 2006).

La relativamente buena resolución taxonómica de los adultos y el corpus de información biológica que se describió anteriormente ha resultado de utilidad práctica para los investigadores en entomología forense, y ha permitido el desarrollo creciente de investigaciones sobre fauna cadavérica (Oliva, 1997). En los últimos años se han publicado trabajos que incluyen a las Calliphoridae como indicadores forenses en distintas áreas geográficas (Oliva, 1997; Centeno *et al.*, 2002; Horenstein *et al.*, 2005). En tal sentido, el análisis morfológico de los estadios inmaduros, en general menos estudiado, ha cobrado un nuevo impulso en respuesta a los requerimientos de la disciplina forense (Oliva, 2002b; Trigo, 2006).

El estudio de las Calliphoridae causantes de miasis, en Argentina ha tenido sus primeros aportes hacia la mitad del siglo XX (Jorg, 1939; Del Ponte, 1959) y ha sido abordado nuevamente durante las últimas décadas, tanto en aspectos médicos (Mariluis & Guarnera, 1983; Oliva, 2002b; Duro *et al.*, 2007; Visciarelli *et al.*, 2007) como veterinarios (Mariluis *et al.*, 1994b), aunque en forma más o menos fragmentaria. No existen actualmente estudios a mayor escala sobre la incidencia de las miasis causadas por Calliphoridae.

Como ya se ha señalado, la transmisión de enfermedades, especialmente las entéricas y ciertas parasitosis, ha sido un campo muy poco explorado (Mariluis *et al.*, 1989). El hábito de frecuentar heces (Mulieri *et al.*, 2006) o plantas de tratamientos biosólidos (Labud *et al.*, 2003) que exhiben algunas especies ha sido preliminarmente tratado, por lo que se deben alentar futuros estudios para determinar el real impacto que estas moscas pueden alcanzar.

Conservación

Aunque *a priori* las Calliphoridae se pueden considerar como organismos a ser controlados, por su impacto sanitario negativo, cabe realizar algunas observaciones

relacionadas con su conservación. El primer punto a destacar es la transformación que producen sobre las comunidades de Calliphoridae nativas los sucesivos eventos de invasión (facilitados por el hombre) por parte de formas exóticas. En algunas localidades la prevalencia de especies cosmopolitas o invasoras recientes por sobre las nativas es dramática. En Río Grande (Tierra del Fuego) se detectó que un 85% del total de los individuos estudiados perteneció a este tipo de especies (Schnack & Mariluis, 2004).

Otro ejemplo se verificó en áreas silvestres del Parque Nacional Iguazú (Misiones), donde se registró que las especies de *Chrysomya* constituían el 20% de la muestra. En el caso de *Ch. albiceps* se conoce que sus estadios larvales son depredadores de otras larvas y que afectan diferencialmente a las especies nativas (Faria *et al.*, 1999). El estudio de estas comunidades de dípteros propone un modelo de interés en el marco de los procesos de invasión biológica, para observar como se ven afectados la dinámica y patrones de abundancia de las comunidades locales a lo largo del tiempo. Además, se cita como potencial especie en peligro a *Neta chilensis*, que constituye un endemismo del sector norte del bosque patagónico, dado que no ha sido registrada en los últimos estudios realizados en el área y cuyas larvas serían depredadas por el himenóptero invasor *Vespula germanica* (Mariluis & Schnack, 1996).

Las colecciones en la Argentina

Resulta escaso el material tipo de Calliphoridae en las colecciones nacionales. La mayor parte se halla actualmente depositada en el Departamento Vectores - ANLIS "Dr. Carlos G. Malbrán" que reúne el material que perteneciera al antiguo Instituto de Artropodología Sanitaria (recolectado sucesivamente por los Dres. Del Ponte y García) junto con una pequeña fracción de la colección aportada por el Dr. Mariluis. Por otro lado, la mayoría de los ejemplares recolectados por Mariluis y los ejemplares estudiados por E. E. Blanchard se hallan depositados en el Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia" (MACN).

Lista de taxónomos de Calliphoridae

Los siguientes entomólogos argentinos actualmente desarrollan investigaciones referidas a esta familia en diferentes temas:

Moira Battán Horenstein (ecología de comunidades, biología reproductiva). Cátedra de Diversidad Animal I, Laboratorio de Biología Reproductiva y Evolución, Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales, Universidad Nacional de Córdoba, Av. Vélez Sarsfield 299, 5000 Córdoba. moira_battan@yahoo.com.ar

Néstor Centeno (entomología forense). Universidad Nacional de Quilmes. Sáens Peña 352, Bernal (B1876BXD). ncenteno@unq.edu.ar

Adriana Oliva (entomología forense, miasis). Laboratorio de Entomología Forense, Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia", Av. A. Gallardo 470, C1405DJR Ciudad Autónoma de Buenos Aires. aoliva@macn.gov.ar

Juan C. Mariluis (taxonomía, miasis, ecología). Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia". Av. Angel Gallardo 470, C1405DJR Ciudad Autónoma de Buenos Aires. jcmariluis@yahoo.com.ar

Pablo Mulieri (ecología). Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia". Av. Angel Gallardo 470, C1405DJR Ciudad Autónoma de Buenos Aires. mulierii@yahoo.com.

Luciano D. Patitucci (ecología). Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia". Av. Angel Gallardo 470, C1405DJR Ciudad Autónoma de Buenos Aires. lpatitu@yahoo.com.ar

Agradecimientos

Los autores agradecen a Lucía Claps por permitirnos participar en el presente libro, al personal del ANLIS "Dr. Carlos G. Malbrán" por poner a disposición los recursos necesarios para la confección de este trabajo y al Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET).

Literatura citada

ANDERSON, D.L., M. SEDGLEY, J.R.T. SHORT & A.J. ALLWOOD. 1982. Insect pollination of mango in northern Australia *Mangifera indica*, includes *Apis mellifera*. *Aust. J. Agr. Res.* 33 (3): 541–548.

ARISTA, M., P.L. ORTIZ & S. TALAVERA. 1999. Apical pattern of fruit production in the racemes of *Ceratonia siliqua* (Leguminosae: Caesalpinioideae): Role of pollinators. *Am. J. Botany* 86 (12): 1708–1716.

BONATTO, S.R. & L. MARINONI. 2005. Gêneros e espécies novos de Mesembrinellinae (Diptera, Calliphoridae) da Costa Rica e Venezuela. *Rev. Brasil. Zool.* 22 (4): 883-890.

BURGESS, K.S., J. SINGFIELD, V. MELENDEZ, & P.G. KEVAN. 2004. Pollination bilogy of *Aristolochia grandiflora* (Aristolochiaceae) in Veracruz, México. *Ann. Missouri Bot. Garden* 91: 346–356.

CARVALHO, L.M.L, THYSSEN, P.J. LINHARES, A.X. & F.A.B. PALHARES. 2000. A Checklist of arthropods associated with pig carrion and human corpses in Southeastern Brazil. *Mem. Inst. O. Cruz* 95 (1): 135-138.

CENTENO, N. 1998. Extensión del rango distribucional de *Chrysomya* spp. en la Argentina (Diptera: Calliphoridae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 57(1-4): 137-138.

CENTENO, N., MALDONADO, M. & A. OLIVA. 2002. Seasonal patterns of arthropods occurring on sheltered and unsheltered pig carcasses in Buenos Aires province (Argentina). *Forensic Sci. Int.* 126: 63-70.

DEAR, J.P. 1979. A revision of Toxotarsinae (Diptera: Calliphoridae). *Pap. Av. Zool., São Paulo* 32: 145-182.

DEAR, J.P. 1985. A revision of the New World Chrysomyini (Diptera: Calliphoridae). *Rev. Brasil. Zool.* 3: 109-169.

DEL PONTE, E. 1959. *Manual de entomología médica y veterinaria argentinas*. Ediciones Librería del Colegio, Buenos Aires, 349 pp.

DURO, E. A., J. C. MARILUIS & P. R. MULIERI. 2007. Umbilical myiasis in a human newborn. *J. Perinatol.* 27 (4): 250-251.

FARIA, L.D.B., R. ORSI, L.A. TRINCA & W.A.C. GODOY. 1999. Larval predation by *Chrysomya albiceps* on *Cochliomyia*

macellaria, *Chrysomya megacephala*, and *Chrysomya putoria*. *Entomol. Exp. Appl.* 90: 149-155.

FURLANETTO, S.P.M., M.L.C. CAMPOS, C.M. HARSI, G.M. BURALLI, & K. ISHIATA. 1984. Microorganismos enteropatogênicos em moscas africanas pertenecentes ao gênero *Chrysomya* (Diptera: Calliphoridae) no Brasil. *Rev. Microbiol.* 15: 170-174.

GARCÍA, M. 1952. Consideraciones generales sobre el género *Cochliomyia* Townsend, 1916 y descripción de *C. fontanai* n. sp. (Diptera, Calliphoridae). *Publ. Inst. Reg. Entomol. Sanit.* 1-3: 68-80.

GARCÍA, M. 1959. Diptera Calliphoridae. *Primeras Jornadas Entomoepidemiológicas Argentinas* 2ª parte: 577-578.

GONZÁLEZ MORA, D., S.V. PERIS & J.C. MARILUIS. 1998. Notas sobre la taxonomía y distribución del género *Compsomyiops* Townsend, 1918 (Diptera, Calliphoridae). *Bol. Real Soc. Esp. Hist. Nat. (Secc. Biol.)* 94 (1-2): 15-21.

GRACZYK, T.K., R. KNIGHT, GILMAN, R.H. & M.R. CRANFIELD. 2001. The role of non-biting flies in the epidemiology of human infectious diseases. *Micr. Inf.* 3: 231-235.

GRACZYK, T.K., R. KNIGHT & L. TAMANG. 2005. Mechanical transmission of human protozoan parasites by insects. *Clin. Microbiol. Rev.* 18(1): 128-132.

GREENBERG, B. 1971. *Flies and Disease*. Princeton University Press, Princeton, New Jersey, 856p.

GREENBERG, B. & M.L. SZYSKA. 1984. Immature stages and biology of fifteen species of Peruvian Calliphoridae (Diptera). *Ann. Entomol. Soc. Amer.* 77: 488-517.

GRETCHEN, D.J. & D.J. STANLEY. 2001. The uses of pollen and its implication for Entomology. *Neotrop. Entomol.* 30(3): 341-350.

GUIMARÃES, J.H. 1977. A systematic revision of the Mesembrinellidae, stat. nov. (Diptera, Cyclorrhapha). *Arq. Zool., São Paulo* 29: 1-109.

GUIMARÃES, J.H., A.P. PRADO & A.X. LINHARES. 1978. Three newly introduced blowfly species in Southern Brazil (Diptera, Calliphoridae). *Rev. Brasil. Entomol.* 22 (1): 53-60.

GUIMARÃES, J.H., A.P. PRADO & G.M. BURALLI. 1979. Dispersal and distribution of three newly introduced species of *Chrysomya* Robineau-Desvoidy in Brazil (Diptera, Calliphoridae). *Rev. Brasil. Entomol.* 23 (4): 245-255.

GUIMARÃES, J.H., N. PAPAVERO & A.P. PRADO. 1983. As míases na região Neotropical (identificação, biologia, bibliografia). *Rev. Brasil. Zool.* 1 (4) 239-416.

HALL, D.G. 1948. *The blowflies of North America*. Thomas Say Foundation, 477p.

HORENSTEIN, M.B., M.I. ARNALDOS, B. ROSSO & M.D. GARCÍA. 2005. Estudio preliminar de la comunidad sarcosaprófaga en Córdoba (Argentina): Aplicación a la entomología forense. *An. Biol.* 25: 49-63.

HU, T., C.H. LEN, & B.S. LEE. 1995. The laboratory rearing and radiation effects of gamma ray on the pupae of *Chrysomya megacephala* (Fabricius). *Chin. J. Entomol.* 15: 103-111.

JAMES, M.T. 1947. *The flies that cause myiasis in man*. Miscellaneous Publication, United Status Department of Agriculture, Washington, D.C., 175p.

JAMES, M.T. 1970. A catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States. *Mus. Zool. Univ. São Paulo* 102: 1-28.

JORG, M.E. 1939. Miasis de úlcera por Calliphora vomitoria. Investigaciones sobre Dípteros argentinos. *Mis. Est. Patol.Reg.* 40: 76-77.

LABUD, V.A., L.G. SEMENAS, & F. LAOS. 2003. Diptera of sanitary importance associated with composting of biosolids in Argentina. *Rev. Saúde Públ.* 37 (6): 722-728.

LEHNEBACH, C.A. & A.W. ROBERTSON. 2004. Pollination ecology of four epiphytic orchids of New Zealand. *Ann. Bot.* 93: 773-781.

LUO, S., D. ZHANG & S.S. RENNER. 2007. Duodichogamy and androdioecy in the Chinese Phyllanthaceae *Bridelia tomentosa*. *Am J. Bot.* 94(2): 260-267.

MARILUIS, J.C. 1980. Ciclo biológico de *Neta chilensis* Walker, 1837 (Calliphoridae, Toxotarsinae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 39(3-4): 279-282.

MARILUIS, J.C. 1982. Contribución al conocimiento de los Calliphoridae de Argentina (Insecta, Diptera). *Opera Lilloana* 33: 1-58.

MARILUIS, J.C. 1989. Descripción de los estados evolutivos de *Phaenicia purpurescens* (Walker, 1837). (Calliphoridae, Calliphorinae, Luciliini). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 47 (1-4): 75-78.

MARILUIS, J.C. 1999. Presencia de *Protophormia terraenovae* (Robineau-Desvoidy, 1830) en Chile, Sud América (Calliphoridae, Chrysomyinae, Phormiini). *Bol. Real Soc. Esp. Hist. Nat. (Secc. Biol.)* 95(3-4): 73-75.

MARILUIS, J.C. & D.S. ÁVALOS. 1987. Contribución al conocimiento de los estadios del desarrollo de *Sarconesiopsis magellanica* (Le Guillou, 1842) (Diptera, Calliphoridae, Toxotarsinae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 44(3-4): 353-356.

MARILUIS, J.C. & E.A. GUARNERA. 1983. Miasis producida por *Phaenicia sericata* (Meigen, 1826). (Calliphoridae, Calliphorinae, Luciliini). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 42(1-4): 143-147.

MARILUIS, J.C. & P.R. MULIERI. 2003. The distribution of the Calliphoridae in Argentina (Diptera). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 62 (1-2): 85-97.

MARILUIS, J.C. & S.V. PERIS. 1984. Datos para una sinopsis de los Calliphoridae Neotropicales (Insecta, Diptera). *Eos* 60: 67-86.

MARILUIS, J.C. & J.A. SCHNACK. 1989. Ecology of the blow flies of an eusynanthropic habitat near Buenos Aires (Diptera, Calliphoridae). *Eos* 65 (l): 93-101.

MARILUIS, J.C. & J.A. SCHNACK. 1996. Elenco específico y aspectos ecológicos de Calliphoridae (Insecta, Diptera) de San Carlos de Bariloche, Argentina. *Bol. Real Soc. Esp. Hist. Nat. (Secc. Biol.)* 92(1-4): 203-213.

MARILUIS, J.C. & J.A. SCHNACK. 2002. Calliphoridae de la Argentina. Sistemática, ecología e importancia sanitaria (Diptera, Insecta). *In*: Salomón, O.D. (ed.), *Actualizaciones en Artropodología Sanitaria Argentina*, Fundación Mundo Sano, Buenos Aires, pp. 23-37.

MARILUIS, J.C. & J.A. SCHNACK. 2005. Introduction and spread of the Holarctic blow fly *Protophormia terraenovae* (Robineau-Desvoidy) (Diptera, Calliphoridae) in Patagonia and South Atlantic islands. *Biogeographica* 80 (1-4): 35-42.

MARILUIS, J.C., M.C. LAGAR & E.J. BELLEGARDE. 1989. Diseminación de enteroparasitos por Calliphoridae (Insecta, Diptera). *Mem. Inst. O. Cruz* 84 (IV): 349-351.

MARILUIS, J.C., J.A. SCHNACK, J. MUZÓN & G.R. SPINELLI. 1990. Moscas Calliphoridae y Mesembrinellidae de Puerto Iguazú. Composición específica y ecologia (Insecta, Diptera). *Graellsia* 46: 7-18.

MARILUIS, J.C., D. GONZÁLEZ MORA & S.V. PERIS. 1994a. Consideraciones sobre el género *Paralucilia* Brauer y Bergenstamm,1891. (Diptera, Calliphoridae). *Bol. Real Soc. Esp. Hist. Nat. (Secc. Biol.)* 91 (1-4): 15-18.

MARILUIS, J.C., J.A. SCHNACK, I. CERVERIZZO & C. QUINTANA. 1994b. *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel, 1858) and *Phaenicia sericata* (Meigen, 1826) parasiting domestic animals in Buenos Aires and vicinities (Diptera, Calliphoridae). *Mem. Inst. O. Cruz* 89(2): 139.

MARILUIS, J.C., O.A. MARTINO, J. AVILA, & T. ORDUNA. 1995. Miasis. Vol. 4l: 339-348. *In*: Martino, O.A. (ed.), *Temas de patología infecciosa*. Fundación Alberto J. Roemmers, pp. 462.

MARILUIS, J.C., J.A. SCHNACK, G.R. SPINELLI & J.MUZÓN. 1999. Calliphoridae (Diptera) de la Subregión Andino-Patagónica. Composición específica y abundancia relativa. *Bol. Real Soc. Esp. Hist. Nat. (Secc. Biol.)* 95 (3-4): 77-85.

MARILUIS J.C., J. SCHNACK, P.R. MULIERI & L.D. PATITUCCI. 2008. Calliphoridae (Diptera) from wild, suburban, and urban sites at three Southeast Patagonia localities. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 67 (1-2): 107-114.

MELLO, R.P. 1967. Contribuçao ao estudo dos Mesembrinellinae sul-americanos (Diptera, Calliphoridae). *Studia Entomol.* 10: 1-80.

MELLO, R.P. 1968. Contribuçao ao estudo do gênero *Paralucilia* Brauer y Bergenstamm, 1891 (Diptera, Calliphoridae). *Rev. Brasil. Biol.* 28: 117-192.

MELLO, R.P. 1969. Contribuçao ao estudo do gênero *Myiolucilia* Hall (Diptera, Calliphoridae). *Studia Ent.* 12 (1-4): 297-316.

MELLO, R.P. 1972. Revisao das espécies do gênero *Hemilucilia* Brauer, 1895 (Diptera, Calliphoridae). *Rev. Brasil. Biol.* 32 (4): 539-554.

MULIERI, P.R., J.P. TORRETTA, J.A. SCHNACK & J.C. MARILUIS. 2006. Calliphoridae (Diptera) of the coastline of Buenos Aires, Argentina: Species composition, numerical trends and bait's preference. *Entomol. News* 117(2): 139-148.

MUMCUOGLU, K.Y. 2001. Clinical applications for maggots in wound care. *Am. J. Clin. Dermatol.* 2 (4): 219-227.

NUORTEVA, P. 1963. Synanthropy of Blowflies (Dipt., Calliphoridae) in Finland. *Ann. Entomol. Fenn.* 29: 1-49.

OLIVA, A. 1997. Insectos de interés forense de Buenos Aires (Argentina). Primera lista ilustrada y datos bionómicos. *Rev. Mus. Arg. Cienc. Nat. "Bernardino Rivadavia"* 7: 13-59.

OLIVA, A. 2002a. Miasis en Argentina. *En*: Salomón, O.D. (ed.), *Actualizaciones en Artropodología Sanitaria Argentina*, Fundación Mundo Sano, Buenos Aires, pp. 45-50.

OLIVA, A. 2002b. Diptera de interés forense o causantes de miasis. Claves artificiales para estadíos inmaduros. *En*: Salomón, O.D. (ed.), *Actualizaciones en Artropodología Sanitaria Argentina*, Fundación Mundo Sano, Buenos Aires, pp. 51-60.

OLIVEIRA, C.V., R.P. MELLO & J.M. d´ALMEIDA. 2002. Dipteros muscóides como vectores mecânicos de ovos de helmintos em jardim zoológico, Brasil. *Rev. Saúde Publ.* 36 (5): 614-620.

PAPE, T. & J.H. ARNAUD. 2001. *Bezzimyia* - a genus of native New World Rinophoridae (Insecta, Diptera). *Zool. Scripta* 30: 257-297.

PARALUPPI, N.D., J.C. VASCONCELOS, J.S. AQUINO, E.G. CASTELLÓN & M.S.B. SILVA. 1996. Calliphoridae (Diptera) in Manaus: IV. Bacteria isolated from blowflies collected in street markets. *Acta Amaz.* 26(1-2): 93-96.

PERIS, S.V. & J.C. MARILUIS. 1984. Notas sobre Mesembrinellidae. *Eos* 60: 251-265.

PERIS, S.V. & J.C. MARILUIS. 1990. Notas sobre Chrysomyinae Neotropicales, especialmente Hemilucilia Brauer, 1895 (Diptera: Calliphoridae). *Eos* 65 (2): 203-208.

ROGNES, K. 1997. The Calliphoridae (blowflies) (Diptera: Oestroidea) are not a monophyletic group. *Cladistics* 13: 27-68.

SCHNACK, J.A. & J.C. MARILUIS. 1995. Status of *Chrysoma* blowflies (Diptera-Calliphorídae) in Argentina. *J. Vector Ecol.* 20 (2): 189-194.

SCHNACK, J.A. & J.C. MARILUIS. 2004. Calliphoridae (Diptera) from Southeastern Argentinean Patagonia: Species composition and abundance. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 63 (1-2): 85-91.

SCHNACK, J.A., J.C. MARILUIS, N. CENTENO & J. MUZÓN. 1995. Composición específica, ecología y sinantropía de Calliphoridae (Insecta, Diptera) en el gran Buenos Aires. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 54 (1-4): 161-171.

SCHNACK, J.A., J.C. MARILUIS, G.R. SPINELLI & J. MUZÓN. 1998. Ecological aspects on urban blowflies in midwest Argentinean Patagonia (Diptera: Calliphoridae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 57 (1-4): 127-130.

SHANNON, R. & E. DEL PONTE. 1926. Sinopsis parcial de los Muscoideos Argentinos. *Rev. Inst. Bacteriol. Buenos Aires* 4 (5): 1-48.

SHEWELL, G. 1987. 106 Calliphoridae. *En* J. F. McAlpine, (ed.), *Manual of Nearctic Diptera.Vol. 2.* Research Branch, Agriculture Canada, Monograph 28, pp.1133–1145.

TARODA, N. & P.E. GIBBS. 1982. Floral biology and breeding system of *Sterculia chicha* St Hil (Sterculiaceae). *Nevj Ptiytot.* 90: 735-743.

TOWNSEND, C.H.T. 1935. *Manual of Myiology 2*. Townsend & Filhos, São Paulo, 208 p.

TRIGO, V. 2006. Descripción de las larvas II, III y el pupario de *Compsomyiops fulvicrura* (Diptera: Calliphoridae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 63 (3-4): 87-99.

VISCIARELLI, E., S. COSTAMAGNA, L. LUCCHI & N. BASABE. 2007. Miasis humana en Bahía Blanca, Argentina. Período 2000 / 2005. *Neotrop. Entomol.* 36 (4): 605-611.

WALLACE, G.D. 1971. Experimental transmission of *Toxoplasma gondii* by filth-flies. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 20: 411-413.

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.

Apéndice 1. Lista de especies y géneros presentes en la Argentina. (Actualizada a diciembre del 2012).

Chrysomyinae
Chloroprocta idioidea (Robineau Desvoidy 1830)
Chrysomya albiceps (Wiedeman 1819)
Chrysomya chloropyga (Wiedemann 1818)
Chrysomya megacephala (Fabricius 1794)
Cochliomyia hominivorax (Coquerel 1858)
Cochliomyia macellaria (Fabricius 1775)
Compsomyiops fulvicrura (Walker 1830)
Compsomyiops verena (Walker 1849)
Hemilucilia segmentaria (Fabricius 1805)
Hemilucilia semidiaphana (Rondani 1850)
Hemilucilia souzalopesi Mello 1972
Paralucilia fulvinota (Bigot 1877)
Paralucilia pseudolyrcea (Mello 1969)
Phormiinae
Protophormia terraenovae (Robineau-Desvoidy 1830)
Calliphorinae
Calliphora nigribasis Macquart 1851
Calliphora vicina Robineau-Desvoidy 1830
Luciliinae
Lucilia cluvia (Walker 1849)
Lucilia cuprina (Wiedemann 1830)
Lucilia eximia (Wiedemann 1819)
Lucilia peruviana Robineau-Desvoidy 1830
Lucilia sericata (Meigen 1826)
Mesembrinellinae
Mesembrinella bellardiana Aldrich 1922
Toxotarsinae
Chlorobrachycoma versicolor (Bigot 1857)
Neta chilensis (Walker 1837)
Sarconesia chlorogaster (Wiedemann 1830)
Sarconesiopsis magellanica (Le Guillou 1842)

SARCOPHAGIDAE

***Cátia Antunes de MELLO-PATIU**
****Juan Carlos MARILUIS**
***Karlla Patrícia SILVA**
****Luciano D. PATITUCCI**
****Pablo R. MULIERI**

*Departamento de Entomología, Museu Nacional/ UFRJ, Quinta da Boa Vista, São Cristóvão, 20940-040, Rio de Janeiro, RJ, Brasil.
catiapatiu@oi.com.br
karlla-patricia@bol.com.br

**Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia". Av. Angel Gallardo 470, C1405DJR Buenos Aires, Argentina.
jcmariluis@yahoo.com.ar
lpatitu@yahoo.com.ar
mulierii@yahoo.com.ar

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Sarcophagidae incluye especies de tamaño pequeño a grande (2-23 mm), de coloración predominantemente gris con pruinosidad (microtomentum) plateada o dorada, presentando tres fajas longitudinales oscuras en el tórax y manchas abdominales formando un patrón en "tablero de ajedrez". Las hembras realizan posturas de larvas y poseen terminalia acortados, sin formar un ovipositor telescopado. Las larvas se caracterizan por sus espiráculos posteriores situados en una depresión. La mayoría de las especies se alimentan y/o crían sus larvas sobre materia orgánica en descomposición, aunque algunas son parasitoides y unas pocas especies causan miasis en vertebrados. La fauna argentina incluye, hasta el momento, 131 especies y 25 géneros, de las cuales 41 son endémicas. Como ocurre en el resto de la región Neotropical, el número real de especies debe ser mayor, resultando necesario un mayor número de recolecciones e incentivo en la formación de nuevos taxónomos.

Abstract

Sarcophagidae include small to large species (3 -20 mm), mostly gray color with silver or golden pruinosity, presenting three dark bands on the thorax and checkered pattern on the abdomen. Females lay larvae and their terminalia are short, not forming a telescopic ovipositor. Larvae have the posterior spiracles sunken in a depression. Most species feed and/or breed their larvae in decomposed organic matter, but there are some parasitoids and few myiasis-causing species. The Argentinean fauna includes 131 species and 25 genera recorded until now, of which 41 are endemic species. As in the rest of the Neotropical region, this number may be higher and points out the necessity of more collections and the motivation to prepare new taxonomists.

Introducción

Los dípteros caliptrados de la familia Sarcophagidae han sido incluidos en la superfamilia Oestroidea, que reúne también a Calliphoridae, Tachinidae, Oestridae y Rhinophoridae (Griffiths, 1972; McAlpine, 1989; Pape, 1992; Rognes, 1997). De acuerdo con Pape (1992), se reconocen dos clados en Oestroidea, en uno de ellos Sarcophagidae constituyen el grupo hermano de Tachinidae.

Los sarcofágidos adultos e inmaduros poseen una morfología general bastante uniforme, aunque resultan fácilmente identificables en comparación con otras familias de dípteros muscoideos. Poseen coloración grisácea con tres fajas longitudinales oscuras en el mesonoto, presentan setas en serie en el meron y subescutelo poco desarrollado (Shewell, 1987). Las larvas pueden reconocerse, principalmente, porque poseen los espiráculos posteriores ubicados en una profunda depresión o concavidad (Lopes, 1982; Shewell, 1987). Las hembras son ovovivíparas y realizan posturas de larvas, no de huevos, ya que el huevo embrionado se rompe en el oviducto poco antes o inmediatamente posterior a la postura (Meier *et al.*, 1999). Aunque resulta sencillo distinguir a los adultos e inmaduros de

esta familia en relación con otros dípteros, la distinción entre géneros y especies es compleja, por basarse casi exclusivamente en caracteres de las genitalia de los machos; las hembras resultan de identificación más difícil por ser poco estudiadas y muchas se desconocen completamente (Mello-Patiu & Azevedo, 1998; Mello-Patiu & Santos, 2001). El estado del conocimiento sobre la morfología de los estadios larvales es incipiente y ha recibido poca atención (Lopes, 1982), siendo imposible todavía la identificación segura de las larvas.

Son conocidas cerca de 3100 especies de sarcofágidos (Brown *et al.*, 2009), distribuidas por todas las regiones biogeográficas, aunque la mayor diversidad es observada en las regiones tropicales (Pape, 1996). En la región Neotropical, las Sarcophaginae presentan la mayor diversidad de especies (Lopes, 1969a; Pape, 1996; Pape *et al.*, 2009). Los sarcofágidos desarrollan hábitos variados, aunque la mayoría de las especies son saprófagas, algunas son parasitoides, obligatorias o facultativas, y unas pocas se encuentran involucradas en miasis (Shewell, 1987; Stevens *et al.*, 2006). Si bien se reconoce la diversidad de hábitos, la biología de muchos grupos aun se desconoce, lo que hace imposible el uso de caracteres bionómicos en la separación y caracterización de los diferentes taxones. De esta forma, por las características morfológicas y biológicas, han existido diferencias de opinión en cuanto a su clasificación, siendo aun escasas las claves de identificación (Mello-Patiu & Pape, 2000; Mello-Patiu, 2002; Pape & Mello-Patiu, 2006).

En las clasificaciones tradicionales, la familia se divide en dos subfamilias, Miltogramminae y Sarcophaginae (Roback, 1954; Downes, 1955, 1965); en cuatro subfamilias, Miltogramminae, Macronychiinae, Paramacronychiinae y Sarcophaginae (Lopes, 1969a, 1982); o bien en cinco subfamilias, por subdivisión de Macronychiinae en Eumacronychiinae y Paramacronychiinae (Verves, 1998). Pape (1992, 1996) propuso clasificarlos en tres subfamilias: Miltogramminae, Paramacronychiinae y Sarcophaginae, considerando a las dos últimas como grupos hermanos. En su esquema clasificatorio, Lopes (1969a, 1982) dividió a las subfamilias en tribus y géneros menores, mientras que Pape (1996) prefirió agruparlas en géneros más amplios, divididos en subgéneros. Independientemente del tipo de clasificación utilizada (tribu o género), la mayoría de los grandes grupos que reconocen ambos autores son similares, por lo cual los autores subsiguientes han adoptado una u otra clasificación. Ambos sistemas clasificatorios se fundamentan principalmente en la similitud morfológica de la genitalia de los machos y en datos sobre la biología. En su catálogo mundial, Pape (1996) reubica a las especies solamente en 108 géneros, mientras que anteriormente eran reconocidos casi 400 (Shewell, 1987), aunque puntualiza que la clasificación propuesta dista de ser estable debido a que la monofilia de la mayoría de los géneros aun no ha sido corroborada.

En la región Neotropical, las Sarcophagidae están representadas aproximadamente por 840 especies y 58 géneros. Entre las especies neotropicales conocidas, cerca de 30 especies (en siete géneros) corresponden a Miltogramminae, solamente una a Paramacronychiinae (endémica de las Islas Galápagos) y más de 800 (en 50 géneros) a Sarcophaginae (Pape, 1996). En relación con los sarcofágidos neotropicales, Brown (2005) constata que sólo fueron descriptas, en promedio, 3,9 nuevas especies por año, basado en los datos obtenidos en el Zoological Record entre los años 1997 y 2003. Un factor limitante para el desarrollo de la taxonomía de los sarcofágidos, especialmente en la región Neotropical, ha sido sin duda la falta de especialistas. Ésto se ve reflejado en las colecciones de los museos que poseen pocos ejemplares identificados, con excepción del Museo Nacional de Río de Janeiro (Brasil – MNRJ) que conserva la colección de Hugo de Souza Lopes (Carvalho *et al.*, 2002), el especialista más importante en Sarcophagidae del siglo XX, que publicó más de 200 artículos científicos sobre esta familia (Oliveira, 1989). La mayoría de estos artículos abordan la fauna neotropical, incluyendo la de la Argentina.

Otro factor limitante para el conocimiento de los sarcofágidos reside en la falta de una clave de identificación para los géneros de la región, especialmente de Sarcophaginae. Cualquier intento de elaborar una clave deberá contemplar también el análisis de los terminalia masculinos, debido a que las pocas claves que utilizan caracteres externos han resultado inadecuadas si no se incluye una ilustración de los terminalia para confirmar la diagnosis (por ejemplo: Shewell, 1987). Consecuentemente, la dificultad para examinar y analizar los genitales por parte de investigadores no especializados ha sido uno de los principales factores por los cuales la familia ha sido soslayada en muchos estudios, los cuales constituirían importantes fuentes de material para las colecciones y de información para estudios sistemáticos y biogeográficos.

Con el objetivo de contribuir al conocimiento de la biodiversidad neotropical, se presenta el estado del conocimiento de Sarcophagidae de la Argentina, en forma sintética y actualizada, con información referida a todos los aspectos que involucran el estudio de estos dípteros, incluyendo una clave de identificación de géneros.

Aspectos biológicos fundamentales e importancia sanitaria y/o agroeconómica

Morfología. Moscas de cuerpo robusto y tamaño variable (de 2 a 23 mm). Coloración predominantemente grisácea, tórax y abdomen cubiertos con abundante pruinosidad (o microtomentum), presentando el primero una disposición en fajas longitudinales, mientras que el abdomen presenta habitualmente una disposición de manchas del tipo “tablero de ajedrez”. Por lo general la coloración de estas fajas o manchas varía según el ángulo de incidencia de la luz.

Cabeza generalmente de perfil subcuadrado a triangular, casi tan ancha como el tórax. Poseen aristas generalmente plumosas (aunque existen formas microciliadas o desnudas). Hileras de setas frontales pueden ser subparalelas, alcanzando la base antenal o fuertemente divergentes en su extremo anterior. Dos a cuatro setas orbitales proclinadas en posición exterior a las setas frontales, usualmente ausentes en los machos, que pre-

sentan una frente más estrecha, aunque no holóptica. Ocelares generalmente débiles. Parafacialias desnudas o con sétulas esparcidas. Cara cóncava y vibrisas bien desarrolladas. Gena setosa, postgena usualmente con setas pálidas. Postcráneo convexo (cóncavo en Miltogramminae). Probóscis corta y retráctil.

Tórax con quetotaxia desarrollada. Setas acrosticales presuturales usualmente no diferenciadas de las cilias de revestimiento, raramente muy desarrolladas, acrosticales postsuturales usualmente limitadas al par posterior. Dorsocentrales pre y postsuturales bien desarrolladas, postsuturales usualmente variando de 3 a 5 setas. Setas intra alares 1-2 + 1-2; supralares 1-2 + 3; 2-4 setas postpronotales (humerales); 2 notopleurales fuertes (primarias) en Miltogramminae, 4 (2 primarias y 2 subprimarias más delgadas) en la mayoría de las Sarcophaginae y 2 setas postalares. Escutelo con 2-3 pares de setas laterales; usualmente con un par pequeñas setas apicales, a veces un par de discales (subapicales). Setas proepisternales y proepimerales presentes; katepisternales 2-4 en línea o con las internas levemente por debajo. Setas infrasquamales presentes sobre el anatergito. Sutura coxopleural presente en Miltogramminae, ausente en Sarcophaginae. Pared postalar pilosa o desnuda.

Alas con caliptras bien desarrolladas; vena R1 a veces setosa dorsalmente; nodo de R4+5 setoso en caras superior e inferior, a veces con hilera superior continua hasta la vena transversa r-m. Vena M virando en dirección anterior formando un ángulo. Espina costal a veces presente.

Patas con abundantes setas. Fémur medio del macho, en algunos géneros, con un peine (ctenidium) en el ápice del margen póstero-ventral (Figs. 4 y 5). Hembras usualmente con área sensorial en cara posterior del fémur medio (u órgano de Fonseca) (Fonseca, 1953). Sarcophaginae con coxa posterior pilosa en el margen posterior, desnuda en Miltogramminae. Machos pueden presentar caracteres sexuales secundarios distintivos como patas medias y posteriores con mayor vellosidad, setas del tórax más largas y erectas, y tarsos ocasionalmente ornamentados.

Abdomen con cinco segmentos anteriores a las terminalia (preabdomen). Macho con quinto esternito hendido en la línea media, en forma de V o U. Tergito 6 reducido (Miltogramminae) o ausente (Sarcophagidae). Syntergosternito 7+8 y epandrium formando arcos dorsales, usualmente de coloración rojiza. Surstylus alargado o corto, pregonito simple o modificado, postgonito con o sin cerda mediana grande. Phallus con o sin basiphallus articulado, distiphallus complejo y muy variable, pudiendo poseer una juxta (acrophallus) individualizada y un proceso ventral (vesica o ventralia) articulado y ornamentado. Hembras poseen terminalia cortas, como adaptación a la larviposición; en algunos casos de especies parasitoides, las terminalia se encuentran modificadas formando un ovolarvipositor corto y esclerotizado.

Los huevos generalmente eclosionan dentro del útero (o bolsillo incubatorio bilobulado) de la hembra, antes de producirse la larviposición, por lo que existen pocas descripciones sobre su morfología. Las larvas son blancas o amarillo pálidas, subcilíndricas, y se caracterizan por poseer los espiráculos posteriores en una profunda cavidad. Poseen además un esqueleto cefalofaríngeo desarrollado y bandas de dentículos en los segmentos abdominales y torácicos.

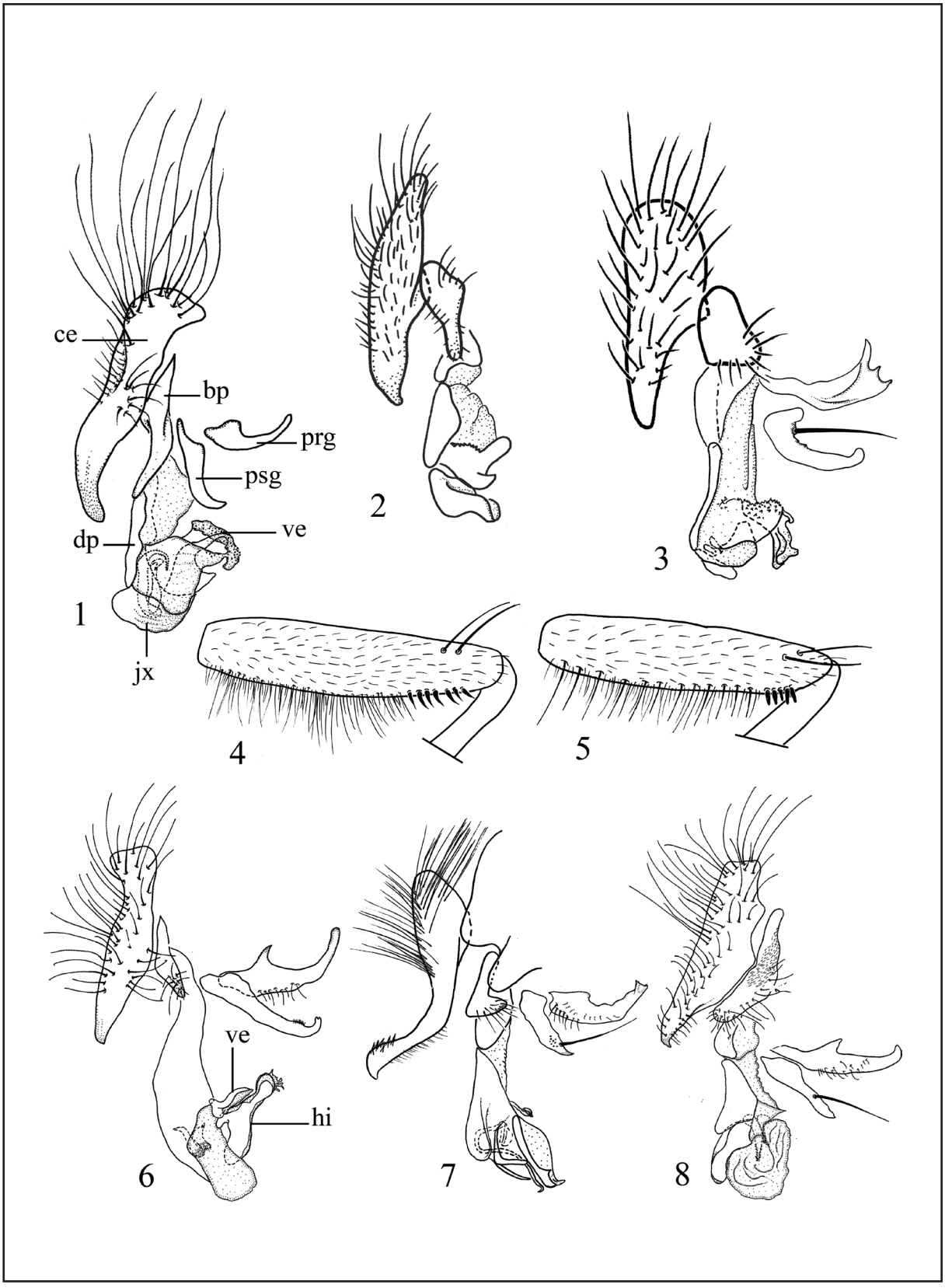
Trabajos generales como el "Manual of Nearctic Diptera" (McAlpine *et al.*, 1981), "Contributions to a manual of Palaearctic Diptera" (Papp & Darvas, 2000) o el "Manual of Central American Diptera" (Brown *et al.*, 2009) presentan un tratamiento más extensivo de la morfología general de Diptera y de la familia.

Aspectos biológicos. Las Sarcophagidae adultas poseen, por su desarrollada capacidad de vuelo, una gran capacidad dispersiva, y son atraídas por fuentes de alimento líquido con alto contenido de proteínas, como son el néctar o los exudados de la materia orgánica en descomposición. Como se ha mencionado las hembras son larvíparas y buscan activamente los sustratos que permitan completar el ciclo de su progenie.

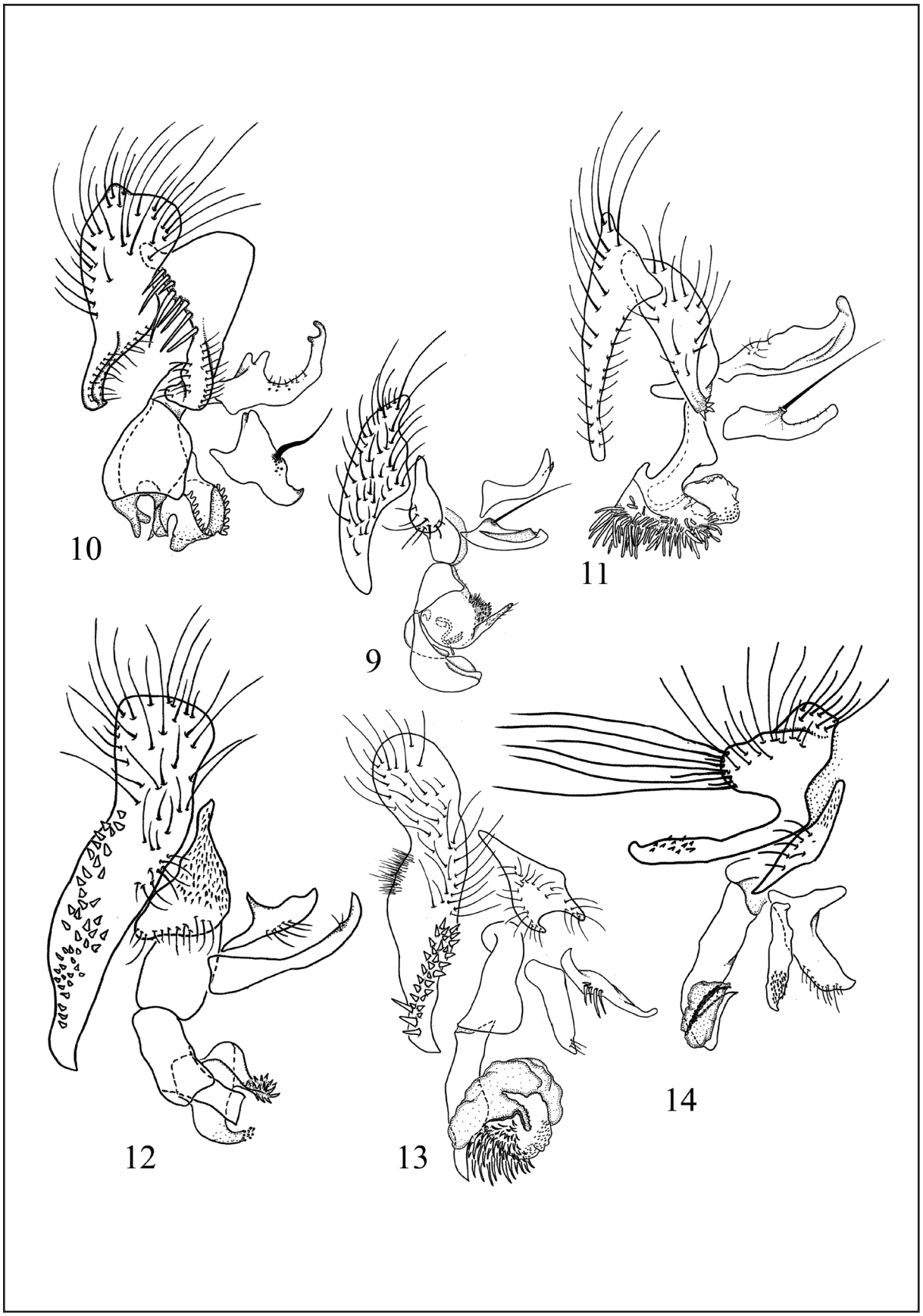
Las Sarcophagidae son asiduas visitantes florales. Sin embargo, las observaciones sobre adultos de Sarcophagidae como polinizadores son muy escasas. Los adultos pueden alimentarse de néctar así como de pequeños granos de polen. En algunos casos, se ven atraídos por flores que imitan el olor de materia orgánica en descomposición para oviponer. Generalmente estas flores no proporcionan las proteínas necesarias para el desarrollo de las larvas y funcionan como trampas. Cuando logran salir de la flor llevan consigo el polen y de esta manera producen la dispersión. Este mecanismo se conoce como sapromiofilia (Gretchen & Stanley, 2001; Burgess *et al.*, 2004).

Existen algunos ejemplos de polinización por Sarcophagidae. Miembros de esta familia son considerados como polinizadores efectivos o potenciales de Eriocaulaceae (Ramos *et al.*, 2005) o Rafflesiaceae (Banzinger & Pape, 2004). Otros trabajos citan a estas moscas como polinizadores ocasionales o visitantes florales de Fabaceae (Toro, 2002), de algunas Rhamnaceae (Basilio & Medan, 2001) y Sterculiaceae (Taroda & Gibbs, 1982). Un llamativo ejemplo de polinización indirecta podría ser el que ocurre con las plantas carnívoras de la familia Sarraceniaceae. Las hembras de ciertas especies de Sarcophagidae estarían involucradas como polinizadoras al entrar en contacto con las flores para depositar las larvas, que explotan el contenido de insectos en descomposición atrapados en el interior de las plantas (Krawcuk & Taylor, 1999; Dahlem & Naczi, 2006).

Los ciclos de vida son variados. La subfamilia Miltogramminae contiene una mayoría de especies que actúan como cleptoparásitos de Hymenoptera. En dichos casos, las larvas se alimentan de aquellos invertebrados presa que provee la avispa huésped, depredando inclusive sobre los huevos y larvas del huésped. Se tiene poca información sobre la biología de esta subfamilia en la región Neotropical. *Amobia floridensis* fue encontrada parasitando avispas solitarias de la familia Crabronidae (Buys, 2007). En la Argentina, *Amobia erythrura* se obtuvo de "bicho del cesto" (Lepidoptera, Psychidae)



Figs. 1-3. Phallus, vista lateral. 1, *Austrophyto cordobensis*; 2, *Microcerella halli*; 3, *Dexosarcophaga (Bezzisca) montana*. **Figs. 4-5.** Fémur 2, macho, vista posterior. 4, *Peckia (Euboettcheria) collusor*, ctenidio con espinas normales; 5, *Oxysarcodexia avuncula*, ctenidio de espinas achatadas. **Figs. 6-8.** Phallus, vista lateral. 6, *Ravinia belforti*; 7, *Argoravinia rufiventris*; 8, *Udamopyga setigena* (ce= cerco, bp= basiphallus, dp= distiphallus, hi= hillae, jx= juxta, prg= pre-gonito, psg= post-gonito, ve= vesica).



Figs. 9-14. Phallus, vista lateral. 9, *Helicobia aurescens*; 10, *Tripanurga albicans*; 11, *Titanogrypa* (*Sarconeiva*) *fimbriata*; 12, *Blaesoxipha* (*Acridiophaga*) *caridei*; 13, *Blaesoxipha* (*Gigantotheca*) *stallengi*; 14, *Blaesoxipha* (*Tephromyia*) *hunteri*.

aunque probablemente se trate de cestos previamente invadidos por himenópteros (Blanchard & De Santis, 1975). Por otra parte las larvas de *Macronychia* se desarrollan generalmente en nidos de Sphecidae y Eumenidae (Verves & Khrokalo, 2006). Para las Miltogramminae se desconoce totalmente la biología de las especies presentes en el país.

Las Sarcophaginae desarrollan una amplia gama de formas de vida, aunque una fracción significativa de las especies actúa como saprófagas, alimentándose sobre materia orgánica en descomposición. Existen especies que explotan los pequeños cadáveres de invertebrados, como son los insectos o caracoles terrestres. Entre las especies que se desarrollan en caracoles, existen algunas de gran plasticidad biológica y que siendo primordialmente saprófagas pueden actuar circunstancialmente como parásitos facultativos. Otras formas han sido registradas como verdaderos parasitoides, especialmente sobre los caracoles de la familia Bulimulidae, como son los sarcofágidos pertenecientes a los géneros *Udamopyga* y *Lepidodexia* (Lopes, 1969b; Coupland & Barker, 2004).

Otros grupos de Sarcophaginae explotan heces de vertebrados. Típicamente *Oxysarcodexia* y *Ravinia* presentan especies coprófagas, pudiendo actuar en algunos casos como depredadoras sobre otras larvas de dípteros presentes en este tipo de sustrato (Hernández, 1992). Entre las especies de *Blaesoxipha* y *Chrysagria* se han reportado especies criadas a partir de Coleoptera u Orthoptera (Lopes & Achoy, 1986; Pape, 1994). Otros géneros han sido registrados sobre Hemiptera u orugas de Lepidoptera, entre otros artrópodos (Lopes, 1969a; Pape, 1996). Algunas especies pueden ser encontradas en grandes cadáveres, en cuyo caso el hábito de larviposición constituye una ventaja adaptativa frente a la colonización en gran número de formas oviparas como las Calliphoridae (Beaver, 1977; Hanski & Kuusela, 1980).

Algunos autores consideran a las Sarcophaginae como organismos oportunistas, por su plasticidad en el aprovechamiento de los sustratos de cría que encuentran en situaciones naturales. Esta plasticidad se observa en el intercambio de hábitos necrófagos, coprófagos y parasitoides que puede darse dentro de una misma especie. Esta característica también explica la existencia de formas sinantrópicas que se adaptan a las condiciones y medios existentes en los ambientes modificados por el hombre. En algunos casos se trata de especies de muy amplia distribución o cosmopolitas. Dichas formas revisten importancia medico-veterinaria por ser diseminadores de patógenos, al actuar como nexo entre la materia en descomposición (foco de infección) y el hombre o sus productos de consumo (Greenberg, 1973; Graczyk *et al.*, 2001). A ello se suma la producción de miasis por parte de algunas especies tanto en el hombre como los animales domésticos. En Argentina se registra la presencia de tres especies de *Sarcophaga* causantes de miasis. *Sarcophaga crassipalpis* es citada como productora de miasis traumática y cutánea en animales domésticos y el hombre (James, 1947; Zumpt, 1965; Lukin, 1989; Sherman, 2000; Uni *et al.*, 2005). También se la ha registrado en casos humanos de miasis intestinal producida por ingestión de larvas presentes en alimentos previamente contaminados (Nagakura *et al.*, 1984; Shiota *et al.*, 1990), y en cuadros de oftalmomiasis (Uni *et al.*, 1999) y otomiasis (Morris, 1987). *Sarcophaga africa* es reconocida como causante de miasis traumáticas, gastrointestinales y otomiasis por diversos autores (James, 1947; Scott, 1964; Zumpt, 1965; Granz *et al.*, 1975; Braverman *et al.*, 1994; Sherman, 2000). En la Argentina, ha sido señalada como especie causante de otomiasis (Guimarães *et al.*, 1983). Para *Sarcophaga argyrostoma* existen algunos trabajos que la mencionan como causante de miasis en ovejas (Zumpt, 1965) y el hombre para el Viejo Mundo (James, 1947; Burgess & Spraggs, 1992). En la Argentina, fue reportada como causante de miasis cutáneas (Mazza & Basso, 1939).En particular, estas tres especies han sido citadas reiteradamente como insectos útiles en el campo de la entomología forense, especialmente para casos de encierro (Early & Goff, 1986; Byrd & Butler, 1998; Byrd & Castner, 2001; Grassberger & Reiter, 2002; Romera *et al.*, 2003). En la Argentina, Oliva (1997) cita a *S. argyrostoma* y *S. crassipalpis* como indicadores forenses, aunque el estudio de las Sarcophagidae en este campo aplicado de la entomología aguarda por futuros desarrollos.

Clave ilustrada para machos de los principales géneros presentes en la Argentina

1- Sutura coxopleural presente (Shewell, 1987: Fig. 98; Brown *et al.*, 2009: Fig. 42); arista, en general, desnuda o pubescente, pero si presenta corta plumosidad entonces margen posterior de coxa 3 desnudo.....**Miltogramminae**.....**2**

- Sutura coxopleural ausente (Shewell, 1987: Fig. 23; Brown *et al.*, 2009: Fig. 42); arista, en general, plumosa, pero si es pubescente o desnuda, entonces el margen posterior de la coxa 3 presenta franja de sétulas.....**Sarcophaginae**.....**5**

2- Setas orbitales proclinadas pequeñas y finas, acompañadas por pelos en serie a lo largo de la placa frontorbital; cabeza redondeada, no proyectada anteriormente, en vista lateral; margen anterior del anepímero con una elevación debajo de la ampolla.....***Amobia***

- Dos o más setas orbitales proclinadas desarrolladas y diferenciadas del resto de los pelos de la placa frontoorbital; cabeza, generalmente, proyectada anteriormente al nivel de las antenas, en vista lateral; margen anterior del anepímero sin elevación.....**3**

3- Frente estrecha, alrededor de 1/4 del ancho total de la cabeza al nivel de los ocelos; primer flagelómero 1-1,5 X del tamaño del pedicelo.....***Macronychia***

- Frente ancha, alrededor de la mitad del ancho total de la cabeza al nivel de los ocelos; primer flagelómero 3-4 X del tamaño del pedicelo.....**4**

4- Dos setas orbitales reclinadas, la inferior ubicada entre las dos proclinadas y las frontales; lúnula setulosa.....***Metopia***

- Una seta orbital reclinada, ubicada encima de las proclinadas; lúnula desnuda.....***Opsidia***

5- Arista con plumosidad corta, ubicada en la mitad basal, microciliada o desnuda.....**6**

- Arista con plumosidad larga ubicada en sus ¾ basales...**7**

6- Sintergosternito 7+8 y epandrio castaño claro, ctenidio de largas espinas presente en el margen póstero-ventral del fémur 2; phallus como en la Figura 1.....***Austrophyto***

- Sintergosternito 7+8 negro o castaño oscuro en contraste con el epandrio rojizo (a veces ambos segmentos de color negro), ctenidio ausente en el margen pósteroventral del fémur 2; phallus como en la Figura 2.....***Microcerella***

7- Ala con vena R1 setulosa dorsalmente.....**8**

- Ala con vena R1 desnuda dorsalmente.....**15**

8- Gena con setas claras; seta apical escutelar presente; phallus como en la Figura 7.....***Argoravinia***

- Gena con setas negras; seta apical escutelar ausente o presente; phallus diferente del anterior.....**9**

9- Ctenidio presente en el margen póstero-ventral del fémur 2 (Figs. 4 y 5).....**10**

- Ctenidio ausente.....**13**

10- Con dos setas orbitales proclinadas; alas generalmente con mancha apical oscura entre las venas R2+3 y C.....***Nephochaetopteryx***

- Sin setas orbitales proclinadas; alas hialinas sin mancha apical.....**11**

11- Gena y postgena con setas negras; epandrio y sintergosternito 7+8 negros o castaño oscuros; par de setas apicales escutelares ausente; phallus como en la figura 3.....***Dexosarcophaga* (en parte)**

- Al menos la postgena con setas claras; epandrio y sintergosternito 7+8 castaño rojizos; par de setas apicales escutelares ausente o presente.....**12**

12- Fémur 2 con ctenidio de espinas achatadas que terminan en punta roma (Fig. 5); phallus con vesica pequeña, simple y sin ornamentaciones y presentando *hillae* (*sensu* Roback, 1954, proyeccion debajo de la vesica), como en la figura 6.....***Ravinia* (en parte)**

- Fémur 2 con ctenidio de espinas normales (Fig. 4): phallus sin *hillae* (Fig. 14).....***Blaesoxipha* (en parte, subgénero *Tephromyia*)**

13- Tres setas dorsocentrales postsuturales bien desarrolladas, espaciadas para tres; gena con setas negras y postgena con setas claras; seta vertical externa no diferenciada de las oculares; especímenes de tamaño pequeño; cerco con ápice aguzado y levemente curvado anteriormente, como en la figura 9.....***Helicobia***

- Cuatro setas dorsocentrales postsuturales, espaciadas para cuatro, la primera pudiendo ser tan pequeña como las sétulas de revestimiento; gena con setas negras y postgena con setas negras o claras; seta vertical externa diferenciada de las oculares; especímenes de tamaño medio; cerco variable.....**14**

14- Gena y postgena con setas negras; frente y cara con microtomentum plateado; con seta orbital proclinada; surstilo tan largo como el cerco, como en la figura 10.....***Tripanurga***

- Gena con setas negras y postgena con setas claras; frente y cara con microtomentum dorado; sin seta orbital proclinada; surstilo más corto que el cerco, como en la Figura 11.....***Tytanogrypa***

15- Una seta orbital proclinada presente y 1-2 setas katepisternales; phallus como en las Figuras 22 y 23.....***Tricharaea***

- Setas orbitales proclinadas ausentes y generalmente 3 setas katepisternales; phallus diferente del anterior.....**16**

16- Epandrio y sintergosternito 7+8 negros o castaño oscuros; par de setas apicales escutelares ausente; ctenidio presente en el margen póstero-ventral del fémur 2; gena y post-gena con setas negras.....***Dexosarcophaga* (en parte)**

- Epandrio y sintergosternito 7+8 castaño rojizo; demás caracteres variables.....**17**

17- Trocánter 3 con 2 a 5 pequeñas espinas formando una hilera en la cara posterior.....**18**

- Trocánter 3 sin hilera de pequeñas espinas.....**19**

18- Cercos con concavidad posterior en la región media, base cercal con setas y ápice con espinas cortas; phallus con vesica poco desarrollada o ausente, como en las figuras 12 y 13.....***Blaesoxipha* (en parte, subgéneros *Acanthodotheca* y *Gigantotheca*)**

- Cerco sin concavidad posterior en la región media, con numerosas y largas setas en la base; phallus con vesica bastante desarrollada, como en la Figura 15.....***Boettcheria***

19- Trocánter 3 con numerosas espinas cortas dispuestas en un área ventro-mediana (excepto en *Udamopyga setigena*).....**20**

- Trocánter 3 sin tales espinas cortas.....**21**

20- Frente y cara con microtomentum plateado; fémur 2 con ctenidio en el margen póstero-ventral; phallus con ápice proyectado hacia delante y vesica bien desarollada, como en la Figura 16.....***Retrocitomyia***

- Frente y cara con microtomentum dorado; fémur 2 sin ctenidio; phallus con ápice redondeado y vesica poco desarollada, como en la Figura 8.....***Udamopyga***

21- Fémur 2 con ctenidio de espinas achatadas que terminan en punta roma (Fig. 5); gena con setas negras y post-gena con pocas setas claras; phallus entero, límite entre basi- y distiphallus apenas esbozado.....**22**

- Fémur 2 con ctenidio de espinas normales (Fig. 4) o sin ctenidio; post-gena con la mayoría de las setas claras; phallus dividido con una clara articulación entre basi- y distiphallus.....**24**

22- Tégula oscura, más oscura que la vena costal, contrastando con la basicosta amarilla; phallus con vesica desarrollada y ornamentada como en la Figura 17.....***Oxysarcodexia* (en parte)**

- Tégula amarillenta, de color similar a la vena costal; phallus variable.....**23**

23- Cercos con concavidad posterior en la región media; phallus con vesica desarrollada y curva, sin *hillae*, como en la Figura 18.....***Oxysarcodexia* (en parte)**

- Cercos sin concavidad posterior; phallus con vesica pequeña, simple y sin ornamentaciones, presentando *hillae* (*sensu* Roback, 1954, proyecciones debajo de la vesica) (Fig. 6).....***Ravinia* (en parte)**

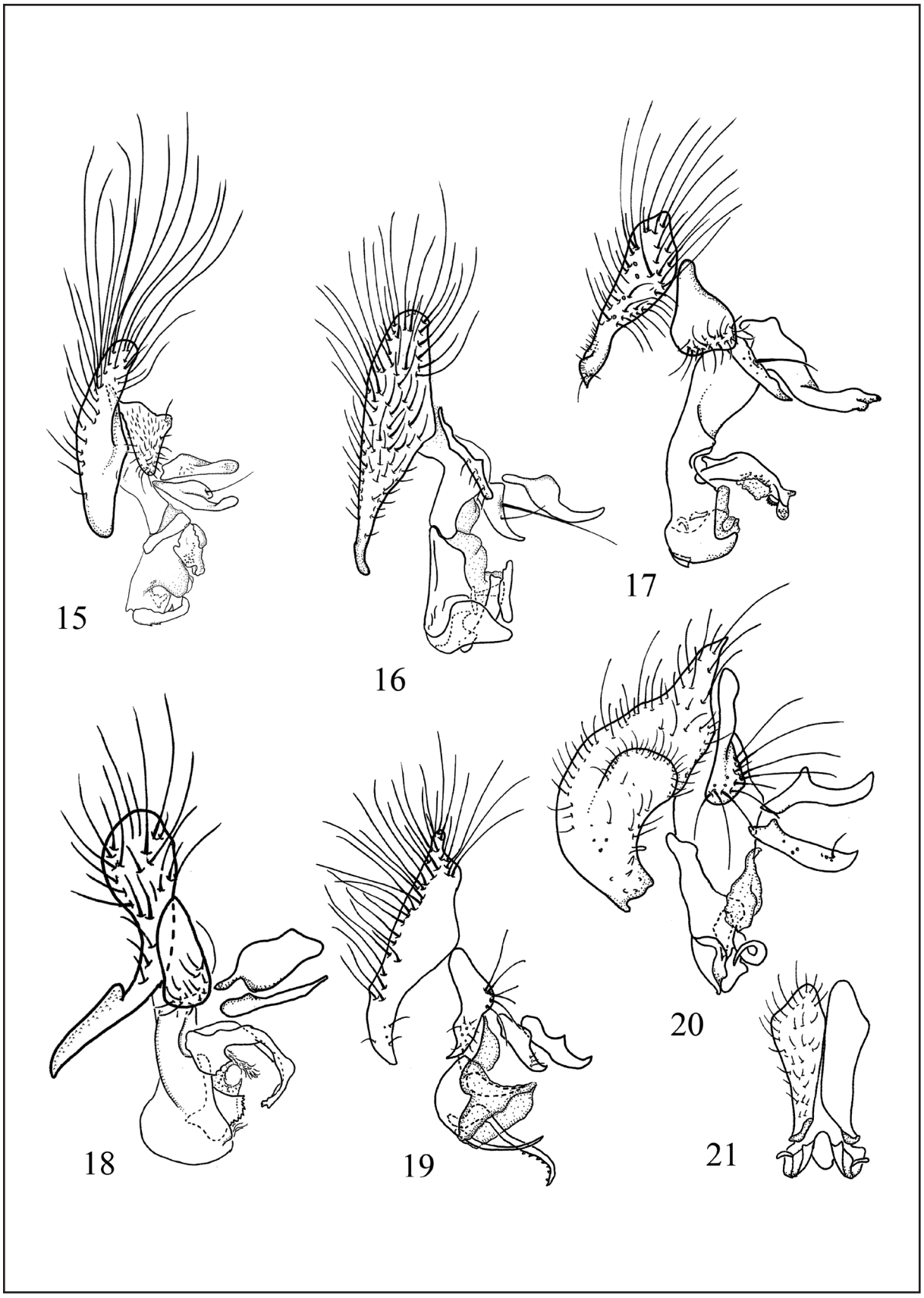
24- Pared post-alar setulosa.....**25**

- Pared post-alar desnuda.....**27**
25- Tibia 2 en la cara anterior con una larga seta mediana que sobrepasa el ápice de la tibia; phallus con ápice bífido, como en las figuras 20 y 21.....***Sarcodexia***
- Tibia 2 en la cara anterior con una larga seta mediana que no sobrepasa el ápice de la tibia; phallus sin ápice bífido.....**26**
26- Cuatro setas dorsocentrales post-suturales espaciadas para cuatro, las dos primeras pequeñas; especímenes de tamaño pequeño y cuerpo con pruinosidad (o microtomentum) dorado; terminalia con distiphallus corto, estilos largos y expuestos, juxta también formando dos procesos largos, como en la Figura 19.....***Chrysagria***
- Tres setas dorsocentrales post-suturales espaciadas para tres; especimenes de tamaño y coloración del cuerpo varible; terminalia con juxta generalmente formando un ángulo con el distiphallus (a veces con un pequeño lóbulo espinoso por encima de la vesica), como en la Figura 24.....***Lepidodexia***
27- Caliptra inferior con pelos negros dorsales; phallus como en la Figura 25.....***Peckia* (en parte, subgénero *Squamatodes*)**
- Caliptra inferior sin pelos negros dorsales.....**28**
28- Cuatro pares de setas a lo largo del margen del escutelo, incluyendo las apicales.....**29**
- Dos o tres pares de setas a lo largo del margen del escutelo, incluyendo las apicales.....**30**
29- Phallus con distiphallus apicalmente afilado, no permitiendo la distinción de las estructuras accesorias (Fig. 26).....***Peckia* (en parte, subgénero *Euboettcheria*)**
- Phallus con distiphallus notablemente dilatado en vista ventral (Carvalho & Mello Patiu, 2008: Fig. 75); cerco curvado anteriormente en el ápice en forma abrupta.....***Peckia* (en parte, subgénero *Pattonella*)**
30- Gena con setas negras.....**31**
- Gena con setas claras predominantes.....**36**
31- Proepisterno piloso.....**32**
- Proepisterno desnudo.....**33**
32- Phallus con copi (Shewell, 1987: Fig. 53).....***Blaesoxipha* (en parte, subgénero *Acanhodotheca*)**
- Phallus sin copi (Shewell, 1987: Fig. 54).....***Blaesoxipha* (en parte, subgénero *Acridiophaga*)**
33- Tres setas dorsocentrales postsuturales espaciadas para tres.....***Blaesoxipha* (en parte, subgénero *Tephromyia*)**
- Dos setas dorsocentrales postsuturales (posteriores) bien desarrolladas espaciadas para cuatro.....**34**
34- Cerco apicalmente ensanchado en vista posterior; esternitos 3 y 4 con tufos de cortas y gruesas espinas; phallus con ápice en gran parte membranoso, como en la Figura 28.....***Engelimyia***
- Cerco apicalmente en punta en vista posterior; esternitos 3 y 4 sin tufos de cortas y gruesas espinas; phallus variable.....**35**
35- Esternito 5 con apófisis mediana en el borde posterior.....
..*Sarcophaga* (en parte, subgénero *Lipoptilocnema*)
- Esternito 5 sin apófisis mediana en el borde posterior.. ....***Sarcophaga* (en parte, subgénero *Neobellieria*)**
36- Bordes faciales oscuros cerca de la vibrisa, sin microtomentum, contrastando con la cara pálida; setas claras de la gena color dorado; phallus con una gran proyección ventral en el ápice del distiphallus (Fig. 27).....***Peckia* (en parte, subgénero *Peckia*)**
- Bordes faciales cerca de la vibrisa con abundante microtomentum, de color similar a la cara; setas claras de la gena color blanquecino.....**37**
37- Setas acrosticales postsuturales no desarrolladas; setas claras de la gena restringidas a su mitad posterior (negras en el extremo anterior); phallus como en la figura 29...***Sarcophaga* (en parte, subgénero *Bercaea*)**
- Un par de setas acrosticales postsuturales desarrolladas (preescutelares); setas claras alcanzando el extremo anterior de la gena; phallus como en la figura 30.....
...***Sarcophaga* (en parte, subgénero *Liopygia*)**

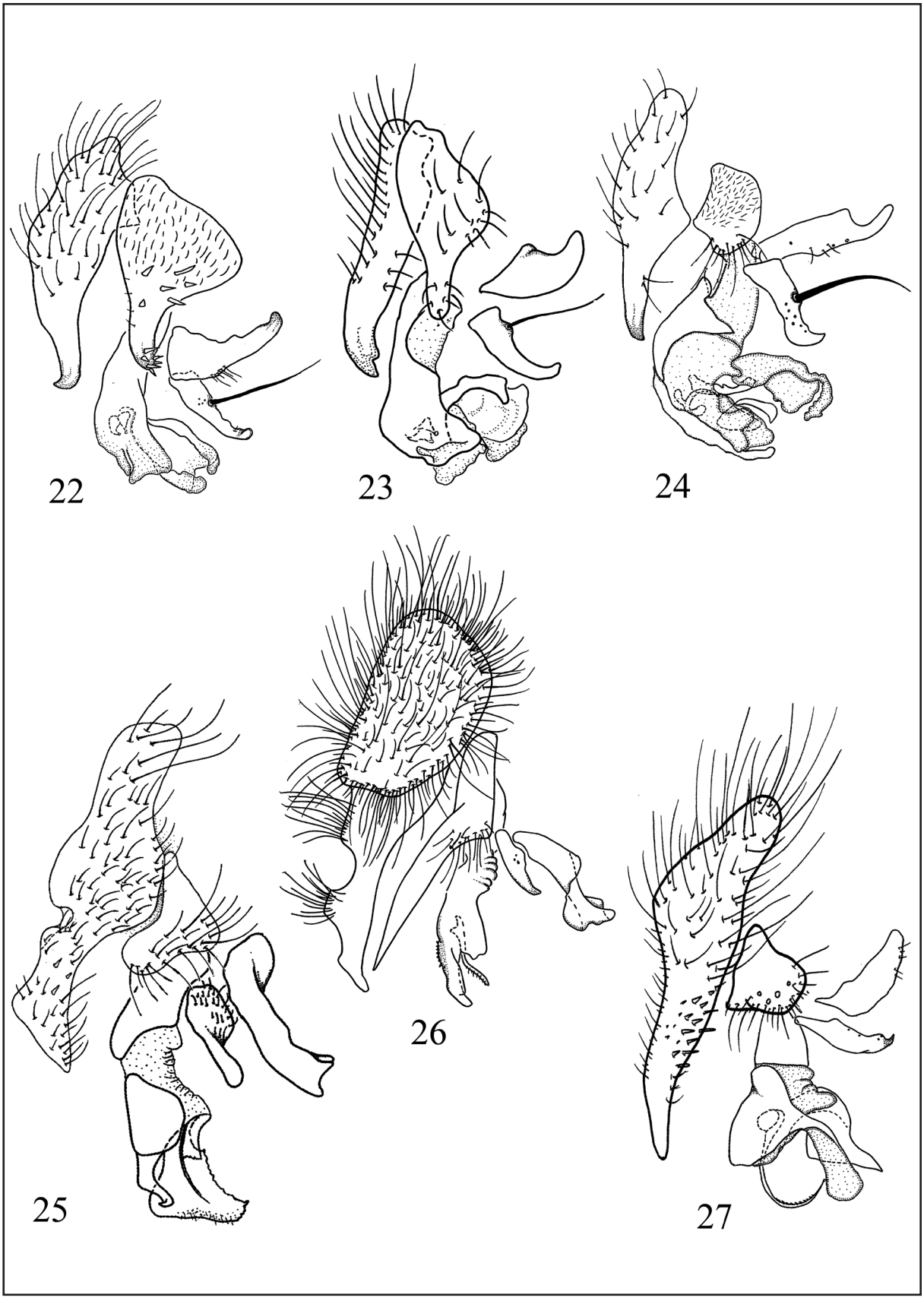
Fauna argentina

Los primeros estudios referidos a los sarcofágidos argentinos se realizaron a finales del siglo XIX y comienzos del siglo XX. Durante dicho período se publicaron las investigaciones realizadas por Weyenberg (1875), Brèthes (1906, 1912, 1916, 1920, 1928) y Lahille (1907). Estos autores concentraron su labor en torno a las formas adultas de aquellas especies criadas a partir de langostas, como potenciales agentes para su control biológico. Con posterioridad aparecen las contribuciones taxonómicas más importantes, realizadas por Hall (1937), con aportes sobre la fauna patagónica, y especialmente las publicadas por Blanchard (1935, 1938, 1942a-c, 1954, 1955). Este último realiza un extenso relevamiento taxonómico de la fauna local, describiendo especies nuevas, aportando algunas claves parciales para su reconocimiento (Blanchard, 1939, 1966) y compilando datos de distribución y huéspedes conocidos de aquellas especies entomófagas (Blanchard & De Santis, 1975). Otros aportes fueron realizados por Lopes, quien proporcionó una lista preliminar de Sarcophagidae de Misiones (Lopes, 1939) y describió especies nuevas a partir de material capturado en el país (Lopes, 1981, 1989, 1990, 1992). Por otra parte, Pape (1994), en su revisión del género *Blaesoxipha*, describe especies y aporta algunos nuevos registros para la Argentina. Recientemente, se suman a esta serie, los trabajos de Mariluis (2002a, b, 2004, 2005, 2006) y Mulieri & Mariluis (2009) en los que se que trata el género *Microcerella*.

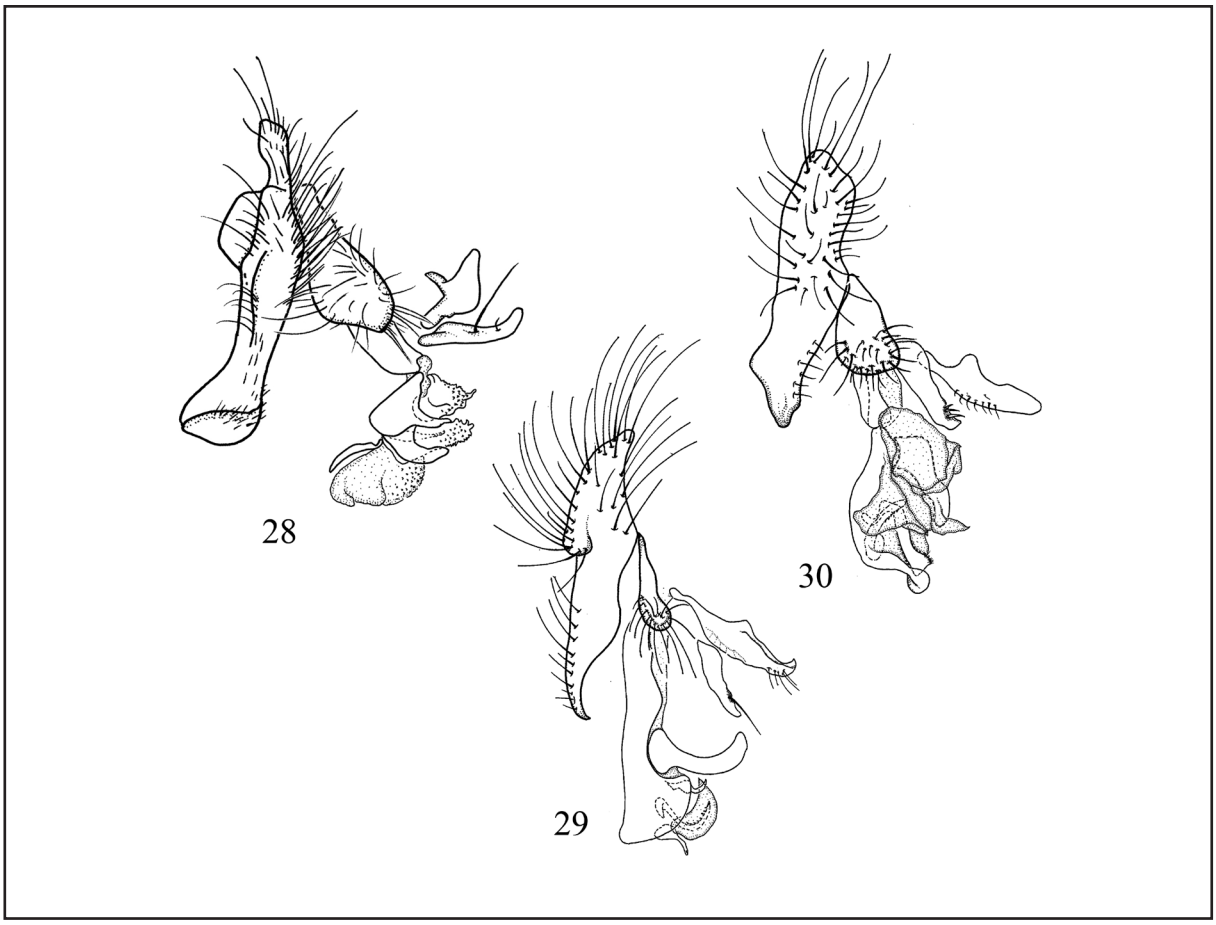
Muy pocos han sido los estudios dedicados a los ciclos biológicos y descripción de estadios inmaduros, contándose con los realizados por Crouzel (1944, 1950, 1964), Salavin (1958), Crouzel & Salavin (1961), Hernández (1989, 1992) y De Arriba & Costamagna (2006), en su mayoría orientados al estudio de larvas que se alimentan de insectos plaga. Recientemente ha aparecido nueva información sobre la familia, en aspectos que tratan su importancia para la entomología forense (Oliva, 1997), así como estudios sobre la fluctuación estacional y preferencias por cebo y hábitat de algunas especies (Mariluis *et al.*, 2007; Mulieri *et al.*, 2008). Hasta el presente en la Argentina se han citado 131 especies pertenecientes a 25 géneros. La riqueza de especies de sarcofágidos en la Argentina, de acuerdo con la información compilada por Amorim *et al.* (2002) sumado



Figs. 15-21. Phallus, vista lateral. 15, *Boettcheria mundelli*; 16, *Retrocitomyia argentina*; 17, *Oxysarcodexia parva*; 18, *Oxysarcodexia terminalis*; 19,*Chrysagria duodecimpunctata*; 20, *Sarcodexia lambens*; 21. Phallus, vista posterior, *Sarcodexia lambens*



Figs. 22-27. Phallus, vista lateral. 22, *Tricharaea* (*Sarcophagula*) *occidua*; 23, *Tricharaea* (*Tricharaea*) *brevicornis*; 24, *Lepidodexia* (*Asilidodexia*) *proseni*; 25, *Peckia* (*Squamatodes*) *ingens*; 26, *Peckia (Euboettcheria) collusor*; 27, *Peckia* (*Peckia*) *chrysostoma*.



Figs. 28-30. Phallus, vista lateral; 28, *Engelimyia bosqi*; 29, *Sarcophaga* (*Bercaea*) *africa*; 30, *Sarcophaga* (*Liopygia*) *crassipalpis*.

a los últimos hallazgos, representa aproximadamente el 15% del total neotropical.

De Miltogramminae, que posee baja riqueza en la región, se citan tan sólo cuatro géneros y ocho especies. Se encuentra pendiente el estudio de las Miltogramminae de Argentina (y Sudamérica en general) bajo la forma de trabajos de revisión sistemática. La fauna restante pertenece a la subfamilia Sarcophaginae. El conocimiento sobre su diversidad en la Argentina dista mucho de ser satisfactorio, ya que no se han desarrollado revisiones a nivel local sobre los taxones neotropicales de mayor riqueza, como *Blaesoxipha*, *Oxysarcodexia*, *Lepidodexia* (sensu lato), *Peckia* (sensu lato) y *Microcerella*, por lo que la información sobre su biodiversidad es parcial o muy escasa. Como ejemplo basta mencionar que del complejo género *Lepidodexia*, que abarca unas 180 especies descriptas en su mayoría para el Neotrópico, se citan sólamente siete especies para Argentina.

En relación al estado del conocimiento biogeográfico, es aceptado que la diversidad de Sarcophagidae se concentra globalmente en las regiones cálidas, por lo que es esperable hallar una mayor diversidad en zonas del norte argentino. Sin embargo, existe una baja riqueza registrada para la mayoría de las provincias ubicadas en dichas áreas (Fig. 31). En los casos de Misiones y Buenos Aires existe un número de registros mayor, debido a que se cuenta con algún estudio previo sobre su diversidad o inventario de especies (Lopes, 1939; Mariluis *et al.*, 2007; Mulieri *et al.*, 2008).

Hasta la fecha existe escasa información sobre la distribución geográfica de las especies. Entre los géneros presentes, *Microcerella* alcanza una mayor diversidad en zonas andinas y patagónicas (Pape, 1990; Mariluis, 2006). Otros géneros constituirían elementos típicos de los bosques tropicales húmedos, como *Peckia* o *Nephochaetopteryx*. Las especies exóticas sinantrópicas de Sarcophagidae halladas en el país son *S. argyrostoma*, *S. crassipalpis* y *S. africa*, presentes en la provincia de Buenos Aires.

Hasta el momento han sido hallados un género (*Austrophyto*) y 41 especies endémicas en la Argentina (ver Apéndice 1), lo que representa el 30% de la fauna conocida. Se espera que el incremento de información proveniente de los estudios sobre biodiversidad abra nuevas e interesantes perspectivas de investigación, permitiendo establecer un mayor cúmulo de información sobre la distribución geográfica de los distintos grupos, sus áreas de endemismo y análisis biogeográficos a distintas escalas. Hasta el momento no se han realizado relevamientos de fauna de Sarcophagidae en amplias ecorregiones del país, permaneciendo prácticamente inexploradas las áreas Chaqueña, de las Yungas, del Monte y Andina.

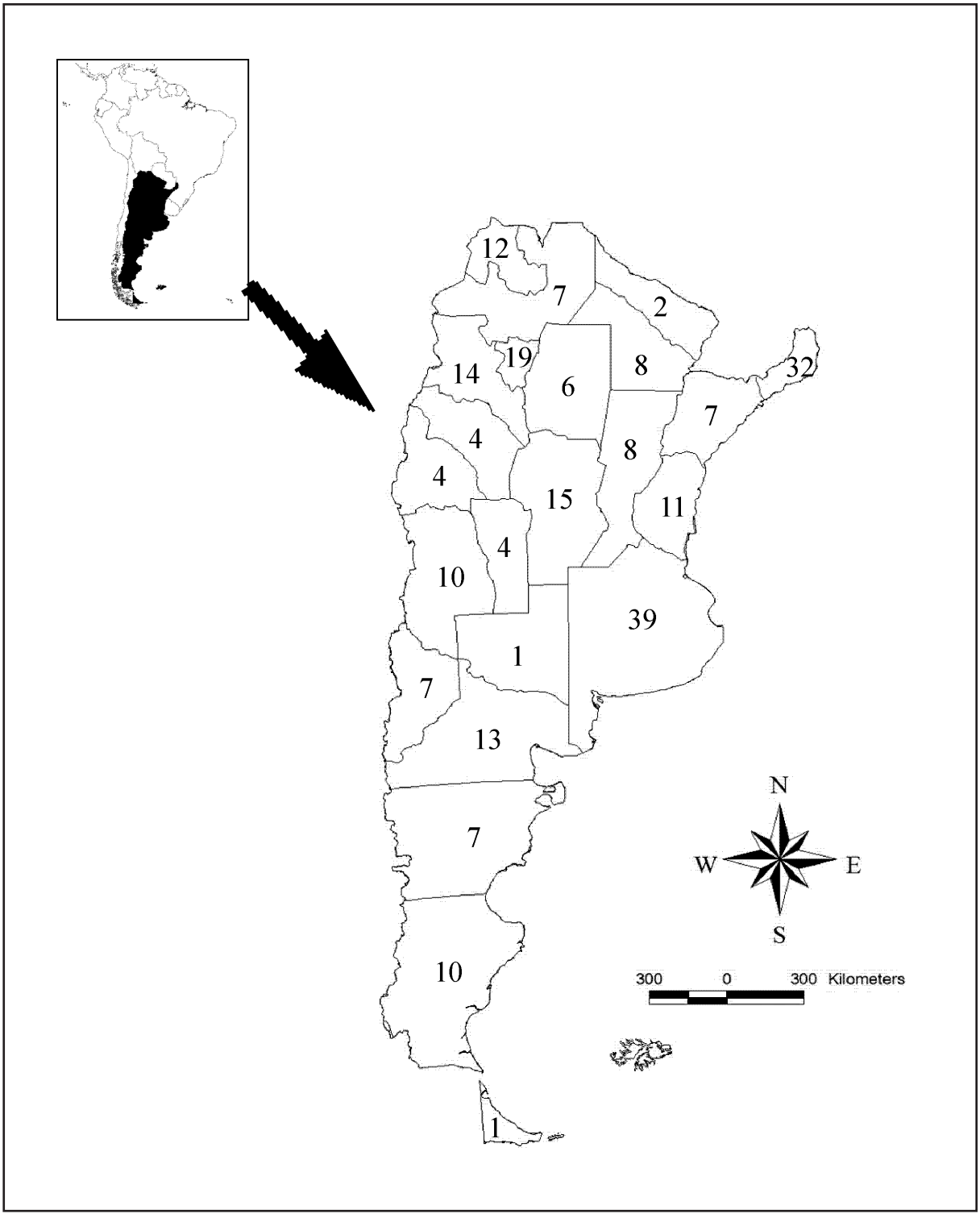


Fig. 31. Número de especies de Sarcophagidae registradas por provincia en Argentina.

Estado de colecciones

La mayor colección de Sarcophagidae disponible en la Argentina, de acuerdo a la calidad y cantidad de material, se encuentra actualmente en el Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia" (MACN). Allí se halla el material recolectado por Mariluis y colaboradores, determinado en su mayor parte hasta nivel específico. Por otro lado, en el se encuentra una importante cantidad de especímenes estudiados por E. E. Blanchard, que incluye a la mayoría de tipos designados por dicho autor. Este museo también alberga la colección aportada por J. Brèthes. Adicionalmente, otra fracción de material determinado por Blanchard se halla en el Museo de La Plata (MLP), aunque en este último caso no

se hallan ejemplares tipo. Otras colecciones que contienen ejemplares de Sarcophagidae se encuentran en el INTA Castelar y en la Cátedra de Botánica Agrícola de la Facultad de Agronomía, Universidad de Buenos Aires.

Actualmente, en la Argentina tres investigadores se encuentran trabajando en este grupo: J. C. Mariluis, P. R. Mulieri y L. D. Patitucci – Museo Argentino de Ciencias Naturales " Bernardino Rivadavia" (coautores de este trabajo), abarcando tanto los aspectos taxonómicos como investigaciones de índole ecológica. En lo que respecta a la fauna de la provincia de Buenos Aires, resulta significativo el trabajo de tesis doctoral que ha desarrollado P. R. Mulieri, presentando una revisión taxonómica y nuevos aportes sobre la biología de la familia. Hasta el momento, la fauna de las regiones patagónica y pampeana ha recibido mayor atención en los últimos años, a partir de proyectos de investigación aun en desarrollo. Otros taxónomos que pueden identificar las Sarcophagidae del país son Cátia Mello-Patiu y Karlla Patricia Silva - Museu Nacional/UFRJ, Brasil (también coautores de este trabajo), que trabajan principalmente con fauna neotropical, especialmente sudamericana.

Literatura citada

AMORIM, D.S.; V.C. SILVA & M.I.P.A. BALBI. 2002. Estado do conhecimento dos Diptera neotropicais. *In:* Costa, C., S.A. Vanin, J.M. Lobo & A. Melic (eds.), *Proyecto de Red Iberoamericana de Biogeografia y Entomología Sistemática, PRIBES 2002*, Sociedad Entomológica Aragonesa (SEA) & Cyted, Zaragoza, pp. 29-36.

BASILIO, A. & D. MEDAN. 2001. Pollinator assamblages of *Colletia spinosissima* (Rhamnaceae): Composition, behaviour and specificity. *Internat. J. Exp. Bot. Phyton* (Buenos Aires) 2001: 129-139.

BANZIGER, H. & T. PAPE. 2004. Flowers, faeces and cadavers: Natural feeding and laying habits of flesh flies in Thailand (Diptera: Sarcophagidae, *Sarcophaga* spp.). *J. Nat. Hist.* 38: 1677-1694.

BEAVER, R.A. 1977. Non-equilibrium "island" communities: Diptera breeding in dead snails. *J. Anim. Ecol.* 46: 783-798.

BLANCHARD, E.E. 1935. Contribución al estudio de los sarcofágidos argentinos. *Physis* 11: 791-856.

BLANCHARD, E.E. 1938. Descripciones y anotaciones de dípteros argentinos. *An. Soc. Cient. Argent.* 126: 345-386.

BLANCHARD, E.E. 1939. Los sarcofágidos argentinos, contribución a su conocimiento. *Physis* 17: 791-856.

BLANCHARD, E.E. 1942a. Los sarcofágidos argentinos, segunda contribución a su conocimiento. *Physis* 19: 133-172.

BLANCHARD, E.E. 1942b. Parásitos de *Alabama argillacea* Hbn. en la República Argentina: Estudio preliminar. *An. Soc. Cient. Argent.* 134: 54-63.

BLANCHARD, E.E. 1942c. Nuevos dípteros e himenópteros de la Republica Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 11: 340-379.

BLANCHARD, E.E. 1954. *Lopesimyia*, un nuevo género de sarcofágido argentino (Diptera). *Neotropica* 1 (1): 9-12.

BLANCHARD, E.E. 1955. Nuevos sarcofágidos acridiófagos argentinos (Diptera). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 18 (3-4): 27-34.

BLANCHARD, E.E. 1966. Dípteros parásitos de scarabaeoideos argentinos. *Rev. Invest. Agrop. Ser. 5, Patol. Veget.* 3: 175-229.

BLANCHARD, E.E. & L. DE SANTIS. 1975. Primera lista anotada de Oestromuscarios entomófagos argentinos. *Rev. Invest. Agrop. Ser. 5, Patol. Veget.* 12(1): 7-76.

BRAVERMAN, I., I. DANO, D. SAAH & B. GAPANY. 1994. Aural myiasis caused by flesh fly larva, *Sarcophaga haemorrhoidalis*. *J. Otolaryngol.* 23 (3): 204-205.

BRÈTHES, J. 1906. *Sarcophaga caridei*, una nueva mosca langosticida. *An. Mus. Nac. Buenos Aires* 13: 297-301.

BRÈTHES, J. 1912. Sobre la *Brachycoma acridiorum* (Weyenb.) (*Nemorea acridiorum* Weyenb.). *An. Mus. Nac. Buenos Aires* 22: 441-446.

BRÈTHES, J. 1916. Descripción de una nueva mosca langosticida. *An. Mus. Nac. Buenos Aires* 28: 141-144.

BRÈTHES, J. 1920. Insectos útiles y dañinos de Rio Grande do Sul y de la Plata. *An. Soc. Rural Argent.* 2: 73-74.

BRÈTHES, J. 1928. A propósito de *Masarygus* Brèthes y de *Sarcophaga caridei* Brèthes. *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 2: 73-74.

BROWN, V.B. 2005. Malaise trap catches and their crisis in the Neotropical Dipterology. *Am. Entomol.* 51: 180-183.

BROWN, B.V., A. BORKENT, J.M. CUMMING, D.M. WOOD, N.E. WOODLEY & M.A. ZUMBADO. 2009. *Manual of Central American Diptera; Vol. 1.* NRC Research Press, Ottawa.

BURGESS, I. & P.D.R. SPRAGGS. 1992. Myiasis due to *Parasarcophaga argyrostoma*-first recorded case in Britain. *Clin. Exp. Dermatol.* 17 (4): 261–263.

BURGESS, K.S., J. SINGFIELD, V. MELENDEZAND & P.G. KEVAN. 2004. Pollination biology of *Aristolochia grandiflora* (Aristolochiaceae) in Veracruz, México. *Ann. Missouri Bot. Gard.* 91: 346–356.

BUYS, S.C. 2007. Comparative study of the nesting behaviour of *Tachysphex inconspicuus* (Kirby) (Hymenoptera: Crabronidae) in two locations in southeast Brazil. *Neotrop. Entomol.* 36 (3): 327-330.

BYRD, J.H. & J.F. BUTLER. 1998. Effect of temperature on *Sarcophaga haemorrhoidalis* (Diptera: Sarcophagidae) development. *J. Med. Entomol.* 35 (5): 694-698.

BYRD, J.H. & J.L. CASTNER. 2001. *Forensic entomology: The utility of arthropods in legal investigations*. CRPress, London.

CARVALHO, C.J. B. & C.A. MELLO-PATIU. 2008. Key to the adults of the most common forensic species of Diptera in South America. *Rev. Brasil. Entomol.* 52(3): 390-406.

CARVALHO, C.J. B., M.S. COURI, R. TOMA, J.A. RAFAEL, A.H. HARADA, S.R. BONATTO, A.L. HENRIQUES & A.O. GASTAL. 2002. Principais Coleções Brasileiras de Diptera: Histórico Taxonômico e Situação Atual. *In*: Costa, C., S.A. Vanin; J.M. Lobo & A. Melic (eds.), *Proyecto de Red Iberoamericana de Biogeografía y Entomología Sistemática, PRIBES,* Sociedad Entomológica Aragonesa (SEA) & Cyted, Zaragoza, pp. 37-52.

COUPLAND, J.B & G.M. BARKER. 2004. Chapter 3, Diptera as predator and parasitoids of terrestrial gasteropods, with emphasis on Phoridae, Calliphoridae, Sarcophagidae, Muscidae and Fannidae. *In*: Barker, G.M (ed.), Natural enemies of terrestrial molluscs, CABI Publishing, Wallingford & Cambridge, pp. 85-158.

CROUZEL, I.S. 1944. First instar larva of *Acridiophaga caridei* (Brèthes) (Diptera: Sarcophagidae). *Proc. Entomol. Soc. Washington* 46 (9): 239-246.

CROUZEL, I.S. 1950 Primer estadío larval de *Doringia acridiorum* (Weyenb); (Diptera; Sarcophagidae). *Arthropoda* 1 (2-4): 291-297.

CROUZEL, I.S. 1964. Parasitismo en "gusanos blancos" en la República Argentina (Col. Scarabaeidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent.* 37 (1-4): 83-87.

CROUZEL, I.S. & R.G. SALAVIN. 1961. Contribución a la biología de las Sarcophagidae (Diptera). *Rev. Invest. Agric.* 15 (4): 649-671.

DAHLEM, G.A. & R.FC. NACZI. 2006. Flesh flies (Diptera: Sarcophagidae) associated with North American pitcher plants (Sarraceniaceae), with descriptions of three new species. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 99(2): 218-240.

DE ARRIBA, A.V. & S.R. COSTAMAGNA. 2006. Desarrollo postembrionario de *Microcerella acrydiorum* (Diptera: Sarcophagidae) bajo condiciones de laboratorio. *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 65 (1-2): 55-61.

DOWNES, W.L. Jr. 1955. Notes on the morphology and classification of the Sarcophagidae and others calyptrares (Diptera). *Proc. Iowa Acad. Sci*. 62: 514-538.

DOWNES, W.L. Jr. 1965. Family Sarcophagidae (Stephanostomatidae, Metopiidae). *In:* Stone, A. (ed.), *A Catalogue of the Diptera of American North of Mexico,* U. S. Departament of Agriculture, Washington, pp. 933-961.

EARLY, M. & M.L. GOFF. 1986. Arthropod patterns in exposed carrion on the island of O'ahu, Hawaiian Islands, USA. *J. Med. Entomol*. 23 (5): 520-531.

FONSECA, E.C. 1953. An important character in the identification of the females of *Sarcophaga* species. (Diptera, Calliphoridae). *J. Brit. Entomol*. 4 (8): 167-168.

GRANZ, W., D. SCHNEIDER & H. SCHUMANN. 1975. Human myiasis in middle Europe. *Z. Gesamte Inn. Med*. 30 (8): 293-301.

GRASSBERGER, M. & C. REITER. 2002. Effect of temperature on development of *Liopygia* (= *Sarcophaga*) *argyrostoma* (Robineau-Desvoidy) (Diptera: Sarcophagidae) and its forensic implications. *J. Forensic Sci*. 47 (6): 1-5.

GRACZYK, T.K., R. KNIGHT, R.H. GILMAN & M.R. CRANFIELD. 2001. The role of non-biting flies in the epidemiology of human infectious diseases. *Micr. Infect*. 3: 231-235.

GREENBERG, B. 1973. *Flies and disease*. *Vol. 2*. Princeton University Press, Princeton, New Jersey.

GRETCHEN, D.J. & D.J. STANLEY. 2001. The uses of pollen and its implication for entomology. *Neotrop. Entomol*. 30 (3): 341-350.

GRIFFITHS, G.C.D. 1972. *The phylogenetic classification of Diptera Cyclorrhapha, with special reference to the structure of the male postabdomen*. Junk Publ., The Hague.

GUIMARÃES, J.H., N. PAPAVERO & A.P. PRADO. 1983. As miíases na Região Neotropical (Identificação, biologia, bibliografia). *Rev. Bras. Zool*. 1 (4): 239-416.

HALL, D.G. 1937. Sarcophaginae. *Diptera of Patagonia and South Chile* 7(3): 347-384.

HANSKI, I. & S. KUUSELA. 1980. The structure of fly carrion communities: differences in breeding seasons. *Ann. Zool. Fennici* 17: 185-190.

HERNÁNDEZ, M.C. 1989. Dípteros coprófagos: *Oxysarcodexia varia* (Walker) (Diptera: Sarcophagidae): Descripción de los estadios larvales. *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 46 (1-4): 141-145.

HERNÁNDEZ, M.C. 1992. Descripción de los estadios larvales de *Ravinia sueta* (Wulp, 1895) (Diptera: Sarcophagidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 50 (1-4): 25-28.

JAMES, M.T. 1947. *The flies that cause myiasis in man*. Miscellaneous Publication, United Status Department of Agriculture, Washington.

KRAWCUK, M.A. & P.D. TAYLOR. 1999. Roosting behaviour by *Fletcheromyia fletcheri* (Diptera: Sarcophagidae) in *Sarracenia purpurea* (Sarraceniacea). *Can. Entomol*. 131: 829-830.

LAHILLE, F. 1907. La langosta y sus moscas parasitarias. *An. Min. Agric. Argent., Secc. Zoot. Bact. Vet. Zool*. 3 (4): 1-136.

LOPES, H.S. 1939. Sobre algunos Sarcophagideos de Misiones (Argentina). *Physis* 17: 117-123.

LOPES, H.S. 1969a. Family Sarcophagidae, Chapter 103. *In:* N. Papavero (coord), *A catalogue of the Diptera of the Americas south of the United States*. Depto. Agricultura, São Paulo, pp. 1-88.

LOPES, H.S. 1969b. Neotropical Sarcophagidae reared from Gastropoda by Dr. W. Weyrauch (Diptera). *Studia Entomol*. 12 (1-4): 133-160.

LOPES, H.S. 1981. On *Austrohartigia* (Diptera, Sarcophagidae, Microcerellini), with descriptions of seven new species. *Rev. Bras. Biol*. 41 (2): 327-338.

LOPES, H.S. 1982. The importance of the mandible and clypeal arch of the first instar larvae in the classification of the Sarcophagidae (Diptera). *Rev. Bras. Biol*. 26: 293-326.

LOPES, H.S. 1989. On American Sarcophagidae (Diptera) with descriptions of a new genus and two new species. *Rev. Bras. Biol*. 49(3): 825-835.

LOPES, H.S. 1990. New or little known species of *Acanthodotheca* (Diptera, Sarcophagidae). *Rev. Bras. Biol*. 50 (1): 299-311.

LOPES, H.S. 1992. On the genus *Asilodexia* (Diptera, Sarcophagidae) with descriptions of four new species. *Rev. Bras. Biol*. 52 (1): 125-132.

LOPES, H.S. & R.M. ACHOY. 1986. On *Chrysagria* (Diptera, Sarcophagidae) with descriptions of two new species, one of them living on the larvae of *Altica* sp. (Coleoptera, Chrysomelidae). *Rev. Bras. Biol*. 46 (1): 273-276.

LUKIN, L.G. 1989. Human cutaneous myiasis in Brisbane: a prospective study. *Med. J. Aust*. 150 (5): 237-240.

MARILUIS, J.C. 2002a. A new species and new records of *Microcerella* Macquart (Diptera: Sarcophagidae) from Argentinean Patagonia. *Proc. Entomol. Soc. Washington* 104: 85-90.

MARILUIS, J.C. 2002b. Redescription of the female of *Microcerella chilensis* (Diptera: Sarcophagidae). *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 61: 43-47.

MARILUIS, J.C. 2004. *Microcerella* (Diptera: Sarcophagidae) from Argentinean Patagonia: New records and new species. *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 63(1-2): 41-44.

MARILUIS, J.C. 2005. Redescription of the female of *Microcerella acrydiorum* (Diptera: Sarcophagidae) and new records from Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Argent*. 64(1-2): 17-22.

MARILUIS, J.C. 2006. Description of a new species of *Microcerella* (Diptera: Sarcophagidae) from Argentinean Patagonia. *Zootaxa* 1124: 47-53.

MARILUIS, J.C., J.A. SCHNACK, P.R. MULIERI & J.P. TORRETTA. 2007. The Sarcophagidae of the coastline of Buenos Aires city, Argentina. *J. Kans. Entomol. Soc*. 80(3): 243-251.

MAZZA, S. & R. BASSO. 1939. Miasis de úlcera crónica de pierna por *Sarcophaga barbata* y *Cochliomyia hominivorax*. Investigaciones sobre dípteros argentinos. I. Miasis. *Publ. Mis. Est. Patol. Reg*. 40: 47-54.

MCALPINE, J.F. 1989. Phylogeny and Classification of the Muscomorpha. *In:* McAlpine, J.F & D.M. Wood (coord.), *Manual of Neartic Diptera, Volume. 3.*, Research Branch Agriculture Canada, Monograph 32, Ottawa, pp. 1397-1518.

MCALPINE, J.F., B.V. PETERSON, G.E. SHEWELL, H.J. TESKEY, J.R. VOCKEROTH & D.M. WOOD. 1981. *Manual of Nearctic Diptera, Volume 1,* Research Branch, Agriculture Canada. Monograph Nº 27, Ottawa.

MEIER, R., M. KOTBRA & P. FERRAR. 1999. Ovoviviparity and viviparity in the Diptera. *Biol. Rev*. 74: 199-258.

MELLO-PATIU, C.A. 2002. Revision of some *Dexosarcophaga* species described by R. Dodge (Diptera: Sarcophagidae). *Zootaxa* 122: 1-16.

MELLO-PATIU, C.A. & A.L. AZEVEDO. 1998. Redescrição de macho, fêmea e larva de *Rafaelia acanthoptera* (Wulp, 1895) (Diptera, Sarcophagidae). *Bol. Mus. Nac., n.s. Zool*. 389: 1-11.

MELLO-PATIU, C.A. & T. PAPE. 2000. Definitions of *Dexosarcophaga* Townsend 1917 and *Sarcofahrtiopsis* Hall 1933, including two new species and a redescription of *Sarcofahrtiopsis cuneata* (Townsend 1935) (Diptera: Sarcophagidae). *Bol. Entomol. Venez*. 15: 181-194.

MELLO-PATIU, C.A. & J.M. SANTOS. 2001. *Nephochaetopteryx* Townsend 1934: descriptions and comparative mor-

phological notes of the female terminalia (Diptera, Sarcophagidae). *Studia Dipterol*. 8: 303-315.
MORRIS, B. 1987. First reported case of human aural myiasis caused by the flesh fly *Parasarcophaga crassipalpis* (Diptera: Sarcophagidae). *J. Parasitol*. 73(5): 1068-1069.
MULIERI, P.R. & J.C. MARILUIS. 2009. New species and new records of *Microcerella* Macquart (Diptera: Sarcophagidae) belonging to the *M. spinigena* species-group. *Neotrop. Entomol*. 38 (1): 847-849.
MULIERI, P.R., J.A. SCHNACK, J.C. MARILUIS & J.P. TORRETTA. 2008. Flesh flies species (Diptera: Sarcophagidae) from a grassland and a woodland in a Nature Reserve of Buenos Aires, Argentina. *Rev. Biol. Trop*. 56(3):1287-1294.
NAGAKURA, K., M. ISOZAKI, M. SHIGETA, T. SHIMAMURA, H. TACHIBANA, Y. KANEDA & R. KANO. 1984. A case report of intestinal myiasis. *Tokai J. Exp. Clinical Med*. 9(5): 345-348.
OLIVA, A. 1997. Insectos de interés forense de Buenos Aires (Argentina). Primera lista ilustrada y datos bionómicos. *Rev. Mus. Argent. Cienc. Nat. "Bernardino Rivadavia"* 7: 13-59.
OLIVEIRA, S.J. 1989. A vida profissional de Hugo de Souza Lopes. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 84 (supl. 4): 5-9.
PAPE, T. 1990. Revisionary notes on American Sarcophaginae (Diptera: Sarcophagidae). *Tijdschr Entomol*. 133: 43–74.
PAPE, T. 1992. Phylogeny of the Tachinidae family-group (Diptera: Calyptrate). *Tijds. Entomol*. 135: 43-86.
PAPE, T. 1994. The world *Blaesoxipha* Loew, 1861 (Diptera: Sarcophagidae). *Entomol. Scand. Suppl*. 45: 1-247.
PAPE, T. 1996. *Catalogue of Sarcophagidae of the world (Insecta: Diptera)*. Memoirs of Entomology, International vol. 8. Assoc Publ., Gainsville.
PAPE, T., G. DAHLEM, C.A. MELLO-PATIU & M. GIROUX. 2009. The world of flesh flies (Diptera: Sarcophagidae). http:/www.zmuc.dk/entoweb/sarcoweb/sarcweb/sarc_web htm (actualizado en 15/08/2009).
PAPE, T. & C.A. MELLO-PATIU. 2006. Revision of *Engelimyia* Lopes, 1975 (Diptera: Sarcophagidae). *Zootaxa* 1256: 21-47
PAPP, L. & B. DARVAS. 2000. *Contributions to a manual of Palaearctic Diptera, Volume 1. General and applied dipterology*. Science Herald, Budapest.
RAMOS, C., E. BORDA & L. FUNCH. 2005. Pollination in Brazilian *Syngonanthus* (Eriocaulaceae) species: evidence for entomophily instead of anemophily. *Ann. Bot*. 96: 387–397.
ROBACK, S.S. 1954. The evolution and taxonomy of the Sarcophaginae (Diptera, Sarcophagidae). *Illinois Biol. Monog*. 23: 1-181.
ROGNES, K. 1997. The Calliphoridae (blowflies) (Diptera; Oestroidea) are not a monophyletic group. *Cladistics* 13: 27-66.
ROMERA, E., M.I. ARNALDOS, M.D. GARCIA & D. GONZALES-MORA. 2003. Los Sarcophagidae (Insecta, Díptera) de un ecosistema cadavérico en el sureste de la Península Ibérica. *An. Biol*. 25: 49-63.
SALAVIN, R.J. 1958. Notas biológicas sobre la mosca *Servasia* (*Protodexia*) *artegai* (Blanch.) Rob. (Diptera, Sarcophagidae) parásito de la tucura. *Rev. Invest. Agric*. 12(3): 299-309.
SCOTT, H.G. 1964. Human myiasis in North America. *Fla. Entomol*. 47 (4): 255-261.
SHERMAN, R.A. 2000. Wound myiasis in urban and suburban United States. *Arch. Int. Med*. 160: 2004-2014.
SHEWELL, G.E. 1987. Sarcophagidae. *In:* McAlpine, J.F., B.V. Peterson, G.E. Shewell, H.J. Teskey, J.R. Vockeroth & D.M. Wood (coords.), *Manual of Neartic Diptera, Volume 2*, Research Branch, Agriculture Canada, Ottawa, pp. 1159–1186.
SHIOTA, T., Y. YOSHIDA, S. HIRA & S. TORII. 1990. Intestinal myiasis caused by *Parasarcophaga crassipalpis* (Diptera: Sarcophagidae). *Pediatrics* 85(2): 215-217.
STEVENS, J.R., J.F. WALLMAN, D. OTRANTO, R. WALL & T. PAPE. 2006. The evolution of myiasis in humans and other animals in the Old and New Worlds (part II): biological and life-history studies. *Trends Parasitol*. 22 (4): 181-188.
TARODA, N. & P.E. GIBBS. 1982. Floral biology and breeding system of *Sterculia chicha* St Hil (Sterculiaceae). *Nevj Ptiytot*. 90: 735-743.
TORO, H. 2002. Pollination of *Prosopis tamarugo* in the Atacama Desert With Remarks on the Roles of Associated Plants. *In:* Kevan, P. & V.L. Imperatriz Fonseca (eds.), *Pollinating Bees - The Conservation Link Between Agriculture and Nature*, Ministry of Environment, Brasilia, pp. 267-273.
UNI, S., S. SHINONAGA, Y. NISHIO, M. ISEKI, T. OKAMOTO, N. UEDA & T. MIKI. 1999. Ophtalmomyiasis caused by *Sarcophaga crassipalpis* (Diptera: Sarcophaga) in a hospital patient. *J. Med. Entomol*. 36(6): 906-908.
UNI, S., K. NAKAGWA, T. SHIBATA & A. FUKUNAGA. 2005. Two *Sarcophaga* wound myiases in Japan: *S. peregrina* at a trichophytosis sore of an inpatient and *S. crassipalpis* in a post-surgical wound of a home convalescent. *Med. Entomol. Zool*. 57(3): 235-240.
VERVES, Y.G. 1998. To the knowledge of the subfamilies of the Sarcophagidae (Diptera). *Int. J. Dipterol. Res*. 9(3): 243-244.
VERVES, Y.G. & L.A. KHROKALO. 2006. Review of Macronychiinae of the world. *Vestnik Zool*. 40 (3): 219-239.
WEYENBERGH, H. 1875. Animales útiles. *Nemoraea acridiorum* Weyenb. *An. Agric. Rep. Argent*. 3 (9): 85-86.
ZUMPT, F. 1965. *Myiasis in man and animals in the old world*. Butterworths, London.

Apéndice 1. Lista de especies de Sarcophagidae en Argentina y su distribución por provincias (el asterísco señala a las especies endémicas; **n.reg.** señala a los nuevos registros). (Actualizada a diciembre del 2012).

Miltogramminae

Amobia erythrura (Wulp, 1890). Mza., Cm.
Macronychia (*Macronychia*) *aurifrons** Hall, 1937. Mnes.
Macronychia (*Moschusa*) *trafulensis** Mulieri & Mariluis, 2011. Nq.
Metopia brasiliana (Townsend, 1929). Bs.As.
Metopia pauciseta Dodge, 1966. E.R.
Metopia pulverulenta Pape, 1987. Bs.As., S.E.
Opsidia intonsa Aldrich, 1928. Chu., R.N., Nq.
Opsidia oebalioides Pape, 1989. S.C.

Sarcophaginae

Argoravinia rufiventris (Wiedemann, 1830)
*Austrophyto cordobensis** Lopes, 1989. Cba.
Blaesoxipha (*Acanthodotheca*) *boxi** (Hall, 1938). Tuc.
Blaesoxipha (*A.*) *brazil* Pape, 1994. E.R., Tuc.
Blaesoxipha (*A.*) *cekalovici* (Lopes 1990). Chu.
Blaesoxipha (*A.*) *chilena* (Lopes 1990). Chu.
Blaesoxipha (*A.*) *denieri* (Blanchard, 1939). Bs.As., S.Fe
Blaesoxipha (*A.*) *diloboderi** Pape, 1994. Bs.As.
Blaesoxipha (*A.*) *haemorrhoica** (Lopes, 1990). Ju.
Blaesoxipha (*A.*) *indicata* (Lopes, 1990). Cm., Ju.
Blaesoxipha (*A.*) *phaneophaga**(Blanchard, 1966). Cba.
Blaesoxipha (*A.*) *wagneri** (Blanchard, 1939). Bs.As., S.Fe, Mnes., S.E.
Blaesoxipha (*Acridiophaga*) *caridei* (Brèthes, 1906). Chu., R.N., Nq., Bs.As., L.P., Mza., E.R., S.Fe, Cba., S.L., S.J., Cs., Cha., S.E., L.R., Cm., Tuc., Fo., Ju.
Blaesoxipha (*Blaesoxipha*) *opifera* (Coquillet, 1892). Bs.As., S.Fe, Cba., S.J., L.R.
Blaesoxipha (*Gigantotheca*) *stallengi* (Lahille, 1907). Bs.As., S.E., Sal.

Blaesoxipha (*Tephromyia*) *hospes* (Aldrich, 1916). Bs.As., E.R., Cba., S.J., Cm., Tuc.
Blaesoxipha (*T.*) *chubutina** (Blanchard, 1955). Chu.
Blaesoxipha (*T.*) *hunteri* (Hough, 1898). Chu., Cba., S.L.
Blaesoxipha (*T.*) *neuquenensis* (Blanchard, 1942). Nq.
Blaesoxipha (*T.*) *quaesita* (Hall, 1937). Chu., R.N., Nq., Bs.As., Cba., S.L., S.J., L.R.
Blaesoxipha dichroplophaga (Blanchard & De Santis, 1975) *nomen nudum* (subgénero no identificado)
*Boettcheria mundelli** Blanchard, 1939. Tuc.
Chrysagria duodecimpunctata Townsend, 1935. Mnes.
Dexosarcophaga (*Bezzisca*) *ampullula* (Engel, 1931).
Dexosarcophaga (*Dexosarcophaga*) *chaetosa** Blanchard, 1939. Cs.
Dexosarcophaga (Farrimyia) lenkoi Lopes, 1968 n.reg. Cs.
Dexosarcophaga (*Bezzisca*) *montana* (Lopes, 1975). Mnes.
Engelimyia bosqi (Blanchard, 1939). Bs.As., Mnes.
Helicobia aurescens (Townsend, 1927). Bs.As., Cs., Mnes., Cm.
*Helicobia edwardsi** (Hall, 1937). Mnes.
Helicobia morionella (Aldrich, 1930). Mnes., Cha.
Helicobia pilifera Lopes, 1939. Mnes.
Helicobia pilipleura Lopes, 1939. Mnes.
Helicobia rapax (Walker, 1849). Cs.
Lepidodexia (*Asilidodexia*) *gaucha* (Lopes, 1992). E.R.
Lepidodexia (*A.*) *proseni** (Lopes, 1992). Bs.As.
Lepidodexia (*Cryptosarcophila*) *chaetosa** (Townsend, 1931). Mza.
Lepidodexia (*Gymnocamptops*) *rubriventris* (Macquart, 1851). Cs.
Lepidodexia (*Johnsonia*) *catamarca** (Lopes, 1991). Cm., Tuc.
Lepidodexia (*Neophytodes*) *lindneri** (Townsend, 1931). Cha.
Lepidodexia (*Notochaeta*) *tucumana** (Blanchard, 1942). Tuc.
*Microcerella acrydiorum** (Weyenbergh, 1875). Bs.As., S.Fe, Cba., S.E., Tuc., Sal.
Microcerella alvarengai (Lopes, 1978). Cm.
*Microcerella antonioi** Mariluis, 2002. S. C.
*Microcerella argentina** (Lopes, 1983). Tuc., Cba., Sal.
*Microcerella asymmetrica** Mulieri, Mariluis & Patitucci, 2010. Bs.As.
Microcerella aulacophyto Pape, 1990. S.C., Mza., Ju.
Microcerella austrohartigia Pape, 1990. Bs.As.
Microcerella chaetosa (Townsend, 1927). Bs.As.
Microcerella chilena (Dodge, 1967). R.N., Mza.
Microcerella chilensis (Hall, 1937). T.F., S.C., R.N., Ju.
*Microcerella coniceti** Mariluis, 2006. S.C., R.N.
*Microcerella cristiani** Mulieri & Mariluis, 2009. S.C.
Microcerella curicoensis (Lopes, 1982). S.C.
Microcerella edwardsi (Hall, 1937). R.N.
Microcerella erythropyga (Lopes, 1936). Bs.As.
Microcerella halli (Engel, 1931).
*Microcerella jujuyensis** (Lopes, 1981). Ju.
Microcerella jujuyia Pape, 1990. Ju.
*Microcerella lalie** Mariluis, 2004. S.C.
Microcerella mallochi (Hall, 1937). S.C., R.N.
*Microcerella muehni** (Blanchard, 1939). Bs.As., Cha.
*Microcerella multidentata** (Lopes, 1981). Cm.
Microcerella penai (Lopes, 1978). S.C., Ju.
*Microcerella reinhardi** (Tibana & Lopes, 1987). Ju.
*Microcerella retusa** (Hall, 1937). R.N.
Microcerella rusca (Hall, 1937). S.C., R.N.
*Microcerella salavini** (Blanchard, 1955). Nq., Cm., Tuc.
*Microcerella salsa** Pape, 1990. Cba., Cm.
Microcerella spinigena (Rondani, 1864). R.N., Mza.
Microcerella spinosa (Hall, 1937). R.N.
Nephochaetopteryx cyaneiventris Lopes, 1936. Bs.As., Mnes.
*Nephochaetopteryx subaurata** (Engel, 1931). Cha.
Oxysarcodexia admixta (Lopes, 1933). Mnes.
Oxysarcodexia augusta Lopes, 1946. Mnes.
Oxysarcodexia avuncula (Lopes, 1933). Mnes.
Oxysarcodexia bicolor Lopes, 1946. Bs.As.
Oxysarcodexia confusa Lopes, 1946. Mnes.
Oxysarcodexia culmiforceps Dodge, 1966. Bs.As., E.R., Mnes.
Oxysarcodexia diana (Lopes, 1933). Mnes.
*Oxysarcodexia flavipes** Lopes & Tibana, 1987. Tuc.
*Oxysarcodexia marina** (Hall, 1938). Bs.As., Mza.
Oxysarcodexia meridionalis (Engel, 1931). Cha.
Oxysarcodexia parva Lopes, 1946. Mnes., Ju.
Oxysarcodexia paulistanensis (Mattos, 1919). Bs.As., Mza., E.R., Cba., Tuc.
Oxysarcodexia riograndensis Lopes, 1946. Ju.
Oxysarcodexia terminalis (Wiedemann, 1830). Bs.As., Cba.
Oxysarcodexia thornax (Walker, 1849). Bs.As., Mnes., Cm., Tuc., Ju.
Oxysarcodexia varia (Walker, 1836). Nq., Bs.As., Mza., Tuc.
*Oxysarcodexia wygodzinskyi** Lopes & Tibana, 1987. Sal.
Oxysarcodexia xanthosoma (Aldrich, 1916). Mnes.
Peckia (*Euboettcheria*) *anguilla* (Curran & Walley, 1934). L.R., Tuc.
Peckia (*E.*) *australis* (Townsend, 1927). Mnes.
Peckia (*E.*) *collusor* (Curran & Walley, 1934). Mnes.
Peckia (*E.*) *florencioi* (Prado & Fonseca, 1932). Bs.As., S.L., Mnes., Tuc.
Peckia (*Pattonella*) *resona* (Lopes, 1935). Cs.
Peckia (*Peckia*) *chrysostoma* (Wiedemann, 1830). Mnes.
Peckia (*P.*) *enderleini* (Engel, 1931). Mnes., Cha.
Peckia (*Squamatodes*) *ingens* (Walker, 1849). Mnes.
Peckia (*S.*) *stahli** (Dodge, 1966). Mnes.
Ravinia advena (Walker, 1853). Bs.As., Mnes.
Ravinia aureopyga (Hall, 1928). Bs.As., E.R., S.Fe, Cba.
Ravinia belforti (Prado & Fonseca, 1932)
Ravinia meinckeae (Blanchard, 1939). Cba., Tuc.
Ravinia sueta (Wulp, 1895). Bs. As.
*Retrocitomyia argentina** Lopes, 1988. Cm.
Sarcodexia lambens (Wiedemann, 1830). Bs.As., E.R., S.Fe, Mnes., Cha., Tuc., Fo.
Sarcophaga (*Bercaea*) *africa* (Wiedemann, 1824). Bs.As.
Sarcophaga (*Liopygia*) *argyrostoma* (Robineau-Desvoidy, 1830). Bs.As.
Sarcophaga (*L.*) *crassipalpis* Macquart, 1839. Bs.As.
Sarcophaga (*Lipoptilocnema*) *koehleri* (Blanchard, 1939). Bs.As., Sal.
Sarcophaga (*L.*) *lanei* (Townsend, 1934). Bs.As., Sal.
Sarcophaga (*L.*) *margaretae** Lahille, 1907. Mza., S.Fe, Cba., Cm.
Sarcophaga (*Neobellieria*) *polistensis* Hall, 1933. Bs.As.
Titanogrypa (*Sarconeiva*) *fimbriata* (Aldrich, 1916). Sal.
Tricharaea (*Sarcophagula*) *occidua* (Fabricius, 1794). Bs.As., E.R.
Tricharaea (*Tricharaea*) *brevicornis* (Wiedemann, 1830). Bs.As., E.R.
Tripanurga albicans (Wiedemann, 1830).
Udamopyga percita (Lopes, 1938). Bs.As., Cm., S.E.
*Udamopyga provecta** (Lopes, 1939). Mnes.
Udamopyga setigena (Enderlein, 1928). Mnes.
*Udamopyga smagra** Hall, 1938. Tuc.
*Sarcophaga bomplandi** Hall, 1937 (género no identificado). Mnes.

CONOPIDAE

***Joel F. GIBSON**
****Jeffrey H. SKEVINGTON**
*****Sidney CAMRAS**

*Biodiversity Institute of Ontario. Department of Integrative Biology. University of Guelph, Guelph ON N1G 2W1 / (226)979-2560. Canadá.
jfgibson@uoguelph.ca

**Agriculture and Agri-Food Canada, Canadian National Collection of Insects, Arachnids and Nematodes, 960 Carling Avenue, Ottawa, ON K1A 0C6, Canada / Department of Biology, 209 Nesbitt Building, Carleton University, 1125 Colonel By Drive, Ottawa, ON K1S 5B6, Canadá.
jeffrey.skevington@agr.gc.ca

***Field Museum, Insect Division, Roosevelt Road at Lake Shore Drive, Chicago, IL 60605-2496, USA.

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

La familia Conopidae comprende moscas endoparasíticas de tamaño pequeño a grande. Aunque variadas en forma, se las puede reconocer por sus partes bucales elongada y su característica venación alar. Las hembras oviponen dentro del huésped, cuyos tejidos servirán de alimento a las larvas de la mosca cuando eclosionan. Después de la fase de pupa, los adultos emergen y abandonan el huésped. Los adultos frecuentan las flores y su impacto más significativo es reducir la presencia de himenópteros polinizadores. Es común el mimetismo con Hymenoptera. A nivel mundial se conocen 800 especies en 57 géneros. La fauna argentina incluye 40 especies en 10 géneros, 19 especies se registran aquí por primera vez para el país.

Abstract

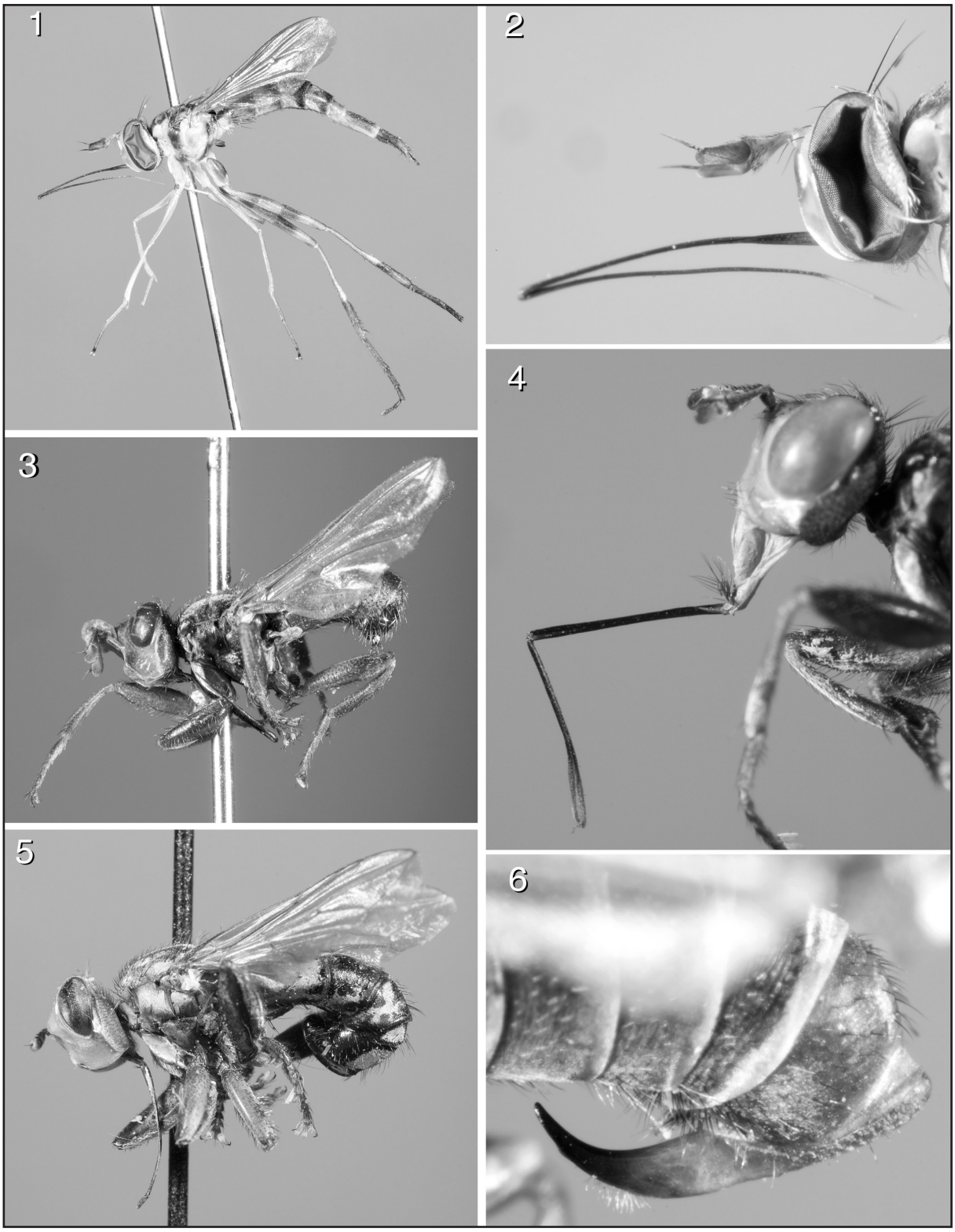
Conopidae are small to large endoparasitic flies. While variable in shape, they are recognized by their unique wing venation and elongate mouthparts. Eggs are laid within insect hosts where the larvae hatch and feed on host tissues. Adult conopids emerge from the host following pupation and eclosion. Adults frequent flowers, but their most significant impact may be their detrimental effect on hymenopteran pollinators. Mimicry of Hymenoptera is common, but not universal, in the family. Over 800 valid species are recognized in 57 genera worldwide. The Argentinean fauna includes 40 species in 10 genera; 19 species are recorded for Argentina here for the first time.

Introduction

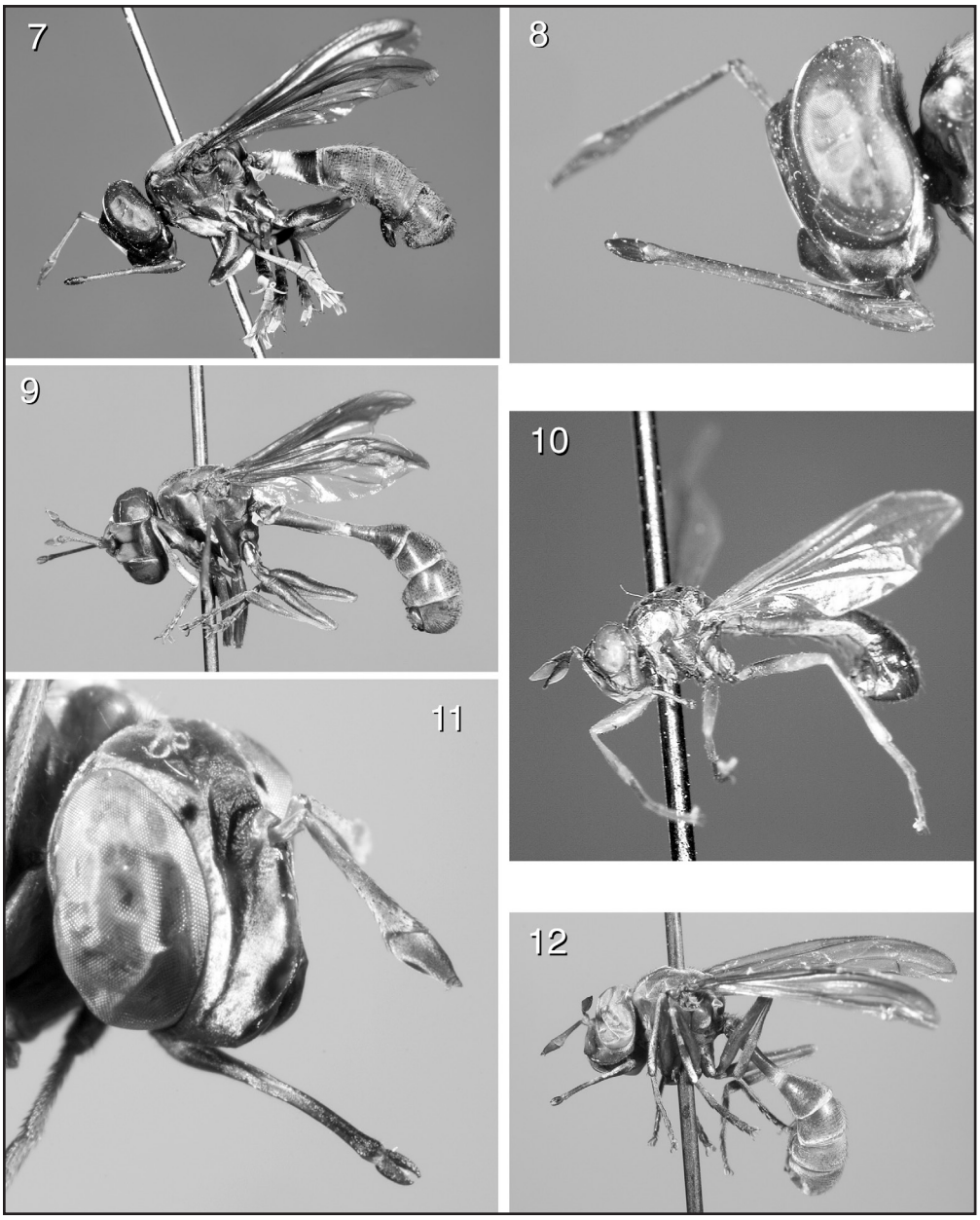
Flies with a small to very large total body length (2.5-30 mm). Body relatively bare and either compact or elongate. Color black and yellow, reddish brown, or entirely black. Mimicry of wasps and bees common in two subfamilies (Conopinae and Dalmanniinae). Head broader than thorax. Eyes bare and dichoptic in both sexes; two or three ocelli present; ocelli absent in some genera of Conopinae. Mouthparts slender and elongate (0.5 – 4 times length of the head); labella either elongate, filiform, and folded back along prementum or short and broad; palps either single-segmented or absent. Antennae large; pedicel usually longer than scape; flagellum variable; arista bare and either dorsal and filiform or (in Conopinae) thick and terminal. Thorax subquadrate and relatively bare. Wings hyaline, dark, or patterned. Veins R_1 and R_{2+3} situated close to costa; spurious vein present in Conopinae; cell r_{4+5} petiolate, closed at margin, or narrowly open; cell dm elongate; cell bm shorter than cell r; cell cup petiolate and either elongate or shortened. Legs relatively bare and elongate; tarsi with two pulvilli. Abdomen either cylindrical or (some genera of Conopinae) distinctly constricted in first and second segment. Males with six unmodified abdominal segments; seventh and eighth segments modified into ventral genital capsule. Male genitalia symmetrical and relatively simple. Females with seven visible abdominal segments. In Conopinae and Myopinae, seventh and eighth segments expanded ventrally into genital capsule; fifth segment expanded ventrally into ventral genital plate; intervening ventral

space lined with clasping ridges. In Dalmanniinae and Stylogastrinae, ventral genital plate absent and genital capsule modified into ovipositor (recurved and sclerotized in Dalmanniinae).

Conopidae are most easily recognized by wing venation and the elongate mouthparts. They may be confused with Syrphidae based on the spurious vein, but they are separated by the presence of the ptilinal suture.



Figs. 1-6. 1, 2, Stylogastrinae: *Stylogaster stylata* (Fabricius), female; 3, Myopinae: *Thecophora rufifrons* Camras, male; 4, Myopinae: *Thecophora distincta* (Wiedemann), male; 5, Myopinae: *Zodion dibaphus* Kröber, female; 6, Dalmanniinae: *Baruerizodion steyskali* Papavero, female.



Figs. 7-12. Conopinae. 7, 8, *Conops (Sphenoconops) nobilis* Williston, female; 9, *Physocephala bipunctata* (Macquart), male; 10, *Mallachoconops atratulus* (Malloch), male; 11-12, *Tropidomyia alexanderi* Camras, male.

Classification

Hennig (1958) proposed the following synapomorphies for the Conopidae: a parasitoid lifestyle, peculiar posterior spiracles in the larva, a specialized proboscis, and the development of the female fifth sternite into a "theca". Placement of the Conopidae within Diptera represents one of the most pressing issues in Schizophoran systematics (Hennig, 1971). Early classifications place the Conopidae within the Syrphoidea based on adult morphological similarities (reviewed in De Meijere, 1904). Alternately, Enderlein (1936) proposed the Conopidae as the sister to the remaining Schizophoran flies ("Muscaria"). The most recent molecular phylogenetic research (Gibson *et al.*, 2010) supports this latter hypothesis.

Conopidae are organised into four extant subfamilies (Conopinae, Dalmaniinae, Myopinae, and Stylogastrinae) and one fossil subfamily (Palaeomyopinae) (Smith, 1989). The monogeneric subfamily Stylogastrinae has been proposed as a separate family based on its unusual biology and distinct morphology (Rohdendorf, 1964). Within the subfamily Myopinae, the tribe Zodionini has been proposed as a separate subfamily based on its singly geniculate mouthparts (Hendel, 1936). These proposed changes to common classification of the Conopidae have been neither widely accepted nor tested phylogenetically. The only hypothesis offered for relationships between subfamilies of Conopidae is that of Hennig (1966). This research focused on fossil specimens and did not attempt to include exemplars of all extant genera. As such, a classification of all conopid genera based on phylogeny is still lacking.

Diversity and distribution

Conopidae are worldwide in distribution, absent only from Antarctica and Pacific Islands. There are over 800 valid species organised into 57 genera worldwide. Biogeographic patterns within and between conopid groups have not yet been explored. An examination of two Neotropical catalogues (Aczél, 1950; Papavero, 1971), one insect collection in Argentina (Instituto Fundación Miguel Lillo, San Miguel de Tucumán), and seven international insect collections (Canadian National Collection of Insects, Arachnids, and Nematodes, Ottawa; University of Guelph Insect Collection; University of Copenhagen, Zoological Museum; National Museum of Natural History, Washington D.C.; California State Collection of Arthropods, Sacramento, CA; Bohart Museum Collection, University of California-Davis; Utah State University Insect Collection) revealed 40 species of Conopidae recorded in Argentina. These species represent all four extant subfamilies and nine genera (see Appendix I). The genus *Physoconops* Szilady has been subdivided into seven subgenera, five of which have been recorded in Argentina. Conopidae have been collected from 13 provinces, with the bulk of specimens in collections coming from Entre Ríos and Mendoza. This likely does not reflect the true distribution of Conopidae within the country, but rather a lack of collecting effort within most provinces.

History of research on Neotropical Conopidae

Historically, research on Conopidae worldwide has been dominated by two researchers. Kröber collected extensively in South America, including Argentina, and used these specimens as data for numerous species and generic descriptions (Kröber, 1914, 1915a-d, 1927, 1928, 1929, 1937) as well as a catalogue (Kröber, 1939a, b). Following this work, Camras revised many Neotropical genera and added many species descriptions (Camras, 1953, 1955a, b, 1957a, b, 1963, 1967, 1976, 1981, 1989, 1992, 1996, 2003; Camras & Parrillo 1985, 1995). Catalogues of Neotropical Conopidae were produced by Aczél (1950) recording 13 genera and 131 species and Papavero (1971) recording 14 genera and 175 species. A diagnosis of Central American Conopidae was completed by Skevington *et al.* (2010).

Like many parasitoid flies, Conopidae are rarely collected by the general collector. Most collections contain few specimens. Within Argentina, the Instituto Fundación Miguel Lillo (IFML) has the largest collection of Conopidae with over 450 specimens representing 20 species. The large number of specimens at this collection is likely due to the efforts of Martin Aczél, a dipterist who worked at the collection from 1948 to 1958 and whose interests included Conopidae as well as a number of other Diptera families.

Life history and agronomic importance

Conopidae are endoparasitoids of other insects as larvae. Eggs are laid in the abdomen of the host, from which the larva emerges to feed on haemolymph and host tissues. Following the death of the host, the larva pupates and the adult conopid ecloses from the corpse of the host. Adults are most often observed on flowers and are suspected to be nectar feeders.

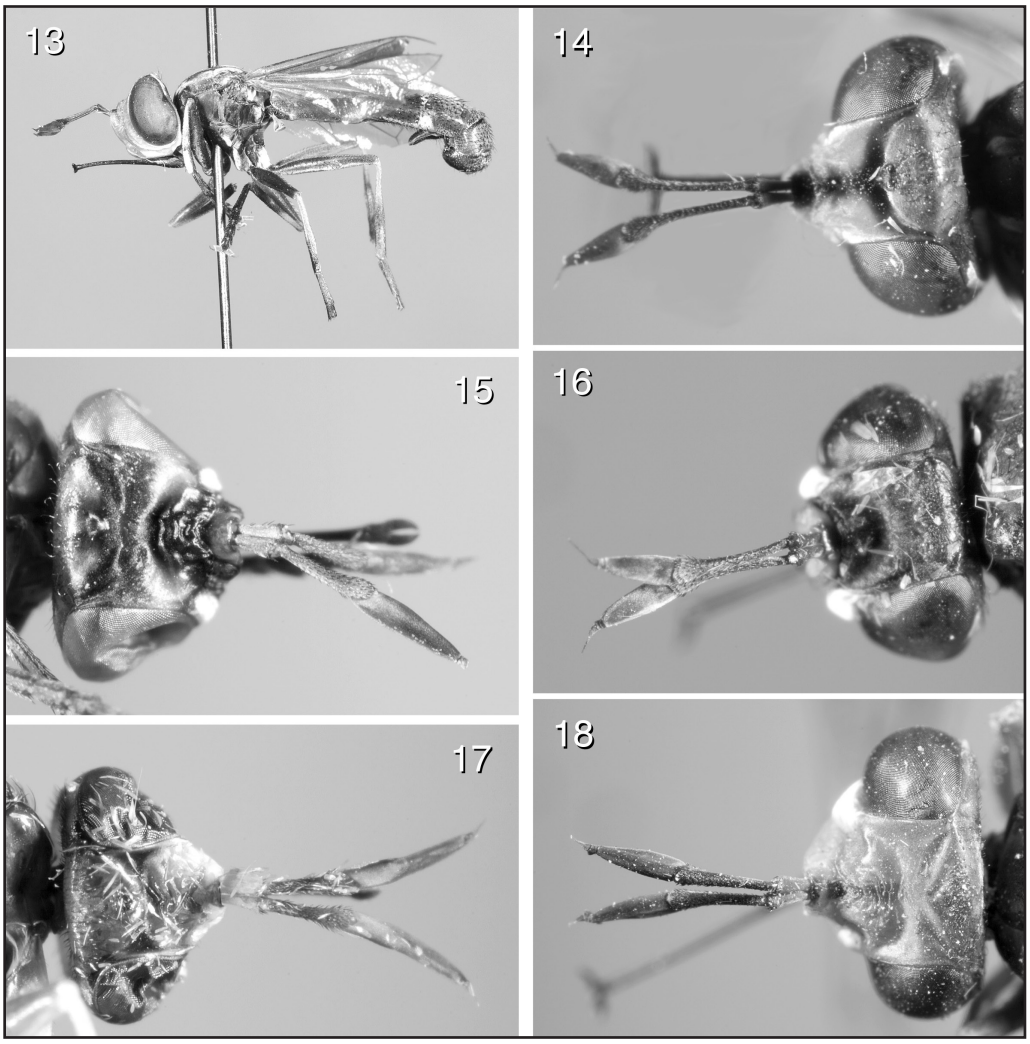
Host records for Neotropical Conopidae are scant (Rettenmeyer, 1961; Rasmussen & Cameron, 2004; Santos *et al.*, 2008) and records for only 5% of worldwide species are known. Confirmed hosts for all conopids (except Stylogastrinae) are aculeate Hymenoptera. Confirmed hosts of Stylogastrinae are crickets and cockroaches (Orthoptera and Blattodea). Some species of Conopidae have been reared from multiple hosts, but the degree of host specificity across the family is unknown. Female Conopidae have been observed sitting-and-waiting or actively pursuing hymenopteran hosts. The ventral genital plate is used to pry apart abdominal sclerites of the host for insertion of the egg (Howell, 1967). The eggs of stylogastrine conopids are furnished with recurved spines to anchor the egg to the host. Female dalmanniines have a sclerotized, piercing ovipostor. Both of these characters may coincide with the lack of a ventral genital plate in the females. Some species of Stylogastrinae are unique in their association with armies of ants. Female stylogastrines have been observed hovering above the leading edge of advancing columns of ants and attacking Orthopteroids as they are flushed out of the underbrush (Rettenmeyer, 1961).

Mimicry of Hymenoptera is common in two subfamilies (Conopinae and Dalmanniinae). This mimicry may extend to some conopids bearing a close resemblance to their potential hosts. The nature of this unique relationship has been the focus of recent ecological research (*e.g.*, Waldbauer, 1988).

Conopidae have also served as model organisms in an ongoing research project on parasitoid effects on host fitness. The effect of conopids on the fitness and behaviour of *Bombus* Latreille (Hymenoptera: Apidae) hosts has been explored in a number of papers (*e.g.*, Schmid-Hempel & Schmid-Hempel, 1996). The congregation of males on prominent landscape features, known as hilltopping, is a mating behaviour that has been the focus of recent study within Nearctic and Palaearctic Conopidae (Mei *et al.*, 2010).

As the impact of their role as pollinators is suspected to be minimal (Maeta & Macfarlane, 1993), the largest agronomic impact of the Conopidae is likely to be their role as parasitoids of honeybees (*Apis mellifera* Linnaeus) and other hymenopteran pollinators. Research has shown parasitism rates greater than 40% in some species of bees (Schmid-Hempel & Schmid-Hempel, 1996).

The combination of life history traits suggests a number of methods for collecting Conopidae. Any location with an abundance of flying Hymenoptera, especially flowers in dry meadows and fields is likely to be a suitable habitat. Hilltops can be effective for collecting males of some rare species. An alternate method of collecting involves rearing Conopidae from hosts. Infected hosts are often ejected from communal nests, appear sluggish, and have distended abdomens. These specimens can be collected and kept in the laboratory until parasitoids, including Conopidae, emerge. An added bonus of this method is the establishment of much needed host records for Conopidae species.



Figs. 13-18. Conopinae. 13, 14, *Physoconops (Physoconops) abruptus* (Kröber), female; 15, *Physoconops (Aconops) antennatus* (Kröber), male; 16, *Physoconops (Kroeberoconops) argentinus* Camras, male; 17, *Physoconops (Gyroconops) parvus* (Williston), female; 18, *Physoconops (Pachyconops) rufipennis* (Macquart), male.

Key to the genera of Conopidae of Argentina

1- First flagellomere with dorsal or subapical arista, with 2 or 3 aristomeres (Fig. 2); ocelli present; abdomen cylindrical, abdominal tergite 2 broader than scutellum (Figs. 1-3).....**2**

- First flagellomere with short, thick apical arista, with 3 aristomeres (Figs. 11, 14-18); ocelli absent or present; abdomen constricted basally, abdominal tergite 2 narrower than scutellum or, rarely, as broad as scutellum (Figs. 7, 9, 10, 12, 13).....**Conopinae**.....**5**

2- Body and legs elongate and slender; anepimeron with long strong bristle; face with prominent medial carina (Fig. 2); thoracic and scutellar bristles long and distinct; cell cu*p* shorter than cell bm; female terminalia membranous and expanded distally (Fig. 1).....**Stylogasterinae**.....***Stylogaster***

- Body and legs stout; anepimeron without bristles; face without distinct carina (Fig. 4); thorax and scutellum with fine hairs only; cell cu*p* longer than cell bm; female terminalia sclerotized (Figs. 5, 6).....**3**

3- Cell cu*p* slightly longer than cell bm; ventral genital plate absent; female terminalia deflected ventrally into piercing ovipositor (Fig. 6).....**Dalmanniinae**.....***Pseudomyopa***

- Cell cu*p* much longer than cell bm; ventral genital plate present, although sometimes greatly reduced; female terminalia not developed into piercing ovipositor.....**Myopinae**.....**4**

4- Mouthparts singly geniculate, with one bend (Fig. 5).....***Zodion***

- Mouthparts doubly geniculate, with two bends (Fig. 4).....***Thecophora***

5- Crossvein r-m well apical of middle of cell dm, apical of crossvein sc-r; ocelli absent; proepisternum bare; hind femur irregularly thickened on basal one third (Fig. 9).....***Physocephala***

- Crossvein r-m at or only slightly beyond middle of cell dm, in line with or basal to crossvein sc-r; ocelli absent or present; proepisternum usually with at least one bristle, rarely bristle very small or absent; hind femur uniformly thickened basally, thickest medially (Figs. 7, 10, 12, 13).....**6**

6- Face with medial carina, without facial foveae; two proepisternal bristles (Figs. 11, 12)...***Tropidomyia***
- Face with indistinct medial carina, with distinct, broad facial foveae (Fig. 8); one proepisternal bristle....**7**
7- Ocellar swelling absent (Fig. 8).....**8**
- Ocellar swelling present (Figs. 14-18)..... .....***Physoconops***.....**9**
8- Gena narrower than one-half eye-height (Fig. 8); abdominal tergite 2 and 3 short and wide (Fig. 7).....***Conops* (*Sphenoconops*)**
- Gena wide, equal to one-half eye-height; abdominal tergite 2 and 3 narrow and elongate (Fig. 10).....***Mallochoconops***
9- First flagellomere more than two-thirds length of pedicel (Figs. 15, 17, 18).....**10**
- First flagellomere less than two-thirds length of pedicel (Fig. 14, 16).....**12**
10- Vertex large, as long as frons (Fig. 17)..... .....***Physoconops (Gyroconops*)**
- Vertex small, much shorter than frons (Figs. 15, 18).....**11**
11- First flagellomere equal to pedicel in length and width (Fig. 15); pollinose pleural stripe joining spot medial to humerus....***Physoconops (Aconops*)**
- First flagellomere shorter and more slender than pedicel (Fig. 18); pollinose pleural stripe not joining humeral spot...***Physoconops* (*Pachyconops*)**
12- Vertex triangular and pointed (Fig. 16)..... .....***Physoconops (Kroeberoconops*)**
- Vertex rounded (Fig. 14)..... .....***Physoconops* (*Physoconops*)**

Acknowledgments

JFG is supported by an NSERC Postgraduate Scholarship, Carleton University Department of Biology Graduate Scholarships, an Ontario Graduate Scholarship, and a Willi Hennig Society Marie Stopes Travel Award. Funding to JHS is provided by Agriculture and Agri-Food Canada and an NSERC Discovery Grant. Access to collections and/or loan of specimens was provided by G. Claps, Instituto Miguel Lillo, San Miguel de Tucumán; S. Marshall, University of Guelph Insect Collection; T. Pape, University of Copenhagen, Zoological Museum; F.C. Thompson, National Museum of Natural History, Washington, D.C.; M. Hauser, California State Collection of Arthropods; S. Heydon, Bohart Museum Collection, University of California-Davis; and Utah State University Insect Collection. Assistance provided by J. Boone, Field Museum of Natural History. Editorial input was provided by R. Mello, Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo and G. Capretta. Spanish translation of the abstract provided by J. Fernández Triana.

Literature cited

ACZÉL, M.L. 1950. Catálogo de la familia "Conopidae" (Diptera) de la región Neotropical. *Acta zool. Lilloana* 9: 49-84.

CAMRAS, S. 1953. Notes on Neotropical *Zodion* and *Parazodion* (Diptera: Conopidae). *Ann. Mag. Nat. Hist*. 6: 395-399.

CAMRAS, S. 1955a. New Conopidae from South America, Africa, and Australia (Diptera). *Entomol. News* 66: 119-125.

CAMRAS, S. 1955b. A Review of the New World flies of the genus *Conops* and allies (Diptera: Conopidae). *Proc. U.S. Natl. Mus*. 105: 155-187.

CAMRAS, S. 1957a. Descriptions and records of Neotropical Conopidae (Diptera). *Psyche* 64: 9-16.

CAMRAS, S. 1957b. A review of the New World *Physocephala* (Diptera: Conopidae). *Ann. Entomol. Soc. Am*. 50: 213-218.

CAMRAS, S. 1963. Notes on Some New World Conopidae (Diptera). *Ann. Ent. Soc. Am*. 56: 824-826.

CAMRAS, S. 1967. Notes on Neotropical Stylogaster (Diptera: Conopidae). *J. Kansas Entomol. Soc*. 40: 4-9.

CAMRAS, S. 1976. *Zodion pearsoni*, Sp. Nov. In Memoriam. *Ann. Entomol. Soc. Am*. 69: 699-700.

CAMRAS, S. 1981. New Conopidae from Argentina (Diptera). *J. Kansas Entomol. Soc*. 54: 741-742.

CAMRAS, S. 1989. A new species of *Stylogaster* from Brazil (Diptera: Conipidae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 84: 75.

CAMRAS, S. 1992. New Neotropical Conopidae (Diptera). *Entomol. News* 103: 83-85.

CAMRAS, S. 1996. New information on the New World *Physocephala* (Diptera: Conopidae). *Entomol. News* 107: 104-112.

CAMRAS, S. 2003. New Conopidae from the Neotropical region (Diptera). *Entomol. News* 114: 86-90.

CAMRAS S. & P.P. PARRILLO. 1985. Review of New World *Stylogaster* (Diptera: Conopidae). *Ann. Entomol. Soc. Am*. 78: 111-126.

CAMRAS S. & P.P. PARRILLO. 1995. New *Stylogaster* and ranges of Conopidae (Diptera) from the Brazilian and Bolivian Amazonia. *Acta Amaz*. 25: 221-234.

DE MEIJERE, J.C.H. 1904. Beitrage zur Kenntniss der Biologie und der Systematischen Verwandtschaft der Conopiden. *Tijdschr. Ent*. 46: 144-225.

ENDERLEIN, G. 1936. *22. Ordnung: Zweiflügler, Diptera*. Quelle & Meyer, Leipzig.

GIBSON, J.F., J.H. SKEVINGTON & S. KELSO. 2010. Placement of Conopidae (Diptera) within Schizophora based on mtDNA and nrDNA gene regions. *Mol. Phylogen. Evol*. 56: 91-103.

HENDEL, F. 1936. Diptera=Fliegen. *In*: Kükenthal, W. & T., Krumbach (eds.), *Handbuch der Zoologie IV (2), Hälfte, 2. Teil, Insecta 3*. Walter de Gruyter & Co, Berlín.

HENNIG, W. 1958. Die familien der Diptera Schizophora und ihre phylogenetischen verwandtschaftsbeziehungen. *Beitr. Ent*. 8: 505-688.

HENNIG, W. 1966. Conopidae im Baltischen Bernstein (Diptera; Cyclorrhapha). *Stutt. Beitr. Naturk*. 154:1-24.

HENNIG, W. 1971. Neue untersuchungen ueber die familien der Diptera Schizophora (Diptera: Cyclorrhapha). *Stutt. Beitr. Naturk*. 226: 1-76.

HOWELL, J.F. 1967. Biology of *Zodion obliquefasciatum* (Macq.) (Diptera: Conopidae). *Bull. Wash. Agr. Exp. Stn*. 51: 1-33.

KRÖBER, O. 1914. Das Genus *Stylogaster* Macqu. (Dipt.). *Ent. Mitt*. 3: 338-353.

KRÖBER, O. 1915a. Die kleineren Gattungen der Conopiden. *Arch. Naturgesch*. (A) 81 (1): 68-89.

KRÖBER, O. 1915b. Die indo-australischen und südamerikanischen *Physocephala*-Arten. *Arch. Naturgesch*. (A) 81(4): 117-145.

KRÖBER, O. 1915c. Die Gattung *Zodion* Latr. *Arch. Naturgesch*. (A) 81 (4): 84-117KRÖBER, O. 1915d. Die nord- und sudamerikanischen Arten der Gattung *Conops*. *Arch. Naturgesch*. (A) 81 (5): 121-160.

KRÖBER, O. 1927. Beitrage zur Kenntnis der Conopidae. *Konowia* 6: 122-143.

KRÖBER, O. 1928. Neue Dipteren des Deutschen Entomolog. Museums in Dahlem (Conopidae, Omphralidae, Therevidae, Tabanidae). *Ent. Mitt*. 17: 31-41.

KRÖBER, O. 1929. Die Ausbeute der Deutschen Chaco-Expedition 1925/26 (Diptera). *Konowia* 8: 170-193.

KRÖBER, O. 1937. Neue Beitrage zur Kenntnis der Conopidae (Diptera). *Stett. Ent. Zeitung* 98: 96-100.

KRÖBER, O. 1939a. Beitrage zur Kenntnis der Conopiden - II. *Ann. Mag. Nat. Hist*. Series 11, Volume 4: 454-468.
KRÖBER, O. 1939b. Beitrage zur Kenntnis der Conopiden - III. *Ann. Mag. Nat. Hist*. Series 11, Volume 4: 525-543.
MAETA, Y. & R.P. MACFARLANE. 1993. Japanese Conopidae (Diptera): Their Biology, Overall Distribution, and Role as Parasites of Bumble Bees (Hymenoptera, Apidae). *Jap. J. Ent*. 61: 493-509.
MEI, M., J.F. GIBSON & J.H. SKEVINGTON. 2010. Observations on hilltopping in the Conopidae (Diptera). *J. Ins. Sci*. 10: 1-15.
PAPAVERO, N. 1971. Family Conopidae. *A Catalogue of the Diptera of the Americas South of the United States*. Museu de Zoologia, Universidade de Sao Paulo, Sao Paulo.
RASMUSSEN, C. & S.A. CAMERON. 2004. Conopid fly (Diptera: Conopidae) attacking large orchid bees (Hymenoptera: Apidae: *Eulaema*). *J. Kansas Entomol. Soc*. 77: 61-62.
RETTENMEYER, C.W. 1961. Observations on the biology and taxonomy of flies found over swarm raids of army ants (Diptera: Tachinidae, Conopidae). *Univ. Kansas Sci. Bull*. 42: 993-1066.
ROHDENDORF, B.B. 1964. [Historical development of dipterous insects]. *Trudy Paleontol. Inst*. 100: 1-311.
SANTOS, A.M, J.C. SERRANO, R.M. COUTO, L.S.G. ROCHA, C.A. MELLO-PATIU & C.A. GARÓFALO. 2008. Conopid flies (Diptera: Conopidae) parasitizing *Cantris (Heterocentris) analis* (Fabricius) (Hymenoptera: Apidae, Centridini). *Neotrop. Entomol*. 37: 606-608.
SCHMID-HEMPEL, R. & P. SCHMID-HEMPEL. 1996. Larval development of two parasitic flies (Conopidae) in the common host *Bombus pascuorum*. *Ecol. Entomol*. 21: 63-70.
SKEVINGTON, J.H, F.C. THOMPSON & S. CAMRAS. 2010. Conopidae (Thick-Headed Flies). *In*: Brown, B.V, A. Borkent, J.M. Cumming, D.M. Wood, N.E. Woodley & M. Zumbado (eds.), *Manual of Central American Diptera, vol. 2*. NRC Press, Ottawa.
SMITH, K.G.V. 1989. Family Conopidae. *In*: Evenhuis N.L. (ed.), *Catalog of the Diptera of the Australasian and Oceanian Regions*. Bishop Museum Press, Honolulu.
WALDBAUER, G.P. 1988. Asynchrony between Batesian Mimics and Their Models. *Am. Nat*. 131: S103-S121.

Appendix 1. Checklist of the Conopidae of Argentina (newly recorded species within Argentina indicated with*).

Conopinae

**Conops (Sphenoconops) nobilis* Williston 1892. E.R.
Conops (S.) velutinus Kröber 1915d. Mza.
**Mallochoconops atratulus* (Malloch 1933) (*Microconops*). Nq., R.N.
**Physocephala aurifrons* (Walker 1849) (*Conops*). Sal.
**Physocephala bipunctata* (Macquart 1843) (*Conops*). E.R., Mnes.
Physocephala cayennensis (Macquart 1843) (*Conops*).
Physocephala inhabilis (Walker 1849) (*Conops*). Mza, Tuc., R. N.
Physocephala nervosa Kröber 1915b. E.R., Mza.
Physocephala pulchripennis Kröber 1927. Mza.
Physocephala segethi (Rondani 1863) (*Conops*). Nq.
**Physocephala unicolor* Kröber 1915b. E.R.
Physocephala wulpi Camras 1996. Cm., E.R., Fo., Sal., Tuc.
Physoconops (Aconops) antennatus (Kröber 1915d) (*Conops*). Cm., E.R., Mza.
**Physoconops (A.) costatus* (Fabricius 1805) (*Conops*). Cm., Ju., Sal.
**Physoconops (Gyroconops) parvus* (Williston 1892) (*Conops*). Tuc.
Physoconops (Kroeberoconops) argentinus Camras 2003. Ju.
Physoconops (K.) hermanni (Kröber 1915d) (*Conops*). Bs.As., Mza.
**Physoconops (Pachyconops) costaricensis* (Kröber 1927) (*Conops*). Tuc.
Physoconops (P.) rufipennis (Macquart 1843) (*Conops*). R.N.
**Physoconops (P.) rufus* (Williston 1892) (*Conops*). Tuc.
**Physoconops (P.) travassosi* Camras 1955b. Ju.
Physoconops (Physoconops) abruptus (Kröber 1915d) (*Conops*). E.R., Mza., Tuc.
Physoconops (Ph.) angustus (Kröber 1915d) (*Conops*). Mza.
Physoconops (Ph.) discalis (Williston 1892) (*Conops*). Mza., Tuc.
**Physoconops (Ph.) ornatifrons* (Kröber 1915d) (*Conops*). Mnes.
**Tropidomyia alexanderi* Camras 1955a. E.R., Sal.

Dalmanniinae

Pseudomyopa punctipennis Camras 1981. Mnes.

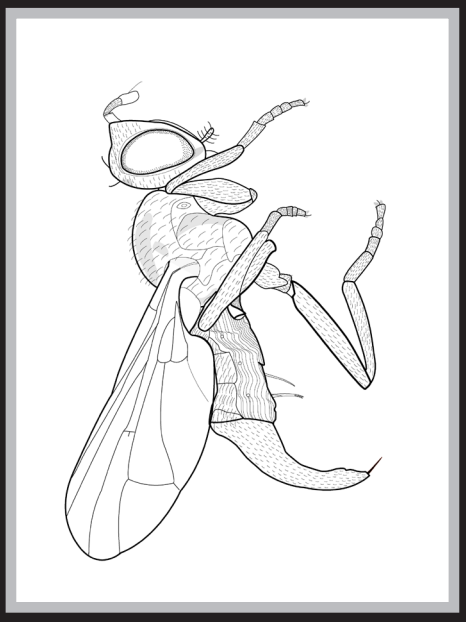
Myopinae

Thecophora rufifrons Camras 1981. Cba., Sal.
**Zodion affine* (Kröber 1939b) (*Parazodion*). R.N.
Zodion americanum Wiedemann 1830. Bs.As., Cm., L.R., Mza., Nq., R.N., Tuc., Sal.
**Zodion anale* Kröber 1915c. Bs.As., Cm., L.R., Mza., Nq., R.N., Sal., Tuc.
**Zodion aureopygium* Kröber 1915c. Bs.As., Sal.
Zodion chvalai Camras 2003. Cba.
Zodion dibaphus Kröber 1915c. Cm., Cba., Ju., L.R., Mza., Mnes., Nq., R.N., Sal., Tuc.
**Zodion discale* Pearson & Camras 1978. Sal.
**Zodion flavocaudatum* Bigot 1887. Nq.
**Zodion pictum* Schiner 1868. Ju., Tuc.
Zodion punctipennis Kröber 1915c. Cm., Ju., Mza., Nq., Sal., Tuc.
**Zodion simis* Camras 1953. Sal.

Stylogastrinae

Stylogaster stylata (Fabricius 1805) (*Conops*). Fo.

PYRGOTIDAE



Ramon Luciano MELLO

Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, CCBS (Zoologia), PO Box 549, Cidade Universitária, 79070-900, Campo Grande, MS, Brasil.
ramon.mello@ufms.br

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Las Pyrogotidae son una familia de moscas de tamaño mediano a largo con distribución mundial. La familia pertenece a una de las mayores superfamilias de Schizophora, Tephritoidea. Las larvas son endoparasitoides, encontrándose como parásitos abdominales internos de escarabajos adultos (Coleoptera). Debido a que algunas de las especies huéspedes son pestes agrícolas de interés económico, algunas Pyrogotidae podrían ser empleadas como agentes de control biológico. La fauna argentina está compuesta de 19 especies pertenecientes a 10 géneros, de las cuales 11 son endémicas.

Abstract

Pyrgotidae is a family of flies of middle to large size with a worldwide distribution. The family belongs to one of the largest superfamilies of Schizophora, Tephritoidea. Larval stages are known to be internal, abdominal parasites of adult scarab beetles (Coleoptera). Due to the fact that some host species are agricultural pests of economic interest, some Pyrgotidae may be possible biological control agents. The Argentinean fauna is composed of 19 species in 10 genera, of which 11 are endemic to Argentina.

Introduction

Pyrgotidae is a family of flies of middle to large size, with body length between 4.0-26.0 mm. Body color is yellowish brown, although some species present a reddish or black pattern. The color of the wing varies between hyaline to yellowish brown, with distinct patterns of spots.

The family can be recognized through the following combination of characters: ocelli absent (in South American species, except in Teretrurinae and *Descoleia teretrura*), arista micropubescent, vibrissa absent, vein R_1 covered by setulae on dorsal surface, R_{2+3} usually with preapical spur vein, cell cup with lower apical corner rectangular, and females with long and well developed oviscape.

Distribution and diversity

Pyrgotidae are a relatively small family of Schizophora with worldwide distribution. There are almost 365 species described, assigned to 55 genera. The greatest diversity of species is found in the tropics (Korneyev, 2006). The South American fauna is composed of 54 species representing 11 genera, of which 19 species and 10 genera are registered from Argentina. Melo & Lamas in press.

Classification

Pyrgotidae belong to one of the largest superfamilies of Schizophora, the Tephritoidea, together with Lonchaeidae, Richardiidae, Pallopteridae, Piophilidae, Otitidae, Platystomatidae, Tephritidae, and

Tachiniscidae (Yeates *et al.*, 2007). Aczél (1956a-c) recognized three subfamilies: Pyrgotinae (composed of the tribes Pyrgotini and Teretrurini), Toxurinae, and Lochmostyliinae.

McAlpine (1989) proposed a new classification for the family. Based on the fusion of abdominal sternites 1 and 2 in Pyrgotini and Toxurinae, this last was considered a tribe within Pyrgotinae (Toxurini). Abdominal sternite 1 well developed and separated from sternite 2 was the character used to elevate the status of Teretruini to the subfamily Teretrurinae. Finally, he compared several features of external morphology and of male and female terminalia of Lochmostyliinae with other Pyrgotidae, concluding that Lochmostyliinae must be considered a separate family of Pyrgotidae and Tephritoidea with unknown relationship into Schizophora, revalidating the family Ctenostylidae firstly proposed by Bigot (1882).

According to J. McAlpine (1989), the monophyly of the family is supported by larval parasitoids in adults of scarabaeoid beetles (Coleoptera); adaptations in adults for oviposition on beetles; crepuscular flight habits; ovipositor with tubular, elongate anteroventrally curved oviscape; tendency to lose ocelli; frons sometimes narrower in female than male; and arista sometimes highly modified. Korneyev (1999) presented three new synapomorphies that corroborate the monophyly of the family: proepisternum forming a ridge, with strong setae; abdominal sternites without anterior apodemes and overlapping to form conspicuous free areas between them; and cercal plate completely united into the aculeus.

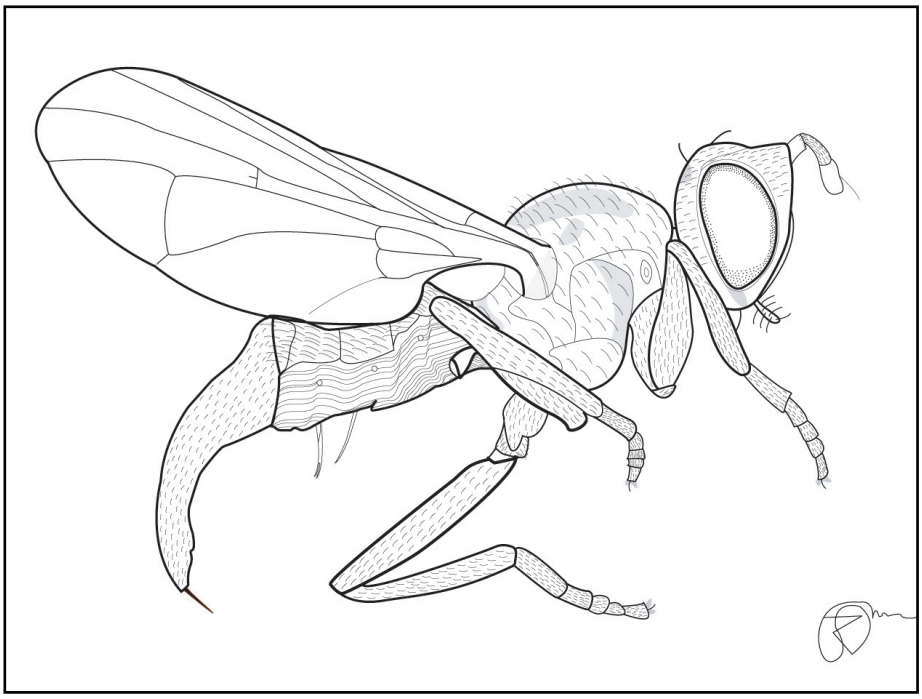


Fig. 1. *Idiopyrgota setiventris*, female (lateral habitus).

History of research on South American Pyrgotidae

Bigot (1885) erected the genus *Teretrura* for *T. flaveola* from Chile. This was the first species of Pyrgotidae to be described from South America. Malloch (1933) described two further species from this genus, *T. shannoni* from Chile and *T. tinctipennis* from Argentina.

Hendel (1908) described *Pyrgota longipes* from southern Brazil. It is the only genus to have a shared distribution between the Nearctic and Neotropical regions. Hendel (1914) proposed the genus *Leptopyrgota* to place the species *L. amplipennis* found in Bolivia. Hendel (1934) erected *Neopyrgota* for *N. calcarata* from Paraguay. Hennig (1936), in his review of the Pyrgotidae from german collections described *Neopyrgota appendiculata* collected in Brazil. Hennig (1937) described *Leptopyrgota minuta* from Argentina.

Enderlein (1942), in his review of the world Pyrgotidae, described three species from South America: *Tropidothrinax boliviensis* from Bolivia, *Lopadops nigerrimus* from Argentina, and *Leptopyrgota fibulata* from Brazil. Aczél (1956a-c) wrote a series of detailed and important works concerning the Neotropical fauna of Pyrgotidae, where he proposed a classification for the family, reviewed almost all the Neotropical species known at the time, described three genera, one subgenus and 12 species from South America, presented keys for identification to the subfamilies, tribes, genera and species, and discussed the biology and biogeography of the Neotropical species.

Steyskal (1967) published a catalogue to the Neotropical species. Bernardi (1991) described 21 species of *Leptopyrgota* from Brazil. Mello & Lamas (2008) revised the genus *Idiopyrgota*, including the first record of the genus for Argentina. Mello *et al.* (2010) revised the genus *Carrerapyrgota* and presented the description of two new species from Brazil (*C. aczeli* and *C. bernardii*).

Biological features and agronomic importance

Larval stages are known to be internal abdominal parasites of adult scarab beetles (Coleoptera). Females are active at night, when they search for their hosts. Eggs are laid directly into the abdomen of hosts through a well-developed and specialized ovipositor while both insects are in flight (Aczél, 1956a; Steyskal, 1987). As hosts of Pyrgotidae are agricultural pests of major crops of economic interest, the group can be a potential agent for biological control.

Argentinean fauna

More than one third of the described South American species have been recorded from Argentina. The fauna of this country is composed of 19 species in 10 genera, of which 11 species are endemic. Appendix I shows a list of Argentinean species.

Descoleia teretrura, recorded from San Pedro de Colalao, Tucumán, is endemic to the country and the only to representative of the Toxurini in South America. All other members of the tribe are endemic to the Australian region. Teretrurinae are endemic to the Andean region, which corresponds to central and south Chile and Patagonia (Morrone, 2004).

Argentinean collections and research

Due to the biology of the Pyrgotidae, these flies are poorly represented in biological collections (Malloch, 1929). Only two entomological collections from Argentina have specimens. The Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia" (MACN) in Buenos Aires hosts the holotype of *Leptopyrgota apilosa* Aczél, which is the only specimen of Pyrgotidae in this collection. The collection of the Instituto Fundación Miguel Lillo (IFML), in San Miguel de Tucumán, has one of the biggest collections of Neotropical Pyrgotidae, with 136 specimens including seven holotypes, four allotypes, and sixteen paratypes. Table I shows the material housed in Argentinean collections. The fact that the Pyrgotidae collection from IFML is one of most important for the Neotropical fauna is likely due to the work of the Hungarian dipterist Dr. Ladislau Martin Aczél (1906-1958), who worked at this Institution from 1948 to 1958. Aczél reviewed a great number of Neotropical species of Pyrgotidae, and worked with other Neotropical families as Conopidae, Lonchopteridae, Micropezidae, Neriidae, Pipunculidae, Platystomatidae, Richardiidae, and Thephritidae.

Key to the Argentinean species

1- Ocelli present: abdominal sternite 1 well developed and separated from sternite 2.....**Teretrurinae..2**
- Ocelli absent or present; abdominal sternite 1 reduced and fused with sternite 2....**Pyrgotinae**.....**5**
2- Ocellar seta present; postvertical seta present; longitudinal vein R_1 ending far from crossvein r-m; female sternite 6 with two lateral processes; hindtibia without dorsal concavity.....***Pyrgotosoma flavidum***
- Ocellar seta absent; postvertical seta absent; longitudinal vein R_1 ending near crossvein

Table I. Species of Pyrgotidae housed in Argentinean collections

Species/ kind of material, collection host	Holotype	Alotype	Paratype	Non-type material	Collection
Idiopyrgota setiventris			1♀	2♀	IFML
Carrerapyrgota miliaria		♀	2♂, 3♀	2♂, 2♀	IFML
Descoleia teretrura	♀				IFML
Leptopyrgota albitarsi			1♂, 1♀		IFML
Leptopyrgota annulipes	♂	♀	1♂, 5♀		IFML
Leptopyrgota apilosa	♀*			1 ♀**	*MACN **IFML
Leptopyrgota mehelyi	♂	♀	1♂		IFML
Leptopyrgota minuta				1♀	IFML
Leptopyrgota nigriforns	♂	♀			IFML
Leptopyrgota pulchra	♀			1♀	IFML
Neopyrgota falciterebra				3♀	IFML
Neopyrgota hennigi				3♂, 1♀	IFML
Pyrgota ilona	♀			1♀	IFML
Pyrgotossoma flavida				1♂	IFML
Stenopyrgota crassitibia	♀		1♀		IFML
Teretrura flaveola				7♀	IFML
Teretrura shannoni				1♀	IFML
Teretrura tinctipennis				56♂, 27♀	IFML
Total	8	4	16	109	IFML/ MACN

r-m; female sternite 6 without lateral processes; hindtibia with dorsal concavity.....**3**
3- Wing with dark brown spot on the crossveins; submesal stripe yellowish brown.....***Teretrura tinctipennis***
- Wing without dark brown spot on crossveins; submesal stripe yellowish.....**4**
4- Forefemur without setae; tibiae completely yellow... .....***Teretrura flaveola***
- Forefemur with 2 central setae on ventral surface; tibiae with a blackish ring on apical third..... .....***Teretrura shannoni***
5- Ocelli present; vein Sc reaching vein C on at a 90º angle.....***Descoleia teretrura***
- Ocelli absent; vein Sc reaching vein C at an acute angle.....**Pyrgotini**.....**6**
6- Mesofacial plate with a median carina.....**7**
- Mesofacial plate without a median carina.....**11**
7- Crossvein r-m with a spur vein; apical margin of abdominal sternites 3-4 with a transversal row of stronger setae.....***Idiopyrgota setiventris***
- Crossvein r-m without spur vein; apical margin of abdominal sternites 3-4 with a transversal row of setulae.....**8**
8- Hindtibia with a dorsal concavity.....***Pyrgota ilona***
- Hindtibia without dorsal concavity.....**9**
9- One notopleural seta; midcoxa with a falciform process.....***Neopyrgota falciterebra***
- Two notopleural setae; midcoxa without a falciform process.....**10**
10- One dorsocentral seta; acrostichal seta absent.....***Neopyrgota appendiculata***
- Four dorsocentral setae; acrostichal seta present... .....***Neopyrgota hennigi***
11- Body color completely black; wing blackish..... .....***Lopadops nigerrimus***
- Body color yellowish to dark brown; wing hyaline to yellowish brown.....**12**
12- Vein R2+3 with apical spur vein..... .....***Carrerapyrgota miliaria***
- Vein R2+3 without apical spur vein.....**13**
13- Wing with sparse dark brown spots; tibiae very thin at base.....***Stenopyrgota crassitibia***
- Wing without sparse dark brown spots; tibiae not like above.....**14**
14- Wing with apical dark brown spot.....**15**
- Wing without an apical dark brown spot.....**17**
15- One notopleural seta.....***Leptopyrgota annulipes***
- Two notopleural setae.....**16**
16- Oviscape yellowish brown....***Leptopyrgota pulchra***
- Oviscape blackish.....***Leptopyrgota apilosa***
17- Frons with a large dark brown stripe on center.... .....***Leptopyrgota nigriforns***
- Frons without stripe.....**18**
18- Subocular spot present.....***Leptopyrgota mehelyi***
- Subocular spot absent.....***Leptopyrgota minuta***

Acknowledgments

I wish to express my sincere thanks for much helpful advice and assistance to Guillermo Claps during my long visit to Instituto Miguel Lillo (IML), Tucumán, Argentina. To Arturo Roig Alsina, curator, Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia" (MACN), Buenos Aires; Norma Díaz, Museo de La Plata (MLP), La Plata; Cecilia Domínguez, Instituto Argentino de Investigaciones de Zonas Áridas (IADIZA) Mendoza; Carlos Lamas, Museo de Zoología, Universidade de São Paulo, São Paulo, Brazil; Joachim Ziegler, Museum Für Naturkunde der Humboldt Universtiät (ZMHU), Berlin, Germany; and Joel Gibson, Biology Departament of the Carleton University, Ottawa, Canada. To María José Dardón from Universidad de Salamanca, Salamanca, Spain for a revision and suggestions of a first version of this chapter. To the Conselho Nacional de Desenvolvimento Cientifico e Tecnológico (CNPq).

Literature cited

ACZÉL, M. 1956a. Revisión parcial de las Pyrgotidae neotropicales y antárticas con sinopsis de los géneros y especies (Diptera, Acalyptratae). *Rev. Bras. Entomol*. 4: 161–184.

ACZÉL, M. 1956b. Revisión parcial de las Pyrgotidae neotropicales y antárticas con sinopsis de los géneros y especies (Diptera, Acalyptratae). *Rev. Bras. Entomol*. 5: 1–70.

ACZÉL, M. 1956c. Revisión parcial de las Pyrgotidae neotropicales y antárticas con sinopsis de los géneros y especies (Diptera, Acalyptratae). *Rev. Bras. Entomol*. 6: 1–38.

BERNARDI, N. 1991. Notas sobre o gênero *Leptopyrgota* Hendel, com descrição de vinte e uma novas espécies do Brasil (Diptera, Pyrgotidae). *Rev. Bras. Zool*. 7(3): 327–350.

BIGOT, J.M.F. 1882. Diptères nouveaux ou peu connus. 19e. Partie. *Ann. Soc. Entomol. France* 1882: 5–22.

BIGOT, J.M.F. 1885. (Note in report of meeting). *Bull. Soc. Entomol. France* 1885: CLXV.

ENDERLEIN, G. von. 1942. Klassification der Pyrgotiden. *Sitzungsber, Gesellsch. Naturforsch. Freunde* 2: 98–134.

HENDEL, F. 1908. Acht neue Pyrgotidean (Dipt.). *Wiener Entomol. Zeit*. 27: 145–153.

HENDEL, F. 1914. Neue Beiträge zur Kenntnis der Pyrgotiden. *Archiv. Naturgesch*. 79 (A 11): 77–117, 1 pl.

HENDEL, F. 1934. Uebersicht über die Gattungen der Pyrgotiden, nebst Bescreibung neuer Gattungen und Arten. *Encycl. Entomol. (B2 Diptera)*: 141–156.

HENNIG, W. 1936. Beiträge zur Systematik und Tiergeographie der Pyrgotiden. *Arb. Morphol. Taxon. Entomol. Berlin-Dahlem* 3: 243–256.

HENNIG, W. 1937. Neue Pyrgotiden aus dem Deustschen Entomologischen Institut. *Arb. Morphol. Taxon. Entomol. Berlin-Dahlem* 3: 207–209.

KORNEYEV, V.A. 1999. Phylogenetic relationships among the families of the superfamily Tephritoidea. pp. 3–22. *In*: Aluja M. & A.L. Norrbom (eds.), *Fruit Flies (Tephritidae): Phylogeny and Evolution of Behavior*, CRC Press (1999).

KORNEYEV, V.A. 2006. A revision of Afrotropical species of the *Eupyrgota* (Diptera, Pyrgotidae): The *spinifemur* group and *latipennis* subgroup of species. *Vestnik Zoologii* 40(1): 3–25.

MALLOCH, J.R. 1929. Exotic Muscaridae (Diptera). *Ann. Mag. Nat. Hist*. 10(3): 249–280.

MALLOCH, J.R. 1933. Acalyptrata. *Diptera Patagonia South Chile* 6: 117–391.

McALPINE, D.K. 1989. The taxonomic position of the Ctenostylidae (= Lochmostyliinae: Diptera: Schizophora). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 84: 365–371.

McALPINE, J.F. 1989. Phylogeny and classification of the Muscomorpha. pp. 1443–1445. *In*: McAlpine, J.F. & D.M. Wood (coords.) *Manual of Nearctic Diptera*. Research Branch, Agriculture Canada, Ottawa, Vol. 3 (Monograph nº 32).

MELLO, R.L. & C.J.E. LAMAS. 2008. Review of the monotypic genus *Idiopyrgota* Aczél (Diptera, Pyrgotidae). *Zootaxa* 1817: 59–64.

MELLO, R. L. & LAMAS. C. J. E. in press. *Catalogue of Neotropical Diptera*. Pyrgotidae. Neotropical Diptera.

MELLO, R.L., LAMAS C.J.E. & J.A. RAFAEL. 2010. Revision of the Neotropical genus *Carrerapyrgota* Aczél (Diptera, Pyrgotidae) with the description of two new species. *Zootaxa* 2515: 45–64.

MORRONE, J.J. 2004. Panbiogeografía, componentes bióticos y zonas de transición. *Rev. Brasil. Entomol*. 48: 149–62.

STEYSKAL, G.C. 1967. Family Pyrgotidae, *in*: Papavero, N. (ed.), *A catalogue of the Diptera of the Americas south of the United States* 56, pp. 1–8.

STEYSKAL, G.C. 1987. Pyrgotidae. *In*: McAlpine, J.F. (ed.), *Manual of Nearctic Diptera*. Research Branch, Agriculture Canada, Ottawa, Vol. 2 (Monograph 28), pp. 813–816.

YEATES, D.K., WIEGMANN, B.M., COURTNEY, G.W., MEIER, R., LAMBKIN, C. & T. PAPE 2007. Phylogeny and Systematics of Diptera: Two decades of progress and prospect. *In*: Zhang, Z.-Q. & W.A. Shear (eds.), Linnaeus Tercentenary: Progress in Invertebrate Taxonomy. *Zootaxa* 1668: 565–590.

Appendix 1. List of Argentinean species

Pyrgotinae
Pyrgotini
Carrerapyrgota miliaria Aczél, 1956. Cm., Sal., S.E., Tuc.
Idiopyrgota setiventris Aczél, 1956. Ju.
Leptopyrgota annulipes Aczél, 1956*. Tuc.
Leptopyrgota apilosa Aczél, 1956*. Cba., Tuc.
Leptopyrgota mehelyi Aczél, 1956*. Ju., Tuc.
Leptopyrgota minuta Hennig, 1937*. Mza., Tuc.
Leptopyrgota nigrifrons Aczél, 1956*. Tuc.
Leptopyrgota pulchra Aczél, 1956*. Tuc.
Lopadops nigerrimus Enderlein, 1942*. Tuc.
Neopyrgota appendiculata Hennig, 1936. Mza.
Neopyrgota falciterebra Hennig, 1936**. Ju.
Neopyrgota hennigi Aczél, 1956**. Sal.
Pyrgota ilona Aczél, 1956*. Ju., Sal.
Stenopyrgota crassitibia Aczél, 1956*. Tuc.
Toxurini
Descoleia teretrura Aczél, 1956*. Tuc.
Teretrurinae
Pyrgotosoma flavidum Malloch, 1933*. Nq., R.N.
Teretrura flaveola Malloch, 1933*. Nq.
Teretrura shannoni Malloch, 1933*. Nq.
Teretrura tinctipennis Malloch, 1933. Bs.As., Chu., Nq., TF.
* endemic to Argentina.

LAUXANIIDAE

Vera Cristina SILVA

UNESP - Univ Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Departamento de Morfologia e Fisiologia Animal, Via de Acesso Prof. Paulo Donato Castellane s/n, Jaboticabal, 14884-900 SP, Brasil.
vcsilva@fcav.unesp.br

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Los adultos de Lauxaniidae son moscas de tamaño pequeño a medianamente largo, con patrones de marcas y colores variados. La familia pertenece a una de las mayores superfamilias de Schizophora, Lauxanioidea, con distribución mundial. Las larvas son conocidas ampliamente como saprófagas, alimentándose de materia vegetal en putrefacción; los adultos son pasteadores de hongos en hojas. La fauna argentina se compone de 44 especies pertenecientes a 17 géneros, de las cuales seis se hallan restringidas al país.

Abstract

Adults of lauxaniids are small to moderately large compact bodied or elongate flies, with various patterns of marks and colors. The family belongs to one of the largest superfamilies of Schizophora, Lauxanioidea, and presents a worldwide distribution. Larvae of most species are documented as saprophages, feeding in a diverse array of decaying plant matter, and adults are fungal grazers on leaves. The Argentinean fauna is composed of 44 species in 17 genera, of which six are restricted to the country.

Introduction

Lauxaniids are small to moderately large compact bodied or elongate flies, 2-11 mm long (Fig. 1); with or without pruinescence, very variable in color patterns, often with marks, spots, bands, or reticulating patterns. Wing from hyaline to having some crossveins darkened to intricately patterned, irrorated, or banded.

The family can be readily recognized by the following characteristics: two fronto-orbital setae, both usually reclinate, but anterior seta medioclinate in some genera; vibrissa absent (although subvibrissal setae can be enlarged near oral margin in some genera); ocellar setae proclinate; postocellar setae convergent; anepisternum with at least one strong seta on posterior margin; C unbroken; Sc complete, separated from R_1; presence of costal spinules ending at R_{4+5} or shortly after (ending at M_1 in Homoneurinae, with only one genus in the Neotropics); and all legs with preapical dorsal tibial seta.

The family Lauxaniidae is comprised of 149 genera and approximately 1890 described species, distributed in all continents, except Antarctica (Shewell, 1987; Kim, 1994). In the Neotropical region, there are 64 described genera and 369 valid species (Stuckenberg, 1971; Pape *et al.*, 2009).

Classification

This family belongs to the subsection Acalyptratae of infraorden Muscomorpha (Yeates & Wiegmann, 1999). The monophyly of Acalyptratae was never stablished in a satisfactory way, contrasting with Calyptratae, recognized as such by Hennig (1958, 1973) and Griffiths (1972); more recent data, however, point to its monophyly (Yeates *et al.*, 2007). McAlpine (1989) divided

the Section Schizophora in 13 superfamilies, including Lauxanioidea, which, from his point of view, is composed by Lauxaniidae, Celyphidae, Eurychoromyiidae and Chamaemyiidae. The lauxaniids are one of the six families that hold more than 50% of species diversity in Acalyptratae (Yeates & Wiegmann, 1999).

The species of Lauxaniidae are among the less studied groups of Neotropical Diptera. The last comprehensive review that included the Neotropical lauxaniids was published by Hendel (1925-1926). Since then, few new genera were described for the region, and only at the 80's this changed, with the works of Shewell (1986), Broadhead (1989), Papp & Silva (1995), Silva (1998, 1999a, b, 2006) and Mello & Silva (2008a, b). There is a chapter about the family in the volume two of *Manual of Central American Diptera* (Gaimari & Silva, 2010b), edited by Brown *et al*. (2010), with the known information about the group in the Neotropics, besides an identification key for genera. Also, a conspectus, with the Neotropical catalog and descriptions of new taxa is in preparation (Silva & Gaimari, in prep.).

The internal classification of the Lauxaniidae is at its beginning and the family has not yet a hypothesis of phylogeny for the relationships among its genera. Stuckenberg (1971) proposed validly the subfamily Homoneurinae for a group of genera based on the presence of costal setulae extending to the apex of wing vein R_{4+5}; he also noted that most species in this subfamily possess an anteroventral ctenidium on the forefemur, while few non-homoneurines display this state. Shewell (1977) later added the presence of one or two extra midtibial spurs as further support for the subfamily, also proposing the paraphyletic subfamily Lauxaniinae for the remainder of the family, with costal setulae ending just beyond the apex of vein R_{2+3} and a single midtibial spur. Gaimari & Silva (2010a) revised the Eurychoromyiidae, an enigmatic monotypic family within the Lauxanioidea, and considered it a subfamily of Lauxaniidae. The relationships of *Eurychoromyia*, the only known genus of this family, had been previously obscured by the apparent loss of setae (and costal spinules of the wing), presence of four spermathecae, and reductions in features which are of great importance to understanding acalyptrate relationships. Today, seven genera are included in the Eurychoromyiinae, six described in Gaimari & Silva (2010).

Biological features and agronomic importance

Lauxaniids are widely documented as saprophages as larvae (Miller, 1977), feeding in a diverse array of decaying plant matter, consuming associated microorganisms, fungi, bacteria, or yeasts (Miller & Foote, 1976). Adults are fungal grazers on leaves (Broadhead, 1984, 1989), and display related mouthpart modifications (Mello & Silva, 2006). Attesting to their biological importance, lauxaniids are probably among the most important dipterans responsible for turnover of enormous quantities of organic litter in the tropics (Freidberg & Yarom, 1990).

Many adults of lauxaniids are found visiting flowers. Vázques & Simberloff (2003) found two species, *Sapromyza fulvicornis* and *Minettia semifulva*, visiting flowers of three plant species in temperate forest of southern Argentinean Andes; both lauxaniids accounted for 0.5% of the visits. One of the plant species visited belongs to Asteraceae. Silva & Mello (2008) also found one lauxaniid, *Physoclypeus farinosus*, to be related to

Fig. 1. *Trypetisoma shewelli*, male (lateral habitus).

this plant family: their adults were reared from plants of 56 different plant species belonging to eight tribes of Asteraceae in Brazil. Medan & Devoto (2005), studying different populations of *Discaria trinervis* (Rhamnaceae), found Diptera as the dominant group visiting its flowers and among them three species of Lauxaniidae were collected in Mendoza and Neuquén.

Argentinean fauna

Lauxaniidae are extremely diverse worldwide, with their greatest diversity in both the Old and New World tropics (Stuckenberg, 1971). Four genera (in their strict senses) are nearly cosmopolitan, including *Homoneura*, *Minettia*, *Sapromyza* and *Trigonometopus*. Of the 90 total New World genera and subgenera, 83 are strictly Neotropical. The Neotropical region presently includes nearly 400 described, valid species. Only approximately one tenth of the described Neotropical species of Lauxaniidae have been recorded from Argentina. The fauna of this country is composed of 44 species in 17 genera, of which seven have been reported only from Argentina. Representatives of the Lauxaniinae and only one species of the Homoneurinae have been reported here. Appendix I shows a list of Argentinean species. The number of species in each Neotropical genus is given in Table I.

As is some other acalyptrate families, like Clusiidae (Lonsdale & Marshall, 2006), lauxaniids have some species with a restricted distribution and some that exhibit an extensive one. Considering the present state of our knowledge about their distribution, we cannot use Neotropical lauxaniids distribution to understand the diversification of the Neotropical biota.

Table I. Numbers of Neotropical and Argentinean species of Lauxaniidae.

Genus	Neotropical species	Species in Argentina
Allogriphoneura	3	1
Camptoprosopella	22	3
Chaetominettia	4	3
Minettia	21	8
Neogriphoneura	11	2
Neominettia	6	1
Neopachycerina	1	2
Pachyopella	4	1
Physegenua	11	2
Physoclypeus	14	3
Poecilominettia	79	2
Sapromyza	35	10
Sciosapromyza	5	1
Steganolauxania	2	1
Triconopsis	2	1
Trypetisoma	2	2
Xenochaetina	12	3
TOTAL	**230**	**46**

Argentinean collections and research

The Argentinean Lauxaniidae have been studied by some old researchers, like Blanchard (1852), Lynch-Arribálzaga (1893) and Brèthes (1922). Hendel (1932) presented the results of an expedition to the Chaco region. The Patagonian flies were briefly collected by an expedition in 1926 by F. W. Edwards and R. C. Shannon, interested in the problems of animal distribution in the Southern hemisphere. The Acalyptratae collected by them were studied by Malloch (1933), who presented the only detailed study about its fauna.

Two entomological collections from Argentina have Lauxaniidae material. Considering the state-of-art of Neotropical Lauxaniidae, is not difficult to find species unknown to science while studying museums colletions. The collection of the Instituto Fundación Miguel Lillo (IFML), in San Miguel de Tucumán, Tucumán, has 33 specimens of Lauxaniidae from Argentina, with new species in the genera *Melanomyza*, *Neopachycerina*, *Poecilolycia* and *Trypetisoma*. The Museo de La Plata, in La Plata, houses a collection with eight specimens.

Key to the Argentinean genera

1- Wing vein C with black costal spinules extending to apex of R_{4+5}; body grayish pruinose with brown maculations.....*Trypetisoma*
- Wing vein C with black costal spinules ending well before apex of R_{4+5}; body variable.....2
2- Antenna very long and slender, with length of first flagellomere at least eight times basal height.....3
- Antenna never very long, with length of first flagellomere no more than six times basal height.....5
3- R_{2+3} curved and parallel to anterior margin, i. e., cell r_{2+3} wide, at least twice width of cell r1; anterior orbital seta inclinate.....*Steganolauxania*
- R_{2+3} not curved and parallel to anterior margin; anterior orbital seta variable.....4

4- Face with 3 conspicuous gibbosities; arista longer than first flagellomere; prescutellar acrostichal seta absent; dorsocentral setae 0+2; thorax usually dull black or brown, without spots....*Triconopsis*
- Face without gibbosity, strongly tuberculate on lower two-thirds, usually with polished black spot; arista shorter than first flagellomere; prescutellar acrostichal seta present; dorsocentral setae 0+3; thorax usually with contrasting colors: yellow with blackish spots or black with yellow spots.....*Pachyopella*
5- Anepimeron bare or with one to three weak setulae in upper region; anterior orbital seta long, sometimes longer than posterior seta, inclinate, close to anterior margin of frons; anterior margin of frons with large longitudinal groove.....*Neogriphoneura*
- Anepimeron bare; anterior orbital seta never as long as above; frons without longitudinal groove.....6
6- Postsutural intra-alar seta absent.....12
- Postsutural intra-alar seta present.....7
7- Radial vein bare.....8
- Vein R_{4+5} with dorsal setulae; mid tibia usually with distinct short posterior setae in row....*Chaetominettia*
8- Scape shorter than pedicel.....9
- Scape and pedicel of equal length; anterior or katepisternal seta absent; proepisternal seta absent.....*Sciosapromyza* (part)
9- Ocellar setae long and parallel, their bases separated by diameter of an ocellus; anterior orbital seta closer to posterior seta than to anterior margin of frons.....*Minettia* (Note: this genus is vaguely defined and a worldwide revision is needed)
- Ocellar setae short and divergent; bases of ocellar setae closer to each other than diameter of an ocellus; anterior orbital seta closer to anterior margin of frons than to posterior seta or equidistant between anterior border of frons and posterior orbital seta.....10
10- Anterior orbital seta closer to anterior border of frons than to posterior orbital seta; ocellar seta short; arista usually with short pubescence, but if long haired then with distinct spots on face, frons, scutum, and scutellum with dark vittae. Body yellowish.....*Poecilominettia* (part)
- Anterior orbital seta equidistant between anterior border of frons and posterior orbital seta; ocellar seta short or long; arista pubescent or plumose, if long haired then face and frons sometimes spotted; thorax without dark marks...11
11- Fronto-facial angle approximately 90°; frons anteriorly drawn out to form small process between antennal bases; face shining centrally with silvery pruinosity along parafacial; without an extra seta between intra-alar and supra-alar setae; scutellum not spotted.....*Sciosapromyza* (part)
- Fronto-facial angle obtuse; frons lacking anterior process; face and parafacial silvery pruinosity; with an extra seta between intra-alar and supralar setae; scutellum spotted.....*Neominettia*
12- Fronto-facial angle less than 90°; head sharply pointed anteriorly.....*Trigonometopus*
- Fronto-facial angle equal to or greater than 90°; head not pointed anteriorly.....13
13- Anterior orbital seta reclinate or slightly inclinate (only at apex).....15
- Anterior orbital seta inclinate.....14
14- Ocellar seta strong and long; anterior and posterior orbital setae arise very close together; face usually flat, with facial grooves convergent on upper half; parafacials broad.....*Camptoprosopella*
- Ocellar seta short; anterior and posterior orbital setae not arising close together; face strongly convex, protruding close to eyes in profile; parafacials usually narrow; frons broad, anteriorly concave.....*Physegenua*
15- Face in profile strongly convex or with protuberances, sometimes more distinct in lower part; R_S bare or with setulae.....17
- Face in profile never distinctly convex, sometimes flat, concave or slightly rounded; R_S with 1 to 3 setulae..16
16- Mesonotum yellow or ferrugineous; scutellum entirely yellow; ocellar setae moderately long.....*Xenochaetina* (part)
- Mesonotum entirely yellow; scutellum yellow, with black apical spot; ocellar setae minute.....*Allogriphoneura*
(Note: This genus was proposed for *A. nigromaculata* Hendel, but there are no constant characters for its separation from the species of *Xenochaetina* other than the yellow color, so in a forthcoming paper (Silva & Gaimari, in prep.) it will be synonymyzed).
17- Arista long plumose (rays longer than half height of first flagellomere); scutellum without a longitudinal groove.....18
- Arista pubescent or short plumose (rays not longer than half height of first flagellomere); ocellar seta much weaker than postocellar seta; scutellum apically with longitudinal groove; prescutellar acrostichal seta present.....*Physoclypeus*
18- R_S with 1 to 3 setulae; face with transverse groove on oral margin.....*Xenochaetina* (part)
- R_S bare; face without transverse groove on oral margin.....19
19- Arista appearing thick from short, dense, black pubescence; eye small; first flagellomere slender with pointed apex.....*Neopachycerina*
- Arista without short, dense, black pubescence; two well developed katepisternal setae; dorsocentral setae 1+3; frons, face and scutum usually without marks.....*Sapromyza*
(Note: Stuckenberg [1971: 567] considered that this genus contains only Palaearctic and Nearctic species. A worldwide revision is necessary to properly define it. The genus is retained here, as occuring in the Neotropics, until such a revision is done).

Acknowledgments

I am very grateful to Sergio Roig-Juñent, Lucía Claps and Juan J. Morrone for the invitation to produce this chapter. I thank Guillermo Claps (IML) for sending material for study under his care. I also thank A. H. Abrahamovich (MLP) for sending information about the Lauxaniidae collection under his care. A grant from FAPESP (proc. 2003/120000-99) provided some funds.

Literature cited

BLANCHARD, E. 1852. Orden IX. Dípteros. *In*: Gay, C. (ed.), *Historia fisica y politica de Chile. Zoologia. VII Insectos*, Published by the author, Paris and Museo de Historia Natural, Santiago, pp. 327-468.

BRÈTHES, J. 1922. Himenópteros y dípteros de varias procedencias. *An. Soc. Cient. Argent*. 93: 119-146.

BROADHEAD, E.C. 1984. Adaptations for fungal grazing in lauxaniid flies. *J. Nat. Hist*. 18: 639-649.

BROADHEAD, E.C. 1989. The species of *Poecilominettia, Homoeominettia*, and *Floriminettia* (Diptera: Lauxaniidae) in Panama. *Bull. Br. Mus. Nat. Hist. (Entomol.)* 58: 185-226.

FREIDBERG, A. & I. YAROM. 1990. The Lauxaniidae (Diptera) of Israel, with an emphasis on *Minettia*. *Isr. J. Entomol*. 24: 93-105.

GAIMARI, S.D. & V.C. SILVA. 2010. Revision of the Neotropical subfamily Eurychoromyiinae (Diptera: Lauxaniidae). *Zootaxa* 2342: 1-64.

GAIMARI, S.D. & V.C. SILVA. 2010. Lauxaniidae. *In*: Brown, B., M. Wood & M. Zumbado (eds.), *Manual of Central American Diptera*, Vol. 2, NRC Research Press, Ottawa. pp. 971-995.

GRIFFITHS, G.C.D. 1972. *The phylogenetic classification of Diptera Cyclorrhapha, with special reference to the structureof the male postabdomen*. Junk, The Hague.

HENDEL, F. 1925/1926. Neue Üebersicht über die bisher bekannt gewordenen Gattungen der Lauxaniiden, nebst Beschreibung neuer Gattungen und Arten. *Encyclopédie entomologique* (B, II, Diptera) 2: 103-112 [1925], 113-142 [1926].

HENDEL, F. 1932. Die Ausbeute der deutschen Chaco-Expedition 1925/26. Diptera. XXXI. Lauxaniidae. *Konowia* 11: 103-110.

HENNIG, W. 1958. Die Familien der Diptera Schizophora und ihre phylogenetischen Verwandtschaftsbeziehungen. *Beitr. Entomol*. 8: 505-688.

HENNIG, W. 1973. Diptera (Zweiflügler). *Handb. Zool*. 4: 1-200.

KIM, S.P. 1994. *Australian lauxaniid flies: revision of the Australian species of Homoneura van der Wulp, Trypetisoma Malloch, and allied genera (Diptera: Lauxaniidae)*. Monographs on Invertebrate Taxonomy, vol. 1, CSIRO, Victoria.

LONSDALE, O. & S.A. MARSHALL. 2006. Redefinition of the Clusiinae and Clusiodinae, description of the new subfamily Sobarocephalinae, revision of the genus *Chaetoclusia* and a description of *Procerosoma* gen. n. (Diptera: Clusiidae). *Eur. J. Entomol*. 103: 163–182.

LYNCH-ARRIBÁLZAGA, F. 1893. El género *Sapromyza* en America. *An. Soc. Cient. Argent*. 35: 253-279, 281-301.

MALLOCH, J. R.1933. Acalyptrata. *In*: British Museum (Natual History), *Diptera of Patagonia and South Chile*, part 6, fascicle 1: 117-391.

McALPINE, J.F. 1989. Phylogeny and classification of the Muscomorpha. *In*: McAlpine, J.F. & D. M. Wood (coords.), *Manual of Nearctic Diptera*, Vol 3 (Monograph 32), Research Branch, Agriculture Canada, Ottawa, pp. 1443-1445.

MEDAN, D. & M. DEVOTO. 2005. Reproductive ecology of a perennial outcrosser with a naturally dissected distribution. *Plant Syst. Evol*. 254: 173-184.

MELLO, R.L. & V.C. SILVA. 2006. Morphological ultrastructure of the labellum in three Neotropical Lauxaniidae (Diptera, Muscomorpha). *Studia Dipterol*. 13(2): 397-403.

MELLO, R.L. & V.C. SILVA. 2008a. A taxonomic review of *Neogriphoneura* Malloch, 1924 (Diptera: Lauxaniidae), with description of three new species. *Zootaxa* 1806: 35-46.

MELLO, R.L. & V.C. SILVA. 2008b. Revision of the genus *Physoclypeus* Hendel, 1907 (Diptera, Lauxaniidae), with description of seven new species. *Pap. Avuls. Zool*. 48(26): 289-315.

MILLER, R.M. 1977. Ecology of Lauxaniidae (Diptera: Acalyptratae), I. Old and new rearing records with biological notes and discussion. *Ann. Natal Mus*. 23: 215-238.

MILLER, R.M. & B.A. FOOTE. 1976. Biology and immature stages of eight species of Lauxaniidae (Diptera). II. Descriptions of immature stages and discussion of larval feeding habits and morphology. *Proc. Entomol. Soc. Wash*. 78: 16-37.

PAPE, T., D. BICKEL & R. MEIER. 2009. *Diptera diversity: status, challenges and tools*. Koninklijke Brill NV, Leiden and Boston.

PAPP, L. & V. C., SILVA. 1995. Seven new genera of the Neotropical Lauxaniidae (Diptera). *Acta Zool. Acad. Sci. Hung*. 41 (3): 185-208.

SHEWELL, G.E. 1977. Family Lauxaniidae. *In*: M.D. Delfinado & D.E. Hardy (eds.), *A catalog of the Diptera of the Oriental region*. University Press of Hawaii, Honolulu, v.3, pp. 182-222.

SHEWELL, G.E. 1986. New American genera of Lauxaniidae, based on species of earlier authors, and a note on *Lyciella rorida* (Fallén) in North America (Diptera). *Can. Entomol*. 118 (6): 537-547.

SHEWELL, G.E. 1987. Lauxaniidae. *In*: McAlpine, J.F., B.V. Peterson, G.E. Shewell, H.J. Teskey, J.R. Vockeroth & D.M. Wood. (eds.), *Manual of Nearctic Diptera Volume 2,* Research Branch Agriculture Canada, Ottawa, pp. 951–964.

SILVA, V.C. 1998. Systematic review of Neotropical Lauxaniidae genera *Triconopsis* Hendel 1914 (Diptera, Schizophora). *Revta. Bras. Zool*. 15(3): 783-788.

SILVA, V.C. 1999a. Systematic review of Neotropical Lauxaniidae genera: *Cephalella* Malloch, 1926 (Diptera, Schizophora). *Revta Bras. Zool*. 16(1): 133-137.

SILVA, V.C. 1999b. Four new species of *Bacilloflagellomera* Papp & Silva, 1995 (Diptera, Lauxaniidae). *Deutsche Entomol. Z*. 46(1): 109-118.

SILVA, V.C. 2006. Systematic review of Neotropical genera of Lauxaniidae: 3. The genus *Paracestrotus* Hendel, 1925 (Diptera: Schizophora). *Zootaxa* 1249: 61–68.

SILVA, V. C. & R.L. MELLO. 2008. Occurrence of *Physoclypeus farinosus* Hendel (Diptera: Lauxaniidae) in flowerheads of Asteraceae (Asterales). *Neotrop. Entomol*. 37(1): 92-96.

SILVA, V.C. & S.D. GAIMARI. in prep. A conspectus of Neotropical Lauxaniidae (Diptera: Lauxanioidea), with a taxonomic catalogue and key to genera.

STUCKENBERG, B.R. 1971. A review of the Old World genera of Lauxaniidae (Diptera). *An. Natal Mus.* 20: 499-610.

VÁZQUES, D.P. & D. SIMBERLOFF. 2003. Changes in interaction biodiversity induced by an introduced ungulate. *Ecol. Lett.* 6: 1077–1083.

YEATES, D.K. & B.M. WIEGMANN. 1999. Congruence and controversy: Toward a higher-level classification of Diptera. *Annu. Rev. Entomol.* 44: 397–428.

YEATES, D.K., B. M.WIEGMANN, G.W. COURTNEY, R. MEIER, C. LAMBKIN & T. PAPE. 2007. Phylogeny and systematics of Díptera: Two decades of progress and prospects. *Zootaxa* 1668: 565-590.

Appendix 1. List of Argentinean species of Lauxaniidae.

Homoneurinae

Trypetisoma shewelli Arnaud, 1968. Argentina (Tuc.), Brazil.

Lauxaniinae

Allogriphoneura porcaria (Fabricius, 1805). Guyana, Brazil, Peru, Bolivia, Argentina.

Camptoprosopella flavipalpis Malloch, 1926. Costa Rica, Argentina (Tuc.).

Camptoprosopella nigra Malloch, 1933. Brazil, Argentina (Mnes.).

Camptoprosopella xanthoptera Hendel, 1907. Mexico, Costa Rica, Ecuador, Peru, Bolivia, Argentina (Tuc.).

Chaetominettia brasiliensis (Walker, 1853). Brazil, Argentina.

Chaetominettia corollae (Fabricius, 1805). Honduras, Costa Rica, Colombia, Guyana, Peru, Brazil, Bolivia, Paraguay, Argentina (Mnes., Fo.).

Chaetominettia mactans (Fabricius, 1794). Guyana, Argentina (Mnes.), Paraguay, Bolivia.

Minettia albomarginata Malloch, 1933. Argentina (R.N., Nq.).

Minettia centralis Malloch, 1933. Argentina (Mnes., Bs.As.), Uruguay.

Minettia chilensis (Schiner, 1868). Chile, Argentina (R.N.).

Minettia dichroa Malloch, 1933. Chile, Argentina (R.N.).

Minettia fulvicornis Malloch, 1933. Argentina (R.N.).

Minettia ignobilis Malloch, 1933. Argentina (Mnes.).

Minettia semifulva Malloch, 1933. Chile, Argentina (R.N., Nq.).

Minettia seminigra Malloch, 1933. Chile, Argentina (R.N.).

Neogriphoneura sordida (Wiedemann, 1830). United States (Virginia, s. to Texas and Florida), West Indies, Puerto Rico, Jamaica, Nicaragua, Paraguay, Argentina.

Neogriphoneura tertia Curran, 1942. Costa Rica, Panama, Colombia, Brazil, Bolivia, Paraguay, Argentina (Tuc.).

Neominettia contigua (Fabricius, 1794). Mexico to Brazil, Argentina and Bolivia.

Neopachycerina aristata Malloch, 1933. Uruguay, Argentina (L.R.).

Pachyopella flavida (Wiedemann, 1824). United States (Florida) to Argentina (Mnes.).

Physegenua striatopunctata Hendel, 1925. Ecuador, Peru, Brazil, Bolivia, Paraguay, Argentina.

Physegenua vittata Macquart, 1848. Cuba, Jamaica, Puerto Rico, Trinidad, Barbados, Dominica I., Nicaragua, Panama, Venezuela, Guyana, Suriname, Brazil, Bolivia, Paraguay, Argentina.

Physoclypeus farinosus Hendel, 1925. Colombia, Brazil, Bolivia, Argentina (Mnes.).

Physoclypeus flavus (Wiedemann, 1830). Colombia, Brazil, Bolivia, Uruguay, Argentina (Bs.As.).

Physoclypeus saltensis Mello & Silva, 2008b. Argentina (Sal.).

Poecilominettia tucumanensis (Malloch, 1928). Brazil, Argentina (between Tuc. and Ju.).

Poecilominettia unicolor Hendel, 1932. Argentina (Mnes.).

Sapromyza emmesa Malloch, 1933. Chile, Argentina (R.N., Nq.).

Sapromyza micropyga Malloch, 1933. Chile, Argentina (R.N., Nq.).

Sapromyza nigripes Macquart, 1844. Chile, Argentina (R.N., Nq.).

Sapromyza parvula Blanchard, 1852. Chile, Argentina (R.N.).

Sapromyza quichuana Brèthes, 1922. Argentina (L.R.).

Sapromyza remota Thomson, 1869. Argentina (Bs.As.).

Sapromyza scropharia (Fabricius, 1805). South America.

Sapromyza semiatra Malloch, 1933. Chile, Argentina (R.N., Nq.)

Sapromyza spinigera Malloch, 1933. Chile, Argentina (R.N., Nq.)

Sapromyza triloba Malloch, 1933. Chile, Argentina (R.N.)

Sciosapromyza advena (Wiedemann, 1830). South America.

Steganolauxania edwardsae (Malloch, 1933). Brazil, Argentina (Bs.As.), Paraguay.

Triconopsis longicornis Hendel, 1914). Brazil, Argentina (Ju.), Paraguay.

Trigonometopus albifrons Knab, 1914. Guatemala, Nicaragua, Brazil, Argentina.

Xenochaetina aeneoides Hendel, 1932. Paraguay, Argentina, Bolivia.

Xenochaetina flavipennis (Fabricius, 1805). United States, Mexico, Costa Rica, Cuba, to Argentina (Mnes.).

Xenochaetina leucostoma Hendel, 1932. Venezuela, Brazil, Uruguay, Argentina.

Appendix 2. List of Argentinean species housed in Argentinean collections.

Camptoprosopella flavipalpis Malloch (IFML).

Camptoprosopella nigra Malloch (IFML).

Camptoprosopella xanthoptera Hendel (IFML).

Chaetominettia corollae (Fabricius) (IFML).

Neogriphoneura tertia Curran (IFML).

Neopachycerina aristata Malloch (IFML).

Trypetissoma shewelli Arnauld (IFML).

Xenochaetina leucostoma Hendel (MLP).

Xenochaetina porcaria (Fabricius) (IFML).

ROPALOMERIDAE

Rosaly ALE-ROCHA

Coordenação de Pesquisas em Entomologia, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, CP 478, 69011-970 Manaus-AM, Brasil.
alerocha@inpa.gov.br

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Las Ropalomeridae son una familia pequeña del orden Diptera, suborden Brachycera, superfamilia Sciomyzoidea. Su distribución es principalmente neotropical desde México hasta Argentina, con sólo una especie neártica. Son moscas robustas, castañas, de tamaño mediano a grande, generalmente con ojos sobresalientes, rostro con tubérculo o carina y patas robustas. Los adultos se alimentan de exudados de plantas, son recolectados con trampas cebadas con algún tipo de atrayente. Se conocen nueve géneros y 33 especies, hasta el momento se desconocen las relaciones genéricas, la familia es considerada grupo hermano de Sepsidae con base en la presencia de cerdas en el espiráculo y la morfología del rostro, entre otros caracteres. Se conocen tres especies para la Argentina.

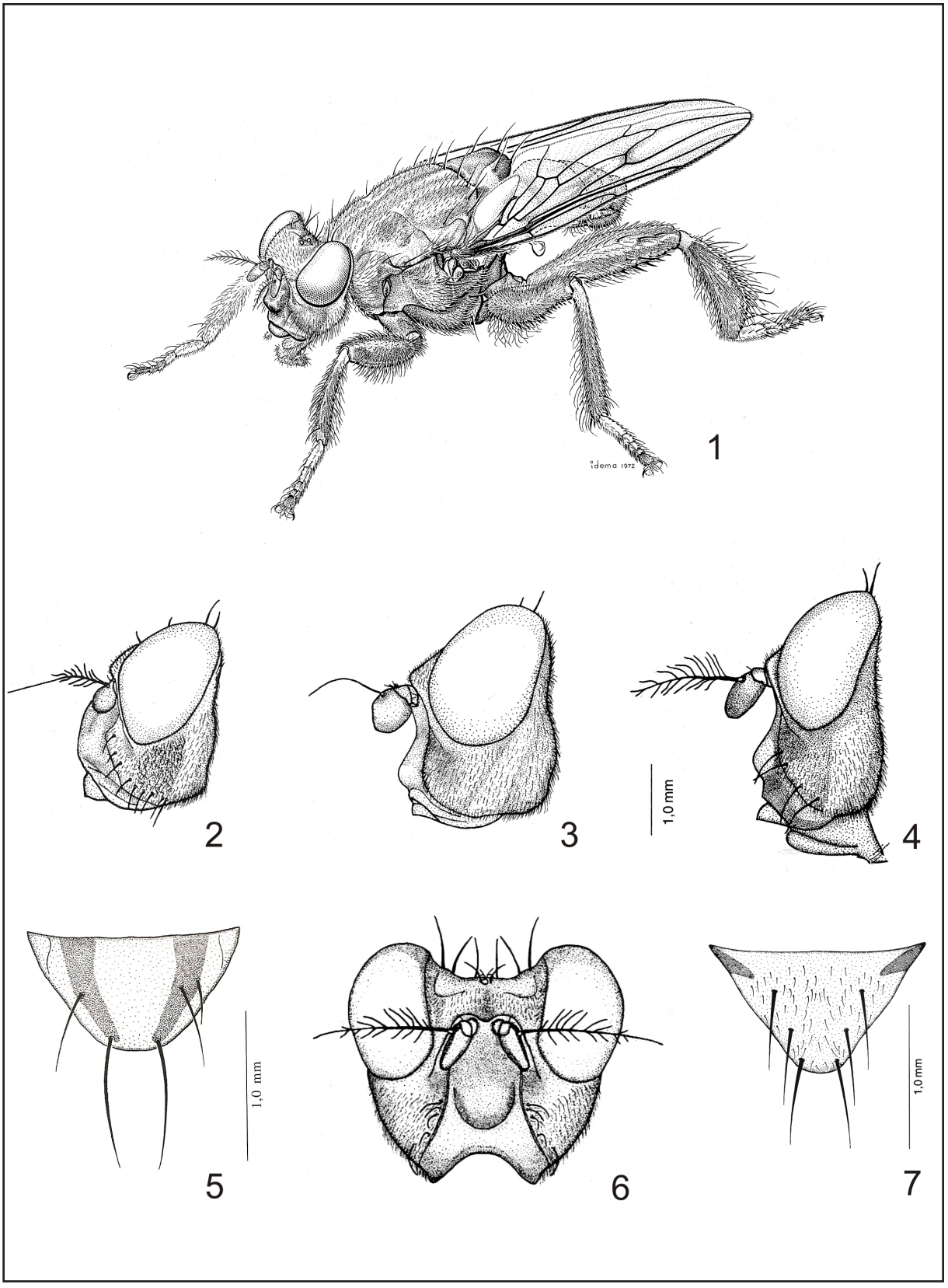
Abstract

Ropalomeridae are a small family of the order Diptera, suborder Brachycera, superfamily Sciomyzoidea. They have a mainly Neotropical distribution, from Mexico to Argentina, with only one Nearctic species. They are brown and robust flies, from medium to big size and prominent eyes, face with tubercle or carina and robust legs. Adults feed on vegetable exudates and they are collected with traps containing attractive baits. 33 species in nine genera are known. Nothing is known about the relationships among genera; this family is considered the Sepsidae sister-group based on the presence of bristles on spiracle and morphology of the face, among other characters. Three species have been registered for Argentina.

Introducción

Las Ropalomeridae son moscas de color castaño a castaño oscuro, robustas, de tamaño mediano a grande (6-12 mm); con frente y vértice profundamente cóncavos; ojos sobresalientes; rostro con carena mediana, tubérculo central o plano; palpos aplanados y alargados; fémures robustos con fuertes cerdas ventrales; tibia posterior generalmente achatada lateralmente y curvada; y alas hialinas, infuscadas o manchadas. La familia se distribuye principalmente en las regiones tropicales y subtropicales del continente americano, desde la Argentina hasta el suroeste de los Estados Unidos. Actualmente se conocen 33 especies y nueve géneros.

Adultos. Cabeza: los ojos se extienden sobre el vértice, genas sobresalientes y rostro con carena mediana o tubérculo central o plano. Antena con escapo y pedicelo cortos. Flagelo ovoide o alargado; arista sub-basal desnuda, plumosa o con pilosidad corta. Palpos aplanados y alargados. Cerdas verticales presentes; ocelares y postocelares generalmente presentes; vibrisas orales ausentes. Tórax: robusto; escutelo generalmente grande; cerdas propleurales ausentes; proepiesterno piloso, una seta en el kataepiesterno; anepisterno y anepímero con una o más cerdas postpronotales presentes o ausentes, generalmente dos notopleurales, una supralar postsutural, una acrostical y una a cuatro cerdas escutelares;



Figs 1-7. 1, Hábito de *Ropalomera femorata*; 2, *Willistoniella pleuropunctata*, cabeza, vista lateral; 3, *Kroeberia fuliginosa*, cabeza, vista lateral; 4, *Ropalomera femorata*, cabeza, vista lateral; 5, *Willistoniella pleuropunctata*, escutelo, vista dorsal; 6, *Ropalomera femorata*, cabeza, vista anterior; 7, *Kroeberia fuliginosa*, escutelo, vista dorsal (Fig. 1 de Steyskal, 1987; Figs. 2, 3, 4, 6 de Ramírez-García & Hernández-Ortiz, 1994; Fig. 5 de Marques & Ale-Rocha, 2005; Fig. 7 de Marques & Ale-Rocha, 2004).

espiráculo metatorácico con una o más cerdas. Patas: robustas, en especial el fémur posterior, notablemente ensanchado, con fuertes cerdas ventrales; tibia posterior generalmente comprimida lateralmente y curvada, ornamentada con largas cerdas o franja dorsal de pelos. Alas hialinas o infuscadas hasta fuertemente manchadas; vena C sin rupturas dorsales; Sc completa; celda cup tan o más corta que la bm; vena M termina en la parte superior del ápice del ala; celda r4+5 estrecha distalmente. Abdomen corto y ancho. Terminalia globosos en los machos y cónicos en la hembras, terminan en un ovipositor delgado; hembras con dos espermatecas esclerotizadas.

Inmaduros. La morfología es poco conocida. Los únicos datos referentes a inmaduros son los de: Lopes (1932) sobre la larva de *Ropalomera stictica*; Fischer (1932), quien describió la pupa de *Willistoniella pleuropunctata*; y datos sobre los huevos en Lopes (1932), quien ilustró los de *Ropalomera stictica*. Hendel (1933) ilustró la pupa de *R. clavipes*. De acuerdo con Lopes (1932), las larvas de *R. stictica* tienen los espiráculos posteriores continuos en su porción media y poseen tres aberturas similares en cada uno.

Aspectos biológicos, ecológicos y métodos de recolección

Poco existe en la literatura sobre la biología de Ropalomeridae. De acuerdo con Williston (1895), adultos e inmaduros habitan lugares húmedos o enlagunados. Los adultos regularmente se encuentran posados sobre troncos de árboles alimentándose de exudados (resinas y secreciones) producidos por heridas o ataques de otros insectos. Lindner (1930a) observó que los adultos ingieren savia vegetal derramada por la alimentación de cigarras (Hemiptera). Soto-Manitiu & Lezama (1988) sugirieron que las Ropalomeridae recolectadas en plantaciones de mango se alimentan de estos árboles y de frutos en descomposición. Prado (1963) capturó algunos ejemplares de *Willistoniella pleuropunctata* que se alimentaban de papaya (*Carica papaya*) en descomposición. Las larvas de algunas especies fueron encontradas en raíces de palmas, como *Sabal palmetto* y *S. minor* (Aldrich, 1932; Malloch, 1941); en secreciones gomosas de timbó (*Enterolobium timbouva*) y cocoteros (*Cocos nucifera*) (Hendel, 1923); en resina de jobo (*Spondias lutea*) (Lopes, 1932) y en troncos de plataneros en descomposición (*Musa* sp.) (Fischer, 1932).

Ejemplares de Ropalomeridae se recolectan más abundantemente en los meses secos del año, de acuerdo con el estudio de Soto-Manitiu & Lezama (1988) acerca de la fluctuación poblacional de *Ropalomera* Wiedemann en una plantación de mango en Costa Rica. Al parecer la mayor abundancia se observó en enero, que es la estación seca y además coincide con la época de floración y fructificación de la plantación. Situación similar fue observada por Marques & Ale-Rocha (2001) en la Reserva Ducke, Amazonia central, Brasil, donde se verificó mayor abundancia en los meses secos (julio-septiembre), y menor número de ejemplares en los meses más lluviosos (enero a marzo), exhibiendo una clara preferencia por las áreas abiertas, y recolectados preferiblemente en claros que al interior de los bosques. En la Amazonía brasileña han sido frecuentemente recolectados en áreas alteradas por producción agrícola con plantaciones de frutales regionales (Marques *et al.*, 2004). Debido al hábito de alimentarse de exudados vegetales se sospecha que estas moscas están involucradas en la transmisión mecánica de algunas enfermedades de tipo bacteriano comunes en frutales (Soto-Manitiu & Lezama, 1988).

La recolección se hace mediante trampas cebadas con atrayentes como frutas en descomposición, proteína hidrolizada y melaza de caña al 10% de fermentación. Las trampas más comunes son McPhail y Shannon. Algunas especies también han sido recolectadas con trampas Malaise, pero esta metodología no resulta tan efectiva.

Clasificación y diversidad

Las Ropalomeridae se encuentran incluidas en el suborden Brachycera, infraorden Muscomorpha, superfamilia Sciomyzoidea. Son el grupo hermano de las Sepsidae, compartiendo la porción media del rostro altamente esclerotizada y prominente, una o más cerdas fuertes subvibrisales similares a las vibrisas, una o más cerdas espiraculares desarrolladas, vena R1 desnuda, vena A2 ausente y dos espermatecas. No se conocen las relaciones internas de la familia.

El estatus de la familia fue inicialmente propuesto por Williston (1895), quien posteriormente la dividió en dos subfamilias: Ropalomerinae y Rhinotorinae. Posteriormente, Hendel (1916) las separó definitivamente como Ropalomeridae (escrito de manera incorrecta como Rophalomeridae). La familia fue revisada por Lindner (1930a) y Prado (1963, 1966), y catalogada por Steyskal (1967), quien publicó un capítulo sobre la fauna neártica (Steyskal, 1987). Las especies mexicanas fueron revisadas por Ramírez-García & Hernández-Ortiz (1994) y los géneros *Willistoniella* y *Apophorynchus* por Marques & Ale-Rocha (2004, 2005). *Kroeberia* fue revisado por Marques-Costa & Ale-Rocha (2005).

Actualmente se conocen 33 especies distribuidas en nueve géneros: *Apophorhynchus*, Dactylissa, *Kroeberia, Lenkokroeberia*, *Mexicoa*, *Rhytidops*, *Ropalomera, Willistoniella y Acrocephalomyia* (Steyskal 1967; 1987; Ramírez-García & Hernández-Ortiz, 1994, Marques & Ale-Rocha, 2004; 2005; Marques-Costa & Ale-Rocha, 2005 Ibáñez-Bernal & Hernández- Ortiz, 2012). Se distribuyen desde el sur de los Estados Unidos hasta el norte de la Argentina, con una única especie conocida en la región Neártica, *Rhytidops floridensis* (Aldrich, 1932). La mayor parte de los registros pertenecen a América del Sur, donde se conocen 27 especies. No se conocen fósiles.

Clave para los géneros de Ropalomeridae de América del Sur

(modificada de Prado, 1966)

1- Rostro con carena media (Fig. 2).....***Willistoniella***
- Rostro con tubérculo central (Figs. 3,4,6).....**2**

2- Arista plumosa (Figs. 1,2,4,6).....**3**
- Arista desnuda o con pelos microscópicos (Fig. 3).....**4**
3- Cerdas ocelar y postocelar ausentes..... .....***Apophorhynchus***
- Cerdas ocelar y postocelar presentes (Fig. 6).....**7**
4- Escutelo cerdoso, con recubrimiento de cerdas en el disco (Fig. 7).....**5**
- Escutelo desnudo, sin recubrimiento de cerdas en el disco (Fig. 5).....**6**
5- Cerda ocelar ausente; 1 a 3 cerdas en margen del espiráculo metatorácico.....***Lenkokroeberia***
- Cerda ocelar presente; más de tres cerdas en margen del espiráculo metatorácico.....***Kroeberia***
6- Gena lisa; flagelo digitiforme, alargado; escutelo con dos cerdas apicales.....***Dactylissa***
- Gena estriada; flagelo redondeada; escutelo con dos cerdas marginales y dos apicales.....***Rhytidops***
7- Cerdas postpronotales ausentes; arista con pelos cortos cubriéndola en toda su extensión; 5-6 cerdas en el margen del espiráculo metatorácico..... .....***Mexicoa***
- Cerdas postpronotales presentes (Fig. 1); arista con pelos esparcidos; 1-3 cerdas en la margen del espiráculo metatorácico.....***Ropalomera***

Las Ropalomeridae de Argentina

La fauna de este grupo ha sido poco estudiada y el conocimiento de esta familia es incipiente. Principalmente fue estudiada por Lindner (1930a, b), quien describió el género *Rhytidops*, con especie tipo *R. chacoensis*, y reportó los registros conocidos hasta la fecha. Todos los registros pertenecen al norte del país, en Misiones y Formosa (Lindner, 1930a, b). Se conocen hasta el momento tres especies en Argentina: *Rhytidops chacoensis* (registros geográficos: San José, Río Pilcomayo), *Ropalomera femorata* (registros geográficos: Misiones) y *Willistoniella pleuropunctata* (registros geográficos: San José, Tapikiolé). El número de especies registradas en la Argentina representa el 10% del total de especies conocidas. Esta cifra no revela la diversidad en el país, posiblemente debido a la falta de mayor esfuerzo de recolección. Se espera que algunas especies que se encuentran presentes en países limítrofes también se encuentren en la Argentina, como *Dactylissa digiticornis*, *Kroeberia fuliginosa*, *Lenkokroeberia ciliata*, *Ropalomera clavipes*, *R. stictica*, *Willistoniella ulyssesi* y *Apophorhynchus flavidus*, registradas al sur de Brasil, Paraguay y Bolivia. La principal colección en la Argentina se encuentra en el Instituto Fundación Miguel Lillo, Tucumán (IFML), con 38 ejemplares de su fauna.

Sinopsis de la fauna argentina

Rhytidops chacoensis Lindner, 1930: cabeza castaño oscura; rostro predominante, redondeado, negro brillante; gena estriada; tórax negro, castaño claro a los costados; mesonoto con dos franjas longitudinales negras anchas; dos cerdas supra-alares, un par presutural; un par de post-alares; un par pre-escutelar entre las post-alares, un par de post-pronotales; dos pares de mesopleurales; escutelo con un par de cerdas apicales y un par de cerdas marginales; patas marrones, brillantes; abdomen castaño oscuro a negro, con cerdas esparcidas (Lindner, 1930a). Distribuida en la Argentina.

Ropalomera femorata (Fabricius, 1805): rostro castaño oscuro a castaño amarillento; ala infuscada, más oscura en proximidad de la vena transversal r-m; región pleural del tórax con una franja polinosa plateada que se extiende hasta el anepisterno; quinto esternito con dos series de cerdas irregulares espiniformes en la región posterior; surstilo ensanchado en la base, y se estrecha en dirección al ápice; edéago con proyecciones espiniformes preapicales esclerotizadas. Ampliamente distribuida en la región Neotropical desde México hasta el norte de Argentina (Misiones) (Prado & Papavero, 2002).

Willistoniella pleuropunctata (Wiedemann, 1824): rostro amarillo a castaño oscuro, eventualmente la carena y los costados del rostro enrojecidas; esternito 5 del macho con tres cerdas largas en los ángulos post laterales; surstilo delgado con su ápice afilado. El estudio de los terminalia corrigió algunos datos sobre la distribución de esta especie, que se extiende desde la Argentina hasta México (Marques & Ale-Rocha, 2005). Marques & Ale-Rocha (2001) observaron mayor frecuencia de la especie en los meses más cálidos del año.

Literatura citada

ALDRICH, J.M. 1932. New Diptera, or two-winged flies from America, Asia, and Java with additional notes. *Proc. U. S. Natl. Mus.* 81:1-28.

FISCHER, C.P. 1932. Um gênero e duas espécies novas de Rhopalomeridae do Brasil, e o pupário de *Willistoniela pleuropunctata*Wied. (Dipt.). *Rev. Entomol*. 2: 441-450.

HENDEL, F. 1916. Beiträge zur Systematik der Acalyptraten Musciden (Dipt.). *Ent. Mitteil*. 5 (9/12): 294-299.

HENDEL, F. 1923. Die paläarktischen Muscidae acalyptratae Girschn. Haplostomata Frey nach ihren Familien und Gattungen. II. Die Gattungen. *Konowia* 2(5/6): 203-215.

HENDEL, F. 1933. Von Dr. Zürcher in den Jahren 1913-1918 in Paraguay gesammelte acalyptrate Dipteren. *Rev. Entomol*. 3(2): 213-224.

IBÁÑEZ-BERNAL, S. & V. HERNÁNDEZ-ORTIZ. 2012. The new genus *Acrocephalomyia*, and a new species of *Ropalomera* from Costa Rica, with additional records for other Mesoamerican species (Diptera: Ropalomeridae). *Zootaxa* (3478): 553–569.

LINDNER, E. 1930a. Revision der amerikanischen Dipteren-Familie der Rhopalomeridae. *Deut. Entomol. Zeit*. 2: 122-137.

LINDNER, E. 1930b. Die Ausbeute der Chaco-Expedition 1925/26. Diptera. *Konowia* 9(4): 281-281.

LOPES, H.S. 1932. Sobre a *Rhopalomera stictica* Wied., 1828 (Diptera, Rhopalomeridae). *An. Acad. Brasil. Cienc*. 4: 127-129.

MALLOCH, J.R. 1941. Florida Diptera. Family Rhopalomeridae. *Florida Entomol*. 24(3): 49-51.

MARQUES, A.P.C. & R. ALE-ROCHA. 2001. Diversidade de Ropalomeridae (Insecta, Diptera) na Reserva Florestal Adolpho Ducke, Manaus, Amazonas, Brasil. Resumo. *Anais da X Jornada de Iniciação Científica do PIBIC/ INPA*, 53-56 p.

MARQUES, A.P.C., R.ALE-ROCHA, & B. RONCHI-TELES. 2004. Flutuação populacional de *Willistoniella* Mik e *Ropalomera* Wiedemann (Diptera: Ropalomeridae) na Amazônia central. *Neotr. Entomol*. 33(5): 661-664.

MARQUES, A.P.C. & R. ALE-ROCHA. 2004. Revisão do gênero *Kroeberia* Lindner (Diptera, Ropalomeridae) da região Neotropical. *Rev. Brasil. Entomol*. 48(3): 315-322.

MARQUES, A.P.C. & R. ALE-ROCHA. 2005. Revisão do gênero Willistoniella Mik, 1895 (Diptera, Ropalomeridae) da Região Neotropical. *Rev. Brasil. Entomol*. 49(2): 210-227.

MARQUES-COSTA, A.P. & R. ALE-ROCHA. 2005. Revisão do gênero neotropical *Apophorhynchus* Williston (Diptera, Ropalomeridae). *Rev. Brasil. Entomol*. 49(4): 512-521.

PRADO, A.P. 1963. Primeira contribuição ao conhecimento da família Rhopalomeridae (Diptera). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 61(3): 459-470.

PRADO, A.P. 1966. Segunda contribuição ao conhecimento da família Rhopalomeridae (Diptera, Acalyptratae). *Stud. Entomol*. 8(1965): 209-268.

PRADO, A.P. & N. PAPAVERO. 2002. Insecta - Diptera - Ropalomeridae. Vol. 5. *In*: Papavero, N. (ed.), *Fauna da Amazônia Brasileira*, Museu Paraense Emílio Goeldi, Belém, pp. 1-3.

RAMÍREZ-GARCÍA, E. & V. HERNÁNDEZ-ORTIZ. 1994. Revisión de la familia Ropalomeridae (Diptera) en México. *Acta Zool. Mex*. 61: 57-85.

SOTO-MANITIU, J. & H.J. LEZAMA. 1988. Population fluctuations of *Ropalomera* Wiedemman (Diptera: Ropalomeridae) in Costa Rica. *Rev. Biol. Trop*. 36(2B): 549-550.

STEYSKAL, G.C. 1967. Family Ropalomeridae, Chapter 60. *In:* N. Papavero (ed.) *A catalogue of the Diptera of the Americas south of the United States*, Museu de Zoologia da USP, São Paulo, 1-7 pp.

STEYSKAL, G.C. 1987. Ropalomeridae. *In:* McAlpine, J. F. *et al*. (eds.), *Manual of Nearctic Diptera* Vol. 2: 941-944. Res. Branch Agr. Canada Monogr. 28.

WILLISTON, S.W. 1895. On the Rhopalomeridae. *Psyche* 7: 183-187.

SEPSIDAE

Vera Cristina SILVA

UNESP - Univ Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Departamento de Morfologia e Fisiologia Animal, Via de Acesso Prof. Paulo Donato Castellane, s/n, Jaboticabal, 14884-900 SP, Brasil.

vcsilva@fcav.unesp.br

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Los adultos de Sepsidae son moscas de tamaño pequeño a medianamente largo, con morfología y ecología variadas. Las Sepsidae son una pequeña familia de Scyomyzoidea, una superfamilia de Schizophora, con distribución mundial pero notablemente ausentes de Chile. Son moscas activas, con un ondular característico de sus alas. Las larvas se alimentan de diferentes tipos de materia orgánica en putrefacción, en general heces de mamíferos, y más raramente de material vegetal descompuesto; los adultos dependen de la disponibilidad de materia orgánica en putrefacción y carbohidratos, estos últimos obtenidos principalmente de flores. La fauna argentina está compuesta por 12 especies pertenecientes a cuatro géneros, ninguna de las cuales es endémica del país. Una especie, *Palaeosepis dentatiformis*, se cita por primera vez para la Argentina.

Abstract

Adult Sepsidae are small to medium sized slender flies, with uniform morphology and ecology. Sepsidae are a small family of the Sciomyzoidea, a superfamily of Diptera Schizophora, and present a worldwide distribution, been noticeably absent in Chile. They are active flies, with a characteristic wing waiving. Larvae feed on a wide range of decaying organic materials, usually mammalian dung, and more rarely being saprophagous, and adults are dependent on the availability of decaying organic material and carbohydrates, this second kind of food mostly obtained from flowers. The Argentinean fauna is comprised of 12 species in four genera, none of which is endemic to Argentina. One species, *Palaeosepis dentatiformis*, is recorded for the first time for Argentina.

Introduction

Diagnosis

Sepsids are small to medium sized slender flies, 2-7 mm long (Fig. 1); with brown to blackish body, sometimes shining or with a metallic purplish. Head more or less globular; vibrissa lacking, but vibrissal angle bearing several strong hairs. Thorax usually shining, but sometimes dull dorsally; pleura with some whitish pruinose areas. Wing hyaline, but a dark spot near its tip can be present. Male fore femur and tibia often modified, with bristles, spines, tubercles or emarginations used to grasp the base of the wing of females during copulation. Abdomen narrow, sometimes with prebasal constriction, responsible for the ant-like appearance of the members of the family.

The family can be readily distinguished from other families of acalyptrate flies by the wing with an unbroken Costa, the presence of one or more distinct setae on the posteroventral margin of the posterior spiracle and the ant-like habitus.p

Fig. 1. *Archisepsis discolor* (Bigot), male, lateral habitus, Tucumán, El Cadillal.

Classification and distribution

The family Sepsidae is comprised of 37 genera and approximately 318 described species, distributed in all continents (Ozerov, 2005). In the Neotropical region, there are 10 described genera and 45 valid species (Silva, in press).

McAlpine (1989) considered the section Schizophora, of infraorden Muscomorpha, for 13 superfamilies, including Sciomyzoidea. Sepsidae have been assigned to the superfamily Sciomyzoidea by Hennig (1958, 1973), Griffiths (1972) and McAlpine (1989), although the concept of the superfamily varies among these authors. All three authors point out that explicit support for the group is at best weak (Yeates *et al.*, 2007). McAlpine (1989) considered the Sciomyzoidea composed by Coelopidae, Dryomyzidae, Scyomyzidae, Ropalomeridae, Sepsidae, and Helosciomyzidae. The phylogenetic relationships of the Sepsidae within the Sciomyzoidea have been discussed by Griffiths (1972) and McAlpine (1989). Ropalomeridae are usually regarded as the sister-group of the Sepsidae. Relationships of the Sepsidae have been studied in detail by Meier (1995a, 1996), producing a phylogenetic analysis of the family based on morphological data with a special emphasis on the egg and larval stages.

The monophyly of the family is widely accepted (Griffiths, 1972; Hennig, 1973; McAlpine, 1989; Su *et al.*, 2008). Two subfamilies are recognized (Zuska, 1977, 1980; Steyskal, 1987): Orygmatinae, with one Holarctic monotypic genus, and Sepsinae. Traditionally, Sepsinae have been divided into three tribes, Saltellini, Sepsini and Toxopodini (Steyskal, 1987). Ozerov (1994) proposed the tribe Palaeosepsini to include most Neotropical genera. Both Sepsini and Palaeosepsini have representatives in the Neotropical region. Meier (1995a, b, 1996) discussed the classification schemes proposed for the Sepsidae, but did not consider the tribe Palaeosepsini. His cladistic analyses pointed that Sepsini may not be monophyletic, and that there are evidences for the monophyly of Toxopodini and Saltellini. Su *et al*. (2008) presented a phylogenetic tree for 75 species based on the available morphological data and 10 nuclear and mitochondrial genes; they found that most sepsid genera are monophyletic, including the neotropical *Microsepsis*. They found that the Neotropical genus *Archisepsis* is paraphyletic with regard to *Palaeosepsis*; however, the only species of *Palaeosepsis* considered in their analysis (*P. pusio*) is assigned to *Archisepsis* according to the world catalogue of the family (Ozerov, 2005), leaving this genus monophyletic as well.

The Neotropical Sepsidae were included in the monograph of the family by Duda (1926a, b) and Steyskal (1968) published the Neotropical catalogue, now out-of-date with the publication of the World Catalogue by Ozerov (2005). Recently, two authors have published the results of their studies of the Neotropical sepsid fauna (Ozerov, 1992, 1993, 1994, 1998, 2000, 2004; Silva, 1990, 1991, 1992, 1993, 1995; Maes & Silva, 1999). The most studied areas are St. Vincent (West Indies), Nicaragua, Costa Rica, Panama, Ecuador, Peru, Brazil, Paraguay, and Argentina. Ozerov (2004) published a key to the identification of the genera but it does not include all the genera known to occur in the Neotropical region. There is a chapter about the family in volume two of *Manual of Central American Diptera* (Silva, 2010), which resumes the known information about the group in the Neotropics, besides an identification key for the genera. Silva (in press) is the first paper summarizing

the knowledge of the family in the Neotropics, and other forthcoming papers will deal with each of its genera.

Biological features and agronomic importance

Sepsidae are active flies, with a characteristic wing waiving. Larvae feed on a wide range of decaying organic materials, usually mammalian dung, and more rarely being saprophagous, and adults are dependent on the availability of decaying organic material and carbohydrates, this second kind of food mostly obtained from flowers (Pont & Meier, 2002). Few articles have been published about the biology of the family in the Neotropics. The family has fascinating courtship patterns and reproductive behavior. William G. Eberhard has studied in detail aspects of sexual selection of sepsids in Costa Rica, with particularly interesting results (see Eberhard, 2000a, b, 2001a-d, 2002a-c, 2003; Eberhard & Pereira, 1997; Eberhard & Huber, 1998; Briceno-Lobo, 2002). Pont (1979) and Pont & Meier (2002) summarized the knowledge for the Palaearctic region. They are found in all terrestrial habitats, but are more diverse in rain and cloud forests. Shannon traps using dung as bait can collect a huge number of specimens.

Many studies have referred to the abundance of Sepsidae in cattle dung and in carcass in the Neotropics. The most recent are those of de De Grosso *et al*. (1999), Carvalho *et al*. (2000), Macedo *et al*. (2001), Mendes & Linhares (2002), Calderón-Arguedas *et al*. (2005), and Moretti (unpubl.). Sepsidae play an important role in decomposition of cattle dung and so are mildly beneficial insects (Pont & Meier, 2002). As these authors also stressed, they may be considered as potentially harmful to humans, because they regularly carry pathogens; however, since they generally avoid the inside of buildings, they have a low potential as transmitters (Van der Goot, 1987).

Argentinean fauna

Approximately one fourth of the described Neotropical species of Sepsidae have been recorded from Argentina. The fauna of this country is composed of 12 species in four genera, none of which have been reported only from Argentina, but one species, *Palaeosepis dentatiformis*, is recorded for the first time there. Appendix I shows a list of Argentinean species. The Neotropical region presently includes 45 valid species. The number of species in each genus is given in Table I.

Many species, especially those breeding in mammal dung, are common and widespread throughout the Neotropics. They disperse easily, through the movement of domestic livestock and also through human commercial activities, e.g. the Holarctic *Themira leachi* to Cuba (Ang *et al.*, 2008) and the Neotropical *Archisepsis discolor* introduced in the Azores (Ozerov, 2005).

Argentinean collections and research

Sepsidae have received little attention from Argentinean researchers and so are not well represented in biological collections. The collection of the Instituto Fundación Miguel Lillo (IML) houses some male and female of *Archisepsis discolor* and *Palaeosepsis dentatiformis*.

Argentinean provinces are poorly sampled for sepsids. The best represented in most collections are Tucumán and Salta. Before Sepsidae could be used to help understand the dipteran biodiversity in this country a thoughtfully collecting effort should be made, using different methods.

Key to Argentinean species

1- Vein Cu1B+1A extremely reduced, shorter than the length of cell cup; male fore femur with or without emarginations; male terminalia asymmetrica.....***Microsepsis***.....**2**

\- Vein Cu1B + 1A with normal length; male fore femur with emarginations; male terminalia symmetrical or asymmetrical.....**4**

2- Apex of mid tibia distinctly black; male fore femur ventrally not concave.....**3**

\- Apex of mid tibia yellowish or brownish yellow; male fore femur ventrally deeply concave before tubercle.....***M. furcata***

Table I. Number of species of Sepsidae in the Neotropical region and Argentina.

Genus	Neotropical region	Argentina
Archisepsis	13	6
Lateosepsis	1	1
Meropliosepsis	1	0
Meroplius	1	0
Microsepsis	10	3
Palaeosepsioides	3	0
Palaeosepsis	9	2
Pseudopalaeosepsis	3	0
Sepsis	3	0
Themira	1	0
Total	**45**	**12**

3- Male fore femur, ventrally, with median projections and a long basal seta; male fore tibia not modified; male mid tibia with apical setae much longer than apex; abdominal sternite 4 without modifications.....***M. mitis***
- Male fore femur, ventrally, without median projection; male fore tibia with median row of five small spines; male mid tibia without long apical setae; abdominal sternite 4 with lateral region differentiated.....***M. armillata***
4- Sintergite 1 + 2 without a posterior, transversal, wide elevation; abdominal tergites usually rugoses, hairs and setae usually full developed.....***Archisepsis*.....5**
- Sintergites 1 + 2 with an elevated posterior margin; abdominal tergites always polished and shining; hairs and setae undeveloped.....**10**
5- Scutum mostly shining.....**6**
- Scutum mostly pruinose.....**7**
6- Posterior half or third of postpronotal lobe shining, as a rule; scutum usually greyish pruinose between dorsocentral bristles.....***A. pusio***
- Postpronotal lobe with dense silvery-grey pruinosity; scutum grayish pruinose only before pair of posterior dorsocentral bristles.....***A. ecalcarata***
7- Meron completely pruinose; hindleg of male and usually of female with strong bristles.....**8**
- Meron with a shining spot; hindleg of male and female without strong bristles.....**9**
8- One pair of dorsocentral bristles present (seldom two pairs); wing slightly darkened at apex....***A. umbrifer***
- Two pairs of dorsocentral bristles; wing not darkened at apex.....***A. discolor***
9- Wing only slightly spotted at apex; male fore femur with well developed tubercle in apical third, higher than wide.....***A. armata***
- Apex of wing darkened on apex of R2+3; male fore femur with tubercle in apical third, not higher than wide at base.....***A. diversiformis***
10- Male abdominal sternite 4 simple; anal lobe of wing well developed; cels bm and dm-cup with microtrichia; width of alula approximately 2 times as long as wide cell bm; basal-costal cell clear.....***Lateosepsis laticornis***
- Male abdominal sternite 4 at sides with tuft of setae; anal lobe of wing narrow; cels bm and dm-cup without microtrichia; width of alula approximately equal to width of cell bm; basal-costal cell blackish.....***Palaeosepsis*.....11**
11- Male fore femur with many setae and a small tubercle, with a strong spine; normal apex, with no lateral expansion; abdominal sternite 4 with lateral region differentiated, rounded, with few long setae; epandrium asymmetrical, right side modified as a hook.....***P. dentata***
- Male fore femur with few setae and a big tubercle, projecting, with strong and curved spine; apical region brim-like posteriorly; abdominal sternite 4 with lateral region differentiated, peduculated and apically with many long setae; epandrium symmetrical.....***P. dentatiformis***

Acknowledgments

I am deeply thankful to Sergio Roig-Juñent, Lucía Claps and Juan J. Morrone for the invitation to contribute with this chapter. I also thank Guillermo Claps (IML), curator of Diptera, who kindly made the material available for study. This work was funded by FAPESP grant (proc. Zoologia 2003/10.274-9).

Literature cited

ANG, Y., G.S. LIM & R. MEIER. 2008. Morphology and DNA sequences confirm the first Neotropical record for the Holarctic sepsid species *Themira leachi* (Meigen) (Diptera: Sepsidae). *Zootaxa* 1933: 63-65.

BRICENO-LOBO, R.D. 2002. Water contact during courtship of males of *Archisepsis diversiformis* (Sepsidae). *Rev. Biol. Trop.* 50(1): 135-136.

CALDERÓN-ARGUEDAS, O., A. TROYO & M.E. SOLANO. 2005. Sucesión de larvas de muscoideos durante la degradación cadavérica en un bosque premontano húmedo tropical. *Rev. Biomed.* 16: 79-85.

CARVALHO, L.M.L., P.J. THYSSEN, A.X. LINHARES & F.A.B. PALHARES. 2000. A checklist of arthropods associated with pig carrion and human corpses in southeastern Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 95(1): 135-138

DE GROSSO, M.L., M. POSSE, M. CHANI & A. TERAN. 1999. Seasonal insect richness in cattle dung of the Tapia-Trancas deep valley, Tucuman Province, Argentina. *Acta Zool. Lilloana* 45(1): 129-137.

DUDA, O. 1926a. Monographie der Sepsiden (Dipt.). I. *Ann. Naturh. Mus. Wien* 39(1925): 1-153.

DUDA, O. 1926b. Monographie der Sepsiden. (Dipt.). II. *Ann. Naturh. Mus. Wien* 40: 1-110.

EBERHARD, W.G. 2000a. Mating systems of sepsid flies and sexual behavior away from oviposition sites by *Sepsis neocynipsea* (Diptera: Sepsidae). *J. Kansas Entomol. Soc.* 72 (1): 129-130.

EBERHARD, W.G. 2000b. Behavior and reproductive status of *Microsepsis armillata* (Diptera: Sepsidae) flies away from oviposition sites. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 93(4): 966-971.

EBERHARD, W.G. 2001a. Species-specific genitalic copulatory courtship in sepsid flies (Diptera, Sepsidae, *Microsepsis*) and theories of genitalic evolution. *Evolution* 55(1): 93-102.

EBERHARD, W.G. 2001b. The functional morphology of species-specific clasping structures on the front legs of male *Archisepsis* and *Palaeosepsis* flies (Diptera: Sepsidae). *Zool. J. Linn. Soc.* 133: 335-368.

EBERHARD, W.G. 2001c. Multiple origins of a major novelty: Moveable abdominal lobes in male sepsid flies (Diptera: Sepsidae), and the question of developmental constrains. *Evol. Dev.* 3(3): 206-222.

EBERHARD, W.G. 2001d. Courtship and multi-stage transfer of material to the female's wings during copulation in *Microsepsis armillata* (Diptera: Sepsidae). *J. Kansas Ent. Soc.* 74(2): 70-78

EBERHARD, W.G. 2002a. The relation between aggressive and sexual behavior and allometry in *Palaeosepsis dentatiformis* flies (Diptera: Sepsidae). *J. Kansas Ent. Soc.* 75: 317-332.

EBERHARD, W.G. 2002b. Physical restraint or stimulation? The function(s) of the modified front legs of male *Archisepsis diversiformis* (Diptera, Sepsidae). *J. Ins. Behav.* 15: 831-850.

EBERHARD, W.G. 2002c. Female resistance or screening? Male force vs. selective female collaboration in intromis-

sion in sepsid flies and other insects. *Rev. Biol. Trop*. 50: 485-505.
EBERHARD, W.G. 2003. Sexual behavior of male *Themira minor* (Diptera, Sepsidae), and movements of the male's sternal lobes and genitalic surstyli. *Can. Entomol*. 135: 569-581.
EBERHARD, W.G. & F. PEREIRA. 1997. Functional morphology of male genitalic surstyli in the dungflies *Achisepsis* [sic] *diversiformis* and *A. ecalcarata* (Diptera: Sepsidae). *J. Kansas Entomol. Soc*. 69(4): 43-60.
EBERHARD, W.G. & B.A. HUBER. 1998. Copulation and sperm transfer in *Archisepsis* flies (Diptera, Sepsidae) and the evolution of their intromitent genitalia. *Studia Dipterol*. 5(2): 217-248.
GOOT, V. S. van der. 1987. *Sepsis violacea* Meigen (Dipt. Sepsidae) on the increase in the Netherlands since the sixties. *Entomol. Mon. Mag*. 123: 82.
GRIFFITHS, G.C.D. 1972. *The phylogenetic classification of Diptera Cyclorrhapha, with special reference to the structure of the male postabdomen*. Dr. W. Junk, The Hague.
HENNIG, W. 1958. Die Famillien der Diptera Schizophora und ihre phylogenetischen Verwandtschaftsbeziehungen. *Beitr. Ent*. 8: 505-688.
HENNIG, W. 1973. *Handbuch der Zoologie*. Eine Naturgeschichte der Stämme des Tierreiches. IV. Band: Arthropoda - 2. Hälfte: Insecta. 2. Teil: Spezielles. 31: Diptera (Zweiflügler). De Gruyter, Berlin and New York.
MACEDO, D.M. DE, L.G. BRITO & G.E.M. BORJA. 2001. Emergência de *Haematobia irritans* em fezes bovinas no município de Seropédica, Rio de Janeiro. *Pesq. Vet. Bras*. 21(2): 77-80.
MAES, J.M. & V.C. SILVA. 1999. Familia Sepsidae. *In*: Maes, J.M. (ed.), *Insectos de Nicaragua*, SETAB, MARENA, Managua, vol 3, pp. 1569-1570.
MCALPINE, J.F. 1989. Phylogeny and classification of the Muscomorpha. *In*: McAlpine, J. F. & D. M. Wood (coords.), *Manual of Nearctic Diptera*, Research Branch, Agriculture Canada, Ottawa, Vol 3 (Monograph nº 32), pp. 1443-1445.
MEIER, R. 1995a. Cladistic analysis of the Sepsidae (Cyclorrhapha: Diptera) based on a comparative scanning electron microscopic study of larvae. *Syst. Ent*. 20: 99-128.
MEIER, R. 1995b. A comparative SEM study of the eggs of the Sepsidae (Diptera) with a cladistic analysis based on egg, larval and adult characters. *Entomol. Scand*. 26: 425-438.
MEIER, R. 1996. Larval morphology of the Sepsidae (Diptera: Sciomyzoidea), with cladistic analysis using adult and larval characters. *Bull. Amer. Mus. Nat. Hist*. 228: 1-147.
MENDES, J. & A.X. LINHARES. 2002. Cattle dung breeding Diptera in pastures in southeastern Brazil: Diversity, abundance and seasonallity. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 97(1): 37-41.
MORETTI, T. de C. Unpubl. *Artrópodes associados às carcaças de pequenos roedores expostas em área de formação vegetal secundária no município de Campinas, SP*. Thesis, Universidade Estadual de Campinas, Instituto de Biologia, Campinas, 2006.
OZEROV, A.L. 1992. New data on the neotropical sepsids (Diptera Sepsidae). *Russian Ent. J*. 1(1): 81-86.
OZEROV, A.L. 1993. Six new species of the genus *Palaeosepsis* Duda (Diptera Sepsidae). *Russian Ent. J*. 2(1): 63-71.
OZEROV, A.L. 1994. A review of the sepsid flies of Palaeosepsini, trib.n. (Diptera Sepsidae). *Russian Ent. J*. 2(5-6) [1993]: 55-103.
OZEROV, A.L. 1998. Two new species of Sepsidae (Diptera). *Russian Ent. J*. 6(3-4) [1997]: 83-85.
OZEROV, A.L. 2000. A revision of the Nearctic species of the genus *Sepsis* Fallén, 1810 (Diptera, Sepsidae). *Russian Ent. J*. 9(2): 161-176.
OZEROV, A.L. 2004. New genera and species of Sepsidae (Diptera). *Russian Ent. J*. 12(4) [2003]: 399-420.
OZEROV, A.L. 2005. World Catalogue of the family Sepsidae (Insecta: Diptera). *Zool. Issledov*. 8: 1-74.
PONT, A.C. 1979. Sepsidae. Diptera. Cyclorrapha Acalyptrata. *Handbk Ident. Br. Ins*. 10(5c): 1-35.
PONT, A.C. & R. MEIER. 2002. *The Sepsidae (Diptera) of Europe*. Brill Academic, Leiden.
SILVA, V.C. 1990. Revision of the family Sepsidae of the Neotropical region. I. The genus *Meroplius* Rondani (Diptera, Schizophora). *Revta Bras. Ent*. 34(4): 709-711.
SILVA, V.C. 1991. Levantamento preliminar de Sepsidae (Diptera, Schizophora) em Roraima, projeto Maracá, com descrição de uma espécie nova. *Acta Amazon*. 21: 369-374.
SILVA, V.C. 1992. Revision of the family Sepsidae of the Neotropical Region. II. The genus *Meropliosepsis* Duda, 1926 (Diptera, Schizophora). *Revta. Bras. Ent*. 36(3): 549-552.
SILVA, V.C. 1993. Revisão da familia 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* Sér. Zool. 75: 117-170.
SILVA, V.C. 1995. A new genus of Sepsidae (Diptera, Schizophora) from Nicaragua. *Studia Dipterol*. 2(2): 203-206.
SILVA, V.C. 2010. Sepsidae. *In*: B. Brown, M. Wood & M. Zumbado (eds.), *Manual of Central American Diptera*, Vol. 2, NRC Research Press, Ottawa, pp. 1031-1039.
SILVA, V.C. in press. Manual of the Neotropical Sepsidae (Diptera: Schizophora). *Neotr. Diptera*.
STEYSKAL, G.C. 1968. 63. Family Sepsidae. *In*: Papavero, N. (ed.), *A catalogue of the Diptera of the Americas south of the United States*, Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, São Paulo. pp. 1- 6.
STEYSKAL, G.C. 1987. Sepsidae. *In*: McAlpine, J.F., B.V. Peterson, G.E. Shewell, H.J. Teskey, J.R. Vockeroth & D.M. Wood (cords.), *Manual of Nearctic Diptera*. Research Branch Agriculture, Vol. 2, pp. 945-950.
SU, K.F., S.N. KUTTY & R. MEIER. 2008. Morphology versus molecules: The phylogenetic relationships of Sepsidae (Diptera: Cyclorrhapha) based on morphology and DNA sequence data from ten genes. *Cladistics* 24: 902-916.
YEATES, D.K., B.M. WIEGMANN, G.W. COURTNEY, R. MEIER & T. PAPE. 2007. Phylogeny and systematics of Diptera: Two decades of progress and prospects. *Zootaxa* 1668: 565-590.
ZUSKA, J. 1977. Family Sepsidae. *In*: Delfinado, M.D. & D.E. Hardy (eds), *A Catalogue of the Diptera of the Oriental Region. 3. Suborder Cyclorrhapha (excluding division Aschiza)*, The University Press of Hawaii, Honolulu, pp. 174-181.
ZUSKA, J. 1980. 50. Family Sepsidae. *In*: Crosskey, R.W. (ed.), *Catalogue of the Diptera of the Afrotropical region*, British Museum (Nat. Hist.), London, pp. 591-596.

Appendix 1. List of Argentinean species of Sepsidae

Archisepsis armata (Schiner, 1868). Argentina (Sal.), Belize, Bolivia, Brazil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Dominican Republic, Ecuador, Guatemala, Guyana, Haiti, Honduras, Jamaica, Mexico, Nicaragua, Panama, Paraguay, Peru, Uruguay, Puerto Rico, Venezuela.

Archisepsis discolor (Bigot, 1857). Argentina (Cs., Mnes., Sal., Tuc.), Belize, Bolivia, Brazil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Dominica, Dominican Republic, Ecuador, El Salvador, Grenada, Guatemala, Guyana, Haiti, Honduras, Jamaica, Mexico, Nicaragua, Panama, Paraguay, Peru, Suriname, Puerto Rico, Venezuela; Palaearctic region [introduced].

Archisepsis diversiformis (Ozerov, 1993a). Argentina (Bs.As.,

Sal., Tuc.), Brazil, Costa Rica, Ecuador, Jamaica, Mexico, Panama, Peru, Venezuela.

Archisepsis ecalcarata (Thomson, 1869). Argentina (Bs.As, Cm., L.R., Mza., Sal., Tuc.), Belize, Bolivia, Brazil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Dominica, Dominical Republic, France (Martinique), Ecuador, El Salvador, Grenada, Guatemala, Guyana, Haiti, Honduras, Jamaica, Mexico, Nicaragua, Panama, Paraguay, Peru, Saint Lucia, Saint Vincent and the Grenadines, Puerto Rico, Venezuela; Nearctic region.

Archisepsis pusio (Schiner, 1868). Antigua and Barbuda, Argentina (Fo., Ju., Sal.), Bolivia, Brazil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Dominica, Dominican Republic, Ecuador, El Salvador, Grenada, Guatemala, Guyana, Haiti, Honduras, Jamaica, Mexico, Nicaragua, Panama, Paraguay, Peru, Saint Lucia, Saint Vincent and the Grenadines, Uruguay, UK (Montserrat), Puerto Rico, Venezuela; Nearctic region.

Archisepsis umbrifer (Schiner, 1868). Argentina (Sal.), Colombia, Ecuador, Peru, Venezuela.

Lateosepsis laticornis (Duda, 1926a). Argentina, Bolivia, Brazil, Colombia, Ecuador, Paraguay, Venezuela.

Microsepsis armillata (Melander & Spuler, 1917). Argentina (Tuc.), Bahamas, Brazil, Costa Rica, Dominica, Dominican Republic, Ecuador, El Salvador, Guatemala, Guyana, Haiti, Honduras, Jamaica, Mexico, Nicaragua, Panama, Paraguay, Peru, Suriname, Trinidad and Tobago, Virgin Islands, Puerto Rico, Venezuela; Nearctic region.

Microsepsis furcata (Melander & Spuler, 1917). Argentina (Tuc.), Belize, Bolivia, Brazil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Dominica, Dominican Republic, Ecuador, El Salvador, Grenada, Guatemala, Guyana, Honduras, Jamaica, Mexico, Nicaragua, Panama, Paraguay, Peru, Saint Vincent and the Grenadines, Puerto Rico, Venezuela; Nearctic region.

Microsepsis mitis (Curran, 1927). Argentina, Belize, Bolivia, Brazil, Colombia, Costa Rica, Dominican Republic, Ecuador, Guatemala, Honduras, Mexico, Nicaragua, Panama, Venezuela.

Palaeosepsis dentata (Becker, 1919). Argentina (Tuc.), Brazil, Ecuador, Peru, Venezuela.

Palaeosepsis dentatiformis (Duda, 1926a). Argentina (Tuc.), Costa Rica, Ecuador, Venezuela. **First record for Argentina.**

SPHAEROCERIDAE

***Stephen A. MARSHALL**
***Joel KITS**
****Matthias BUCK**

*School of Environmental Sciences, University of Guelph, Guelph, N1G 2W1, Ontario, Canadá.
samarsha@uoguelph.ca
joel.kits@gmail.com

**Invertebrate Zoology, Royal Alberta Museum, 12845-102nd Avenue, Edmonton, T5N 0M6, Alberta, Canadá.
buckmb@gmail.com

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Resumen

Se conocen unas 100 especies de la familia de acaliptrados Sphaeroceridae para la Argentina. Resulta imposible proporcionar una sinopsis adecuada de la fauna debido a que existen muchas especies sin describir en la subfamilia Limosininae, especialmente en los grandes géneros *Pterogramma* y *Sclerocoelus*. La fauna argentina es de particular importancia, debido a que *Tucma*, el género hermano del resto de la familia, es endémico del país. Otros linajes basales de Sphaeroceridae, como la subfamilia Archiborborinae y el género *Palaeoceroptera*, también se encuentran en la Argentina, siendo el segundo de éstos sólo conocido para el noroeste argentino y Bolivia. Las Sphaeroceridae de la Argentina se hallan pobremente conocidas y existen grandes áreas del país para las cuales aun no se han examinado especímenes.

Abstract

Approximately 100 species of the distinctive acalyptrate family Sphaeroceridae are known to occur in Argentina. However, it is impossible to give an accurate synopsis of the fauna because of the many undescribed South American species in the subfamily Limosininae, especially in the large genera *Pterogramma* and *Sclerocoelus*. The Argentinean fauna is of particular importance to sphaerocerid systematics because *Tucma*, the sister genus to the rest of the family, is an Argentinean endemic. Other basal lineages of Sphaeroceridae, such as the subfamily Archiborborinae and the genus *Palaeoceroptera*, also occur in Argentina, with the latter genus known only from northwestern Argentina and nearby Bolivia. The Sphaeroceridae of Argentina are relatively poorly known and there are large areas of the country from which we have seen no specimens.

Introduction

Sphaeroceridae are small (usually 1-5 mm), generally dull brown acalyptrates easily recognised by the distinctively shortened first tarsomere of the hind leg. They are grouped with the Heleomyzidae, a probably paraphyletic family including several poorly known temperate South American lineages, in the superfamily Sphaeroceroidea. The small families Chyromyidae and Mormotomyiidae (neither present in the Neotropical region) are also sometimes included in this superfamily. About 1500 species of Sphaeroceridae have been described and at least that many remain undescribed, mostly from the Neotropics. The North American and European faunas are well known and the described species of the World have been catalogued (Roháček *et al.*, 2001; Marshall *et al.*, 2011).

Sphaeroceridae are divided into six subfamilies, four of which are known to occur in Argentina; a fifth subfamily (the entirely Neotropical Homalomitrinae) is likely to occur in the northwestern part of the country. The most conspicuous southern South American Sphaeroceridae belong to the Neotropical subfamily Archiborborinae, and this recently recognized subfamily (previously treated as part of the subfamily Copromyzinae) comprises the most characteristic component of the Argentine

sphaerocerid fauna. The species occurring in Argentina have recently been revised (Kits & Marshall, 2011; Kits & Marshall, 2013). All known Argentinean Archiborborinae are native and some are endemic. The endemic Argentinean subfamily Tucminae, with both described species known only from the Andes, is thought to be the sister group to the rest of the Sphaeroceridae.

The overwhelming majority of sphaerocerid species are currently placed in the huge, diverse, subfamily Limosininae. We estimate that over a thousand species of Limosininae remain undescribed but the Neotropical fauna is currently being revised genus by genus, mostly by Marshall along with students and collaborators (i.e., Marshall, 1985, 1995, 1996, 1997a, b, 2001; Marshall & Smith, 1992; Wheeler, 1995; Wheeler & Marshall, 1995; Marshall & Langstaff, 1998; Roháček & Marshall, 1998; Marshall & Roháček, 2000; Smith & Marshall, 2004; Marshall & Cui, 2005; Marshall *et al.*, 2007; Buck & Marshall, 2009; Marshall & Dong, 2009). The distinctive subfamily Sphaerocerinae, although much smaller than the Limosininae, contains some abundant and relatively large Neotropical species. Only two species of native Neotropical sphaerocerines are known from Argentina. In addition to the two native species, one of the two widespread synanthropic species in the subfamily (*Ischiolepta pusilla*) is recorded from Argentina.

No comprehensive phylogenetic analysis of the Sphaeroceridae has been conducted. Although the basal position of the Tucminae is well-supported, the relationships of the other five subfamilies are uncertain. As well, the relationships of the many genera placed in the Limosininae are poorly known. One species (*Palaeoceroptera clefta*), known from a single locality in Argentina, is of particular interest. *Palaeoceroptera* has been placed in the Copromyzinae based on retention of several plesiomorphic morphological characters, but its wing venation resembles that of many Limosininae. This phylogenetically enigmatic genus is known only from one badly damaged female specimen of *P. boliviensis* (Duda) from Bolivia, and two males of *P. clefta* from Argentina.

Sanitary and agroeconomic importance

Members of this family can be overwhelmingly abundant at dung, including dung of domestic animals, but adults usually stay close to the ground and rarely become a nuisance or health concern. They are major decomposers.

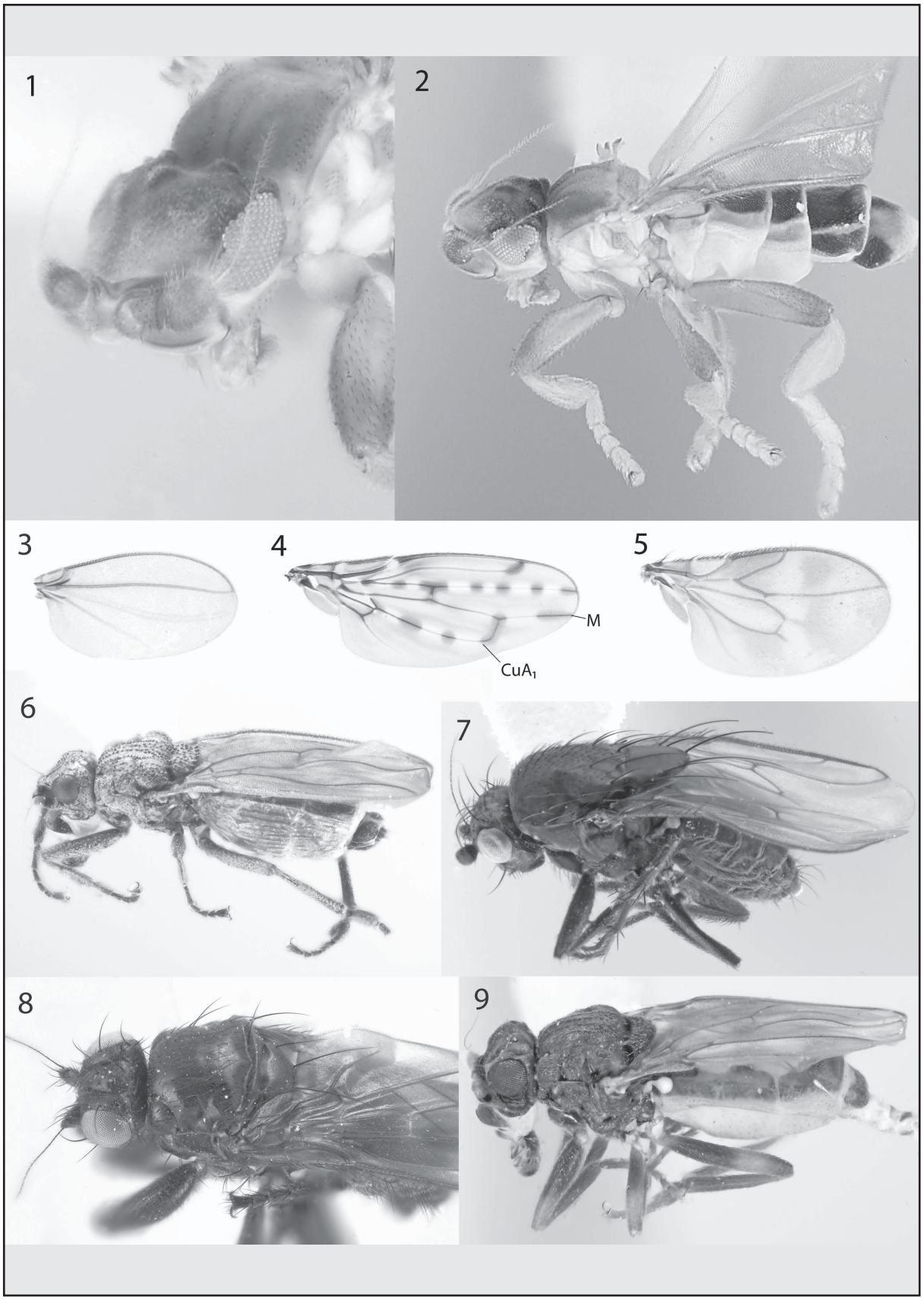
Natural history

Larvae of these ubiquitous flies are microbial grazers in a variety of humid, bacteria-rich environments such as dung, carrion, and various types of decomposing plants and fungi. Adults of many (if not most) species are attracted to carrion and dung, whether or not they develop in these substrates. Although many species appear to be polysaprophagous and can be found in large numbers in a variety of decomposing materials ranging from compost heaps to tree falls, other species are highly specialized and are associated with army ants, bromeliads, caves, mud flats, seaweed, fungi, vertebrate burrows and dung-rolling scarab beetles. Most Argentine species remain unknown as larvae.

Key to Argentinean genera

This key is restricted to genera known to occur in Argentina or very likely to occur there. Many Neotropical genera are known from throughout the Andean countries but have not yet been recorded in or near Argentina; such taxa are not included in this key but are included in a complete key to genera of Central and South America by Marshall & Buck (2010). Two of the undescribed genera known to occur in Argentina are included using the placeholder names (Genus A, Genus D) from Marshall & Buck (2010).

1- Fully winged to slightly brachypterous; wing at least 0.75 times as long as abdomen and not extremely narrowed.....2
- Apterous or brachypterous (Figs. 36-38); wing shorter than 0.75 times length of abdomen, or wing strongly narrowed and strap-like.....41
2- Ocelli absent, replaced by prominent tubercles (Fig. 1); wing with vein M and crossveins absent (Fig. 3); thorax small, scutum shorter than head (Fig. 2); frontal bristles greatly reduced; mesonotum without macrosetae; midtibia without bristles; rare, probably associated with army ants.....Homalomitrinae.....***Sphaeromitra***
- Ocelli present. Wing with vein M and at least crossveins r-m and dm-cu present (Figs. 4-5); thorax larger, scutum usually distinctly longer than head; usually (except in Sphaerocerinae) at least some bristles of frons well-developed, mesonotum with some macrosetae, and midtibia with at least some bristles; common.....3
3- Cells bm and dm separate; cell cu*p* closed; M and sometimes CuA_1 reaching wing margin (Fig. 4); either bristles of scutum and scutellum reduced or replaced by short spines, teeth or warts (Figs. 6, 9), or ocellar bristles before anterior ocellus (Figs. 12, 13) (or rarely missing).....**4**
- Cells bm and dm fused; cell cu*p* usually open; M rarely, and CuA_1 never, reaching wing margin (Fig. 5); scutellum with at least four marginal bristles; scutum with bristles (Fig. 7); ocellar bristles inserted behind anterior ocellus..... **Limosininae (and some Copromyzinae)**.....**9**
4- Bristles of scutellum reduced or replaced by short spines, teeth or warts, with at least one pair of subapical or basal marginal tubercles (Figs. 6, 9); CuA_1 reaching wing margin; anepisternum with patch of short setae; katepisternum without a dorsal bristle; lower face prominent; arista bare.....**Sphaerocerinae**.....**5**
- Scutellum with at least four marginal bristles (Fig. 8); CuA_1 not reaching wing margin. Anepisternum bare; katepisternum with a dorsal bristle; lower face not prominent; arista usually pubescent but sometimes almost bare (*Tucma* only).....**7**
5- Scutellum with six or more warts along posterior margin (Fig. 6); hind tibia with strong, curved apicoventral bristle; abdominal syntergite 1+2 not fused to tergite 3.....***Ischiolepta***



Figs. 1-9. 1. *Sphaeromitra inepta* Roháček & Marshall, head. **2.** *Sphaeromitra inepta*, habitus. **3.** *Sphaeromitra inepta*, wing. **4.** *Maculantrops hirtipes*, wing. **5.** *Robustagramma cultriforme*, wing. **6.** *Ischiolepta* sp., habitus. **7.** *Leptocera caenosa*-group, habitus. **8.** *Antrops quadrinotus*, habitus. **9.** *Mesosphaerocera* sp., habitus.

- Scutellum at most with pair of marginal teeth laterally (Figs. 9-10); hind tibia at most with small apicoventral spur; abdominal syntergite 1+2 fused to tergite 3 in male, separate or fused in female.....**6**

6- Lower margin of antennal fovea somewhat rounded at least in front of vibrissae (Fig. 11); lower face flat, more or less triangular, without groove below antennal fovea.....***Neosphaerocera***
- Lower margin of antennal fovea carinate along its whole length (Fig. 10); lower face convex and/or grooved just below antennal fovea.....***Parasphaerocera***

7- One pair of orbital bristles present (Fig. 13); hind femur with two rows of stout ventral spines; one strong pair of presutural dorsocentral bristles only; laterobasal pair of scutellar bristles small and hairlike (Fig. 13); arista virtually bare.....**Tucminae**.....***Tucma***
- Two pairs of orbital bristles present (Fig. 12); hind femur without ventral spines; one presutural and two postsutural dorsocentral bristles; laterobasal pair of scutellar bristles well-developed (Fig. 8); arista pubescent.....**Archiborborinae**.....**8**

8- Wing with distinct brown spots around crossveins, at vein tips, and along veins R_{4+5} and CuA_1; tibiae with four bands, alternately brown and pale; clypeus strongly projecting.....***Maculantrops***
- Wing unmarked or with pale spots around crossveins and longitudinal veins; tibiae never with four alternating bands; clypeus not strongly projecting.....***Antrops*, in part**

9- Scutellum with discal or marginal setulae in addition to the usual four marginal bristles (Figs. 7, 14).....**10**
- Scutellum with four marginal bristles only, with no additional discal or marginal setulae or setae (Fig. 15).....**17**

10- Scutellum with only 4 marginal setae, numerous discal setulae present (Fig. 14); first pair of dorsocentrals reclinate; midtibia without preapical ventral bristle; first tarsomere of midleg with several slightly enlarged bristles ventrally.....***Coproica***
- Scutellum with six or more marginal setae (Fig. 7); if discal setulae present (some *Rachispoda*), then first pair of dorsocentrals inclinate, midtibia with preapical ventral bristle, and first tarsomere of midleg with one distinctly enlarged ventral bristle in basal half.....**11**

11- Midtibia with preapical ventral bristle (Fig. 16); first tarsomere of midleg with enlarged ventral bristle (Fig. 16).....**12**
- Midtibia without preapical ventral bristle; first tarsomere of midleg without enlarged ventral bristle.....**13**

12- First pair of dorsocentrals inclinate (Fig. 17).....***Rachispoda***
- First pair of dorsocentrals directed posteriorly (Fig. 16).....***Leptocera***

13- Costa ending at apex of R_{4+5} (Figs. 27, 33).....**14**
- Costa extending far beyond apex of R_{4+5} (Fig. 34).....**15**

14- Cell cu*p* strong, closed (Figs. 18, 27); scutellum with two short setulae anterior to basal marginal bristle and a marginal setula between basal and apical marginal bristles; larger, over 2.5 mm.....***Palaeocoprina***
- Cell cu*p* open (as in Fig. 33); scutellum with two short setulae anterior to basal marginal bristle; small, less than 2.0 mm; mid tibia without posterodorsals in basal 2/3.....**new genus A ("*boliviensis* group")**

15- Cell cu*p* open (Fig. 34); crossveins rm and dm-cu separated by less than 1.5 x length of dm-cu (Fig. 34); left and right surstyli similar, without stout bristles.....**16**
- Cell cu*p* closed (as in Fig. 27); crossveins rm and dm-cu separated by approximately 2 x length of dm-cu (as in Fig. 27); left and right surstyli different, each with three stout bristles.....***Hellerella***

16- Two pairs of dorsocentral bristles, anterior pair large and close to suture; male with midventral bristle on midtibia; female abdomen lacking tergite 10; frons broad, with two large and one small pair of interfrontal bristles; lunule broad, at least somewhat bulging (Fig. 19).....***Chespiritos***
- Three pairs of dorsocentral bristles, anterior two pairs small, middle pair close to posterior pair; male without midventral bristle on midtibia; female tergite 10 present; frons normal, with 3-4 small interfrontal bristles; lunule triangular.....***Pullimosina* (*Dahlimosina*)**

17- Cell cu*p* closed (as in Fig. 27); hind tibia with an exserted preapical bristle (as in Fig. 30); epandrium with a cleft above surstylus.....
....***Palaeoceroptera* (possibly Archiborborinae)**
- Cell cu*p* open (Fig. 5); hind tibia usually without an exserted preapical bristle; epandrium without a cleft above surstylus.....**18**

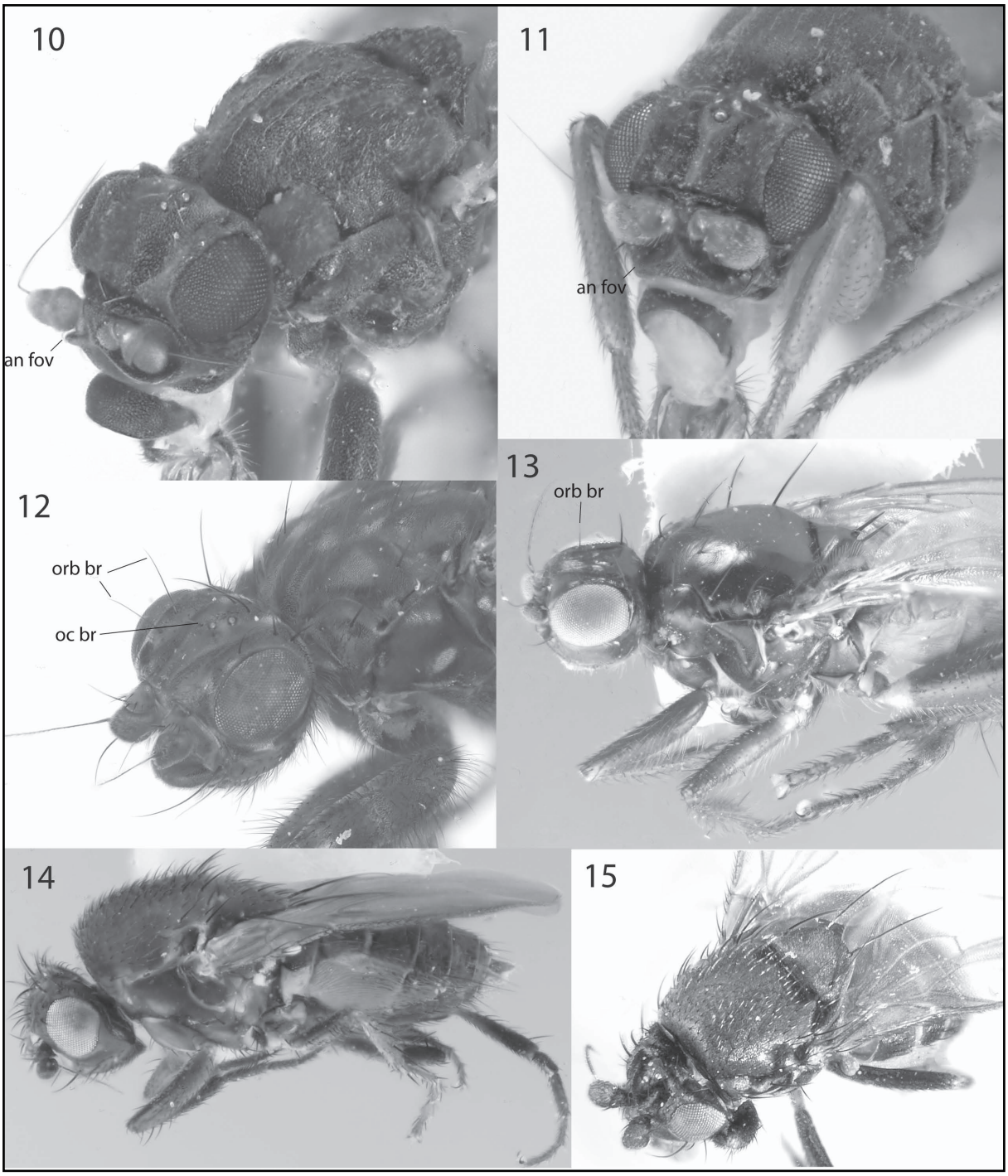
18- R_{4+5} strikingly curved forward to meet anterior edge of wing well before wing tip and costa not extending beyond apex of R_{4+5} (Fig. 35); female cercus much larger than tergite 10, usually with long, thick apical bristle; male sternite 5 usually simple, without paired posteromedial lobes; usually small flies, 1-2 mm long.....***Bromeloecia***
- R_{4+5} usually straight or less strongly curved forward, and usually ending closer to wing tip; if strongly upcurved then apex conspicuously bypassed by costa; female cercus usually with only thin bristles but sometimes with stout, spinelike apical bristles; male sternite 5 various; size various.....**19**

19- Three or more pairs of dorsocentral bristles (anterior pair sometimes small, but always longer than surrounding acrostichals).....**20**
- One or two pairs of dorsocentral bristles.....**26**

20- Scutellum and scutum velvety dark brown, with silvery pruinose pattern (Fig. 20); first tarsomere of midleg with strong ventral bristle in basal half; midtibia with proximal posterodorsal bristles, midventral bristle present in female.....***Gyretria***
- Scutellum and scutum not velvety, either uniformly pruinose or with faint pruinose pattern; first tarsomere of midleg usually without large ventral bristle, but if ventral bristle enlarged then midtibia with apicoventral bristle; midtibia proximally with at least small posterodorsal bristle, if without proximal posterodorsal then midventral also absent in both sexes.....**21**

21- Anterior dorsocentral bristles inclinate, more than one presutural pair present (sometimes small) (Fig. 21).....***Thoracochaeta***
- All dorsocentral bristles reclinate (Fig. 15), at most one presutural pair present.....**22**

22- Midtibia proximally without posterodorsal bristle; midventral bristle present in both sexes; R_{4+5} apically slightly recurved.....***Bifronsina***



Figs. 10 - 15. 10. *Parasphaerocera* sp., head (an fov, antennal fovea). **11.** *Mesosphaerocera* sp., head. **12.** *Maculantrops hirtipes*, head (orb br, orbital bristle; oc br, ocellar bristle). **13.** *Tucma tucumana*, habitus. **14.** *Coproica* sp., habitus. **15.** *Robustagramma* sp., habitus.

- Midtibia proximally with at least small posterodorsal bristle; if without proximal posterodorsal then midventral absent in both sexes; R_{4+5} straight or slightly bent anteriorly.....**23**

23- Midtibia proximally with a single anterodorsal or posterodorsal bristle (Fig. 22), without midventral bristle; costal sector 2 about ½ length of costal sector 3 or R_{2+3} abruptly curved forward apically; wing faintly to distinctly patterned.....**24**

- Midtibia proximally with 1-2 anterodorsal and one posterodorsal bristle (Fig. 23), mid tibia of female with midventral bristle; costal sector 2 slightly shorter, equal or longer than costal sector 3; R_{2+3} gently curved forward apically; wing unpatterned.....**25**

24- Midtibia with proximal posterodorsal bristle and 3-4 distal dorsal bristles; R_{2+3} straight to curved, convergent with costa throughout its length; wing membrane with faint to distinct transverse bands.....***Robustagramma*, in part**

- Midtibia with proximal anterodorsal bristle and two dorsal distal bristles (Fig. 22); R_{2+3} nearly parallel to costa for most of its length, abruptly curved forward apically; wing slightly clouded around crossveins and apex of R_{2+3}.....**undescribed genus D**

25- Body heavily grey-pruinose; middle acrostichals enlarged, those between anterior dorsocentrals as large as prescutellar acrostichals; dorsal surface of midtibia distally only with pair of bristles, without additional smaller bristles (Fig. 24); male foretibia clavate, foretarsus broadened and flattened; surstylus not divided; female cercus scoop-shaped with flattened apical bristle.....***Lepidosina***
- Body not heavily grey-pruinose; acrostichals not enlarged; dorsal surface of midtibia distally with 2-3 larger and 3-4 smaller bristles (Fig. 23); male foretibia and tarsus normal; surstylus divided into anterior and posterior sections; female cercus not as above.....***Phthitia*, in part**

26- Interfrontal bristles with one pair cruciate and distinctly larger than other.....**27**
- Interfrontal bristles in three or more subequal pairs (sometimes all small and difficult to see).....**28**

27- Costa not extending beyond apex of R_{4+5} (as in Fig. 33); one dorsal katepisternal bristle present, as long as bristles on mid-tibia.....**undescribed genus "*Pterogramma*-like cruciate"**
- Costa extending well beyond apex of R_{4+5} (as in Fig. 34); two dorsal katepisternal bristles present, neither as long as bristles on mid-tibia.....***Druciatus***

28- One orbital bristle (Fig. 26).....**29**
- Two orbital bristles, anterior one sometimes small but always distinctly longer than additional setulae on orbit (Fig. 29).....**30**

29- Maxillary palpus with single long apical bristle; first portion of R_{4+5} (between Rs and r-m) longer than second segment of M (between crossveins); wing at least faintly patterned.....***Pterogramma***
- Maxillary palpus with small setulae only; first portion of R_{4+5} shorter than second segment of M; wing unpatterned.....***"Minilimosina" pallicornis***

30- Lunule rounded and prominent (as in Fig. 21); alula broad (ca. half as broad as long); midtibia with small proximal posterodorsal bristle; first tarsomere of midleg with small ventral bristle; female with midventral midtibial bristle, male without; male genitalia complex, especially genital pouch.....***Sclerocoelus***
- Lunule narrow or triangular; alula usually narrow, if alula broad then midtibia without proximal posterodorsal bristle; midventral bristles of midtibia present or absent; male genitalia various, but genital pouch usually simple, not consisting of several sclerites as in *Sclerocoelus*.....**31**

31- Midtibia without apicoventral bristle in both sexes (Fig. 32); first tarsomere of midleg with large ventral bristle (distinctly longer than diameter of first tarsomere); dorsocentral bristles in two well-developed pairs; costa with two subequal costagial bristles; male almost always with prominent, stout, ventrally directed, cercal bristles; female tergite 10 long and shiny, longitudinally divided; cercus apically with two flat bristles.....***Opacifrons***
- Midtibia with apicoventral bristle; first tarsomere of midleg usually without enlarged ventral bristle; female tergite 10 usually small, not shiny; cercus usually without flattened bristles; other characters variable.....**32**

32- Tarsomere 2 of hind leg more or less swollen (Fig. 30); hind tibia with an exserted preapical bristle (Fig. 30) (rarely missing); abdomen sometimes weakly sclerotized to almost completely desclerotized; two spermathecae.....***Bitheca***
- Tarsomere 2 of hind leg not conspicuously swollen; hind tibia never with exserted preapical bristle; abdomen normally to heavily sclerotized; three spermathecae.....33

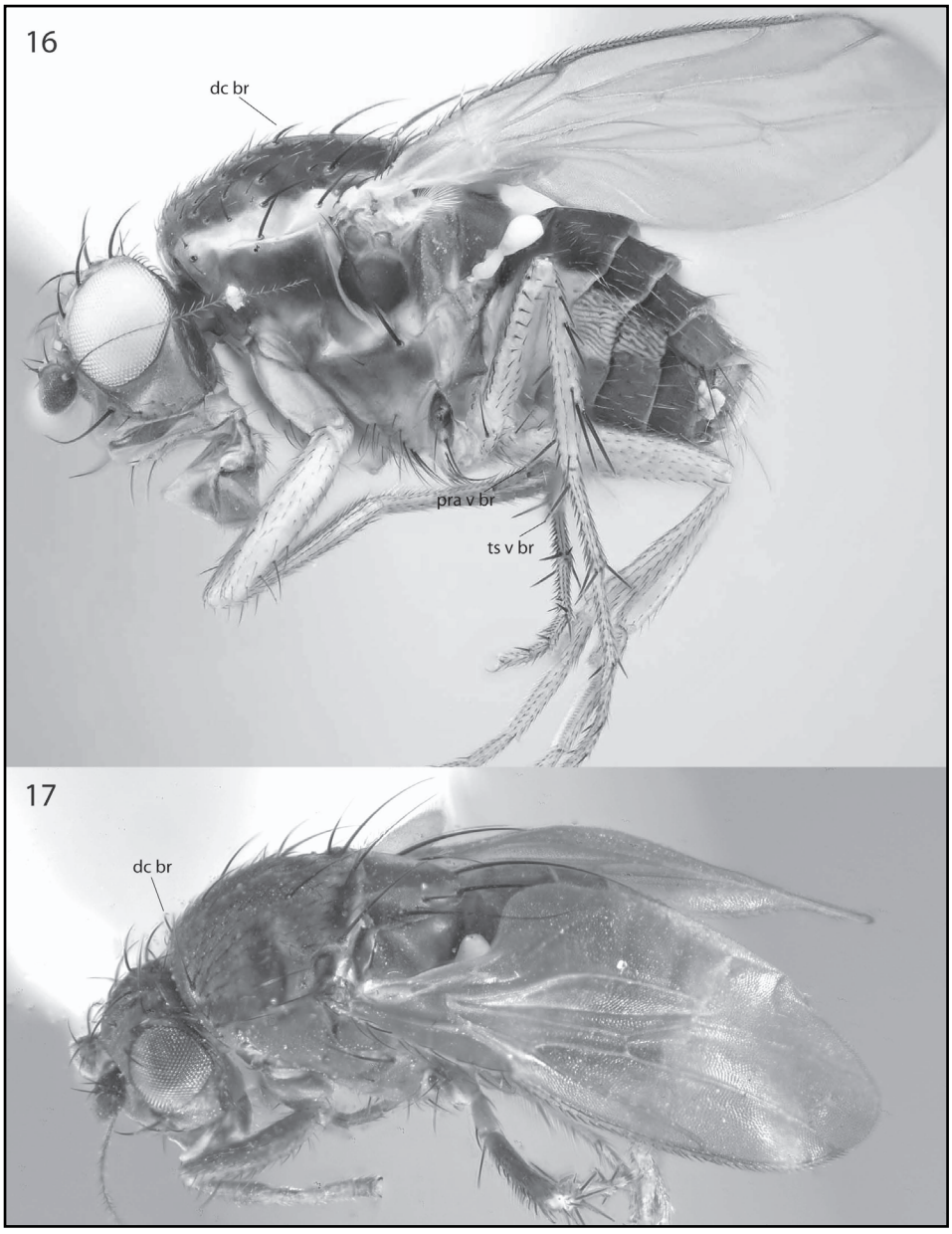
33- Costa extending far beyond apex of R_{4+5} (at least 4x width of costa) (Fig. 34).....**34**
- Costa ending at apex of R_{4+5} or slightly beyond (less than 4x width of costa) (Fig. 33).....**36**

34- One pair of dorsocentral bristles present; frons with one or more (often a row) of lateroclinate bristles between interfrontal and orbital bristles; R_{4+5} often strongly upcurved; eye sometimes setose; first flagellomere often strongly pointed apically, with apical arista.....***Trachyopella***
- Two pairs of dorsocentral bristles present; frons without additional lateroclinate bristles between interfrontal and orbital bristles; R_{4+5} not strongly upcurved, slightly curved forward to straight; eye bare; first flagellomere not pointed apically, arista subapical.....**35**

35- Crossveins r-m and dm-cu closely approximated, distance between them less than length of dm-cu (Fig. 34); midtibia with midventral bristle in female; epandrium dorsolaterally with outstanding pair of (fine) bristles.....***Pullimosina* (sensu stricto), in part**
- Crossveins r-m and dm-cu well separated or less approximated (distance between them greater than length of dm-cu); midtibia without midventral bristle in either sex; epandrium dorsolaterally without outstanding bristles.....***Minilimosina* (sensu lato), in part**

36- Dorsal surface of midtibia with four well-developed bristles (no additional smaller bristles present): the bristle near middle isolated and approximately equidistant from proximal bristle and distal pair of bristles (Fig. 22).....**37**
- Dorsal surface of midtibia either with more than four bristles (including smaller ones) (Fig. 24) or with four bristles arranged in distal group of three and single proximal bristle (but without isolated bristle near middle) (Fig. 25).....38

37- With one or more of the following characters: only one pair of dorsocentral bristles present; only one well-developed costagial bristle (sometimes extremely long) present; costal sector 2 distinctly shorter than costal sector 3 (two-thirds as long or less) (as in Fig. 5); eye small, its height less than 2.5 times genal height; epandrium with outstanding bristles; female tergite 10 and cerci fused, shiny (Fig. 31).... ***Archiceroptera*** genus complex, in part, including ***Rudolfina*** and three currently unplaced clades
- Two pairs of dorsocentral bristles present (anterior pair usually small); two subequal costagial bristles



Figs. 16 - 17. 16. *Leptocera schlingeri* Richards, habitus (from Buck & Marshall, 2009) (dc br, dorsocentral bristle; pra v br, preapical ventral bristle (midtibia); ts v br, ventral bristle of tarsomere 1). **17.** *Rachispoda* sp., habitus.

present; costal sector 2 subequal to or longer than costal sector 3 (as in Fig. 33); eye large, its height more than 2.5 times genal height (Fig. 29); epandrium uniformly haired and male sternite 5 unusually dark and prominent (Fig. 28); female tergite 10 and cerci not fused and shiny.....
.....***Parasclerocoelus***

38- Midtibia with posterodorsal and/or dorsal bristle(s) in basal three-fifths (Figs. 22, 24).....39

- Dorsal surface of midtibia only with anterodorsal bristle(s) in basal three-fifths (Fig. 25).....40

39- Costal sector 2 short, less than two-thirds as long as costal sector 3 (usually half as long or less); R_{2+3} short, usually straight (Fig. 5); wing usually faintly patterned; two (rarely one) pairs of dorsocentral setae present; midtibia without midventral bristle; female genitalia simple, cerci separate from tergite 10, with simple hairs.....
.....***Robustagramma*, in part**

- Costal sector 2 longer than costal sector 3; R_{2+3} longer, curved near apex (as in Fig. 33); wing not patterned; one pair of dorsocentral setae present; midtibia with midventral bristle in female; female genitalia modified, tergite 10 and cerci fused, each cercus with stout flattened apical spine (Fig. 31).....***Archiceroptera* genus complex, in part,** including two unplaced clades

40- Hind tibia with extremely long spur-like seta (length about half length of tibia) originating well before apex of tibia.....***Opalimosina***

- Hind tibia without spur-like seta.....***Telomerina***
41- Ocellar bristles inserted between ocelli (Fig. 38); midtibia with anterodorsal and often posterodorsal bristles on basal two-fifths; hind tibia without exserted preapical bristle.....**Limosininae… 42**
- Ocellar bristles inserted slightly to distinctly before level of anterior ocellus (Fig. 12), or ocelli absent (Fig. 36); midtibia without bristles on dorsal surface of basal two-fifths; hind tibia with exserted preapical bristle (sometimes small).....**Archiborborinae… 44**
42- Without or with one pair of orbital bristles (Fig. 38); minute, shining black flies without wing rudiment.....***Aptilotella***
- With two pairs of orbital bristles; wing rudiment present.....43
43- Midventral midtibial bristle present in both sexes; female terminalia laterally compressed; midtibia proximally only with one pair of bristles; head and thorax black, in part shining; wing reduction various but wing rudiment not narrow and elongate.....***Archileptocera***, in part
- Midventral midtibial bristle absent in male; female genitalia not compressed; midtibia proximally sometimes with two pairs of bristles; head and thorax sometimes pale brown, not shining; wing rudiment narrow and elongate or broad.....***Phthitia*, in part**
44- Ocelli absent; wing rudiment broad with tip strongly to slightly falcate, without apical bristle (Fig. 36).....***Antrops*, in part**
- Ocelli present; wing rudiment linear and cylindrical, about as long as width of scutellum, with distinct apical bristle (Fig. 37).....**45**
45- Thorax yellow, mesonotum strikingly flattened; dorsocentral bristles reduced, only posterior pair distinct; hind tibia with two apicoventral bristles.....***Penola***
- Thorax black, mesonotum rounded (Fig. 37); three pairs of dorsocentral bristles; hind tibia with one apicoventral bristle.....***Frutillaria***

Argentinean sphaerocerids

Our knowledge of the sphaerocerid fauna of Argentina and the rest of the Neotropical region is still fragmentary. From the limited evidence available in existing collections, several distinct biogeographic elements in the Argentinean fauna are apparent. Many of the most common species in disturbed habitats are subcosmopolitan, synanthropic species such as *Ischiolepta pusilla*, *Bifronsina bifrons*, many *Coproica* species, *Opalimosina mirabilis*, and *Pullimosina heteroneura*. There is a distinct high-Andean fauna in the northwest (Salta and Jujuy) that includes unique species such as *Paleocoprina argentinensis*, *Paleoceroptera clefta*, *Antrops cochinoca*, and *Tucma fritzi*. Lower elevation forests in the north host such primarily tropical genera as *Lepidosina*, *Pterogramma*, and *Robustagramma*. Frequently collected species in Patagonia include *Pullimosina (Dahlimosina) darwini*, *Leptocera neocurvinervis*, and several *Antrops* species. There are also a few naturally occurring, widespread species – three littoral *Thoracochaeta* species and *Parasclerocoelus mediospinosus*.

Although very abundant, Sphaeroceridae are small and inconspicuous in their habits and are thus rarely taken by general collectors. Pan traps, bait traps and intercept traps are the most efficient means by which to collect sphaerocerids, but some groups are taken by sweeping in humid microhabitats, malaise trapping and other techniques such as raised emergence traps. The University of Guelph Insect collection houses thousands of Argentinean specimens and includes specimens of all species listed below with the exception of *Hellerella decipiens* and two species (*Penola eudyptidis* and *Antrops truncipennis*) from the subantarctic islands. This review is based mostly on specimens in the University of Guelph Insect Collection, but some of the specimens used for this work (and used for our ongoing study of southern South American Sphaeroceridae) were borrowed from the Canadian National Collection (Ottawa), the United States National Museum (Washington), the British Museum (London) and the Instituto Fundación Miguel Lillo (Tucumán). Only a few localities (Salta, San Martín de Los Andes, Ushuaia) are reasonably well-collected. New collections from any part of Argentina would be valuable, but most of the undiscovered diversity probably lies in the north. We know of no dipterists studying Argentinean Sphaeroceridae other than the research group at University of Guelph.

Although only 83 named species are so far known from Argentina, we know of at least 25 additional species in collections awaiting formal publication. Of the species currently described, 13 are only known from Argentina. No Argentinean sphaerocerid is known to be facing direct threats; however, several endemic species (*Tucma tucumana, Tucma fritzi*, and *Palaeoceroptera clefta*) are rare in collections and of isolated phylogenetic positions, and are important to preserve. Species occurring in the arid northern Andes are often restricted to isolated pockets of moister habitat such as gullies, and could be threatened if these habitats are affected by human activity.

Acknowledgments

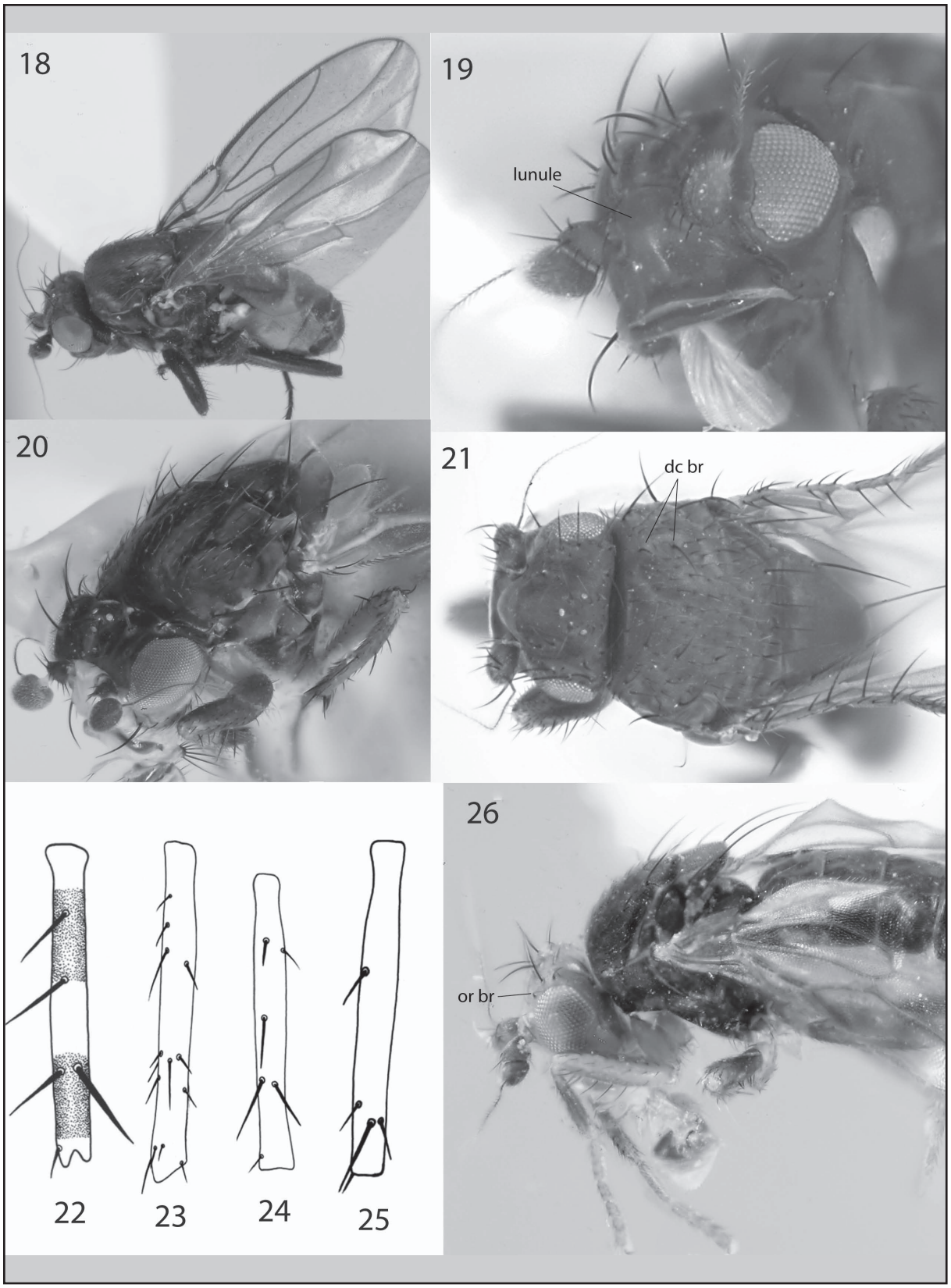
Matthew Bergeron provided data on new records and species of *Coproica*. This synthesis would not have been possible without the extensive collections made by one of us (SAM) during fieldwork in Argentina about 20 years ago, in collaboration with the late Manfredo Fritz (Salta) and the late Mario Gentili (San Martín de los Andes). I remain indebted to these good friends and esteemed colleagues and dedicate my work on Argentinean Sphaeroceridae to their memory.

Literature cited

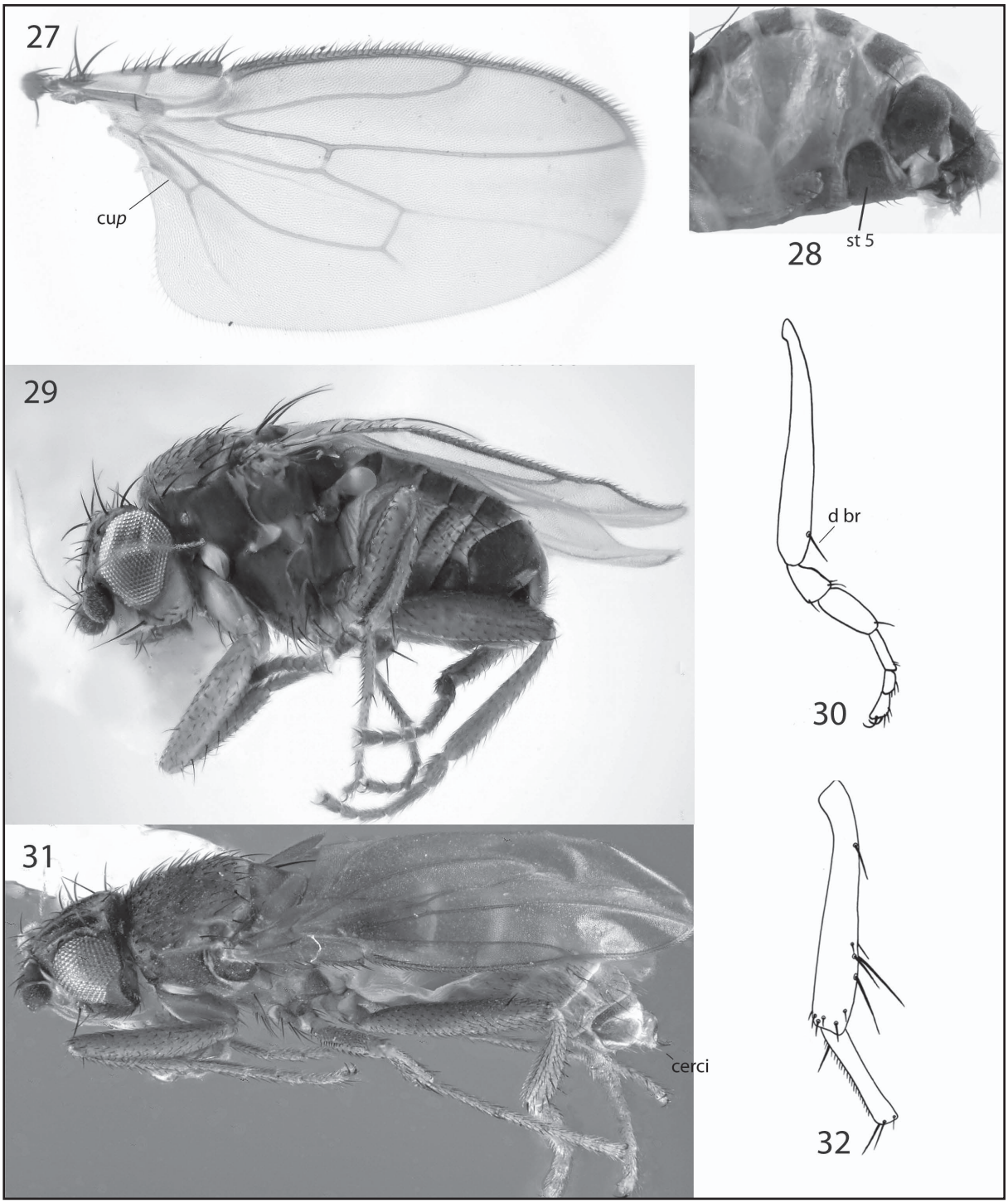
BUCK, M. & S.A. MARSHALL. 2009. Revision of New World *Leptocera* Olivier (Diptera, Sphaeroceridae). *Zootaxa* 2039: 1-139.

KITS, J.H. & S.A. MARSHALL. 2011. A revision of *Frutillaria* Richards and *Penola* Richards (Diptera: Sphaeroceridae: Archiborborinae). *Zootaxa* 2863: 1-34.

KITS, J.H. & S.A MARSHALL. 2013. Generic classification of the Archiborborinae (Diptera: Sphaeroceridae), with a revision of *Antrops* Enderlein, *Coloantrops* gen. nov., *Maculantrops* gen. nov., *Photoantrops* gen. nov., and *Poecilantrops* gen. nov . *Zootaxa* 3704 (1): 001-113.



Figs. 18-26. 18. *Palaeocoprina* sp., habitus. **19.** *Chespiritos* sp., head. **20.** *Gyretria biseta*, habitus. **21.** *Thorachochaeta zosterae*, scutum (dc br, dorsocentral bristle). **22.** *Robustagramma* sp., left mid tibia dorsal (from Marshall & Buck, 2010). **23.** *Phthitia antillensis* Marshall, left mid tibia dorsal (from Marshall & Buck, 2010). **24.** *Lepidosina inaequalis* (Malloch), left mid tibia dorsal (from Marshall & Buck, 2010). **25.** *Minilimosina (Svarciella)* sp., left mid tibia dorsal (from Marshall & Buck, 2010). **26.** *Pterogramma* sp., habitus (or br, orbital bristle).



Figs. 27 - 32. 27. *Palaeocoprina* sp., wing. **28.** *Parasclerocoelus mediospinosus*, male terminalia. **29.** *Parasclerocoelus mediospinosus*, habitus (from Marshall & Dong, 2009). **30.** *Bitheca* sp., hind tibia and tarsus anterior (from Marshall & Buck, 2010) (d br, dorsal bristle). **31.** *Archiceroptera* sp., habitus. **32.** *Opacifrons quarta* Marshall & Langstaff, mid tibia and first tarsomere anterior (from Marshall and Buck, 2010).

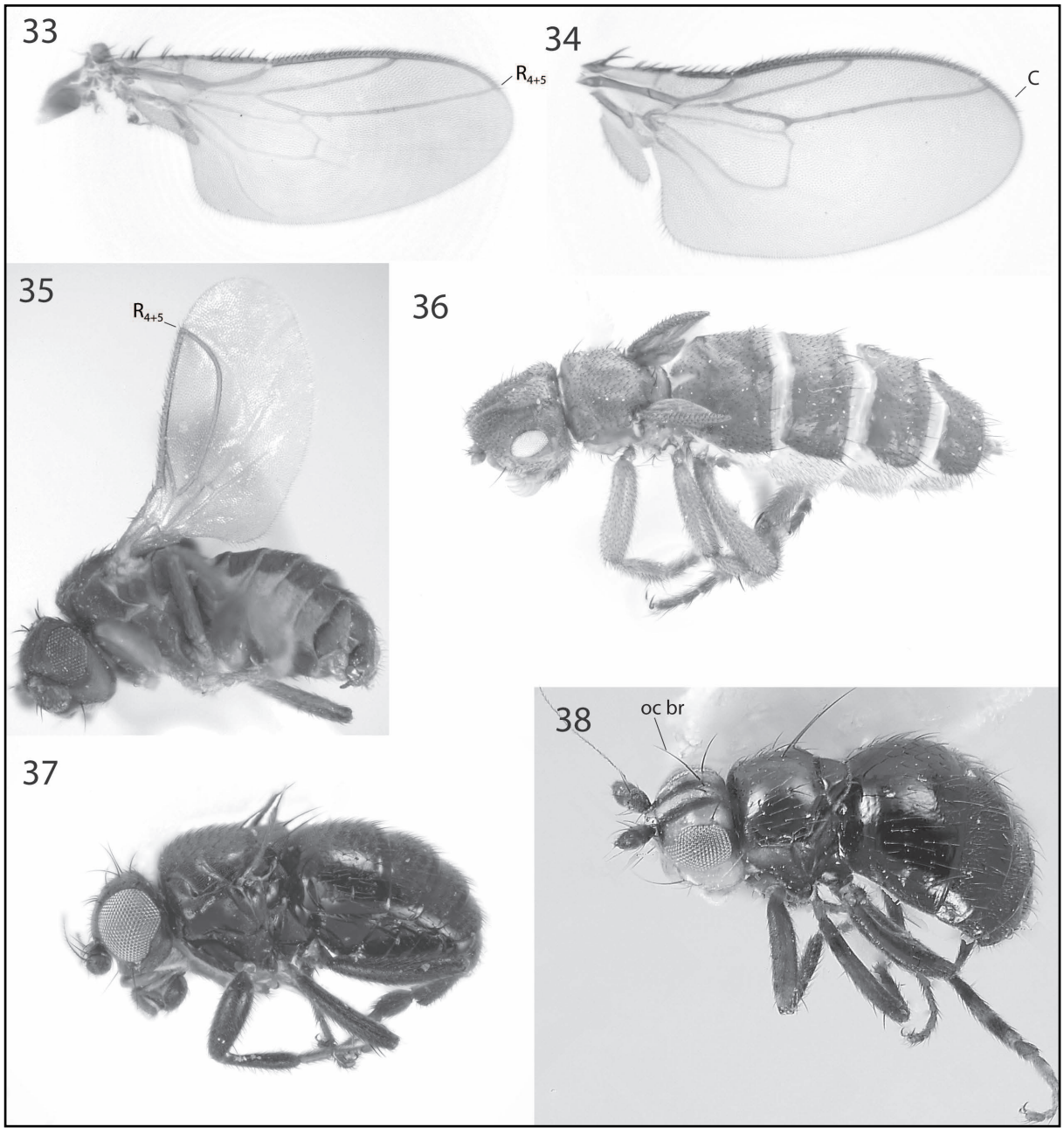
MARSHALL, S.A. 1985. A revision of the New World species of *Minilimosina* Roháček (Diptera: Sphaeroceridae). *Proc. Entomol. Soc. Ontario* 116: 1-60.

MARSHALL, S.A. 1995. *Sclerocoelus* and *Druciatus*, new genera of New World Sphaeroceridae (Diptera; Sphaeroceridae; Limosininae). *Ins. Mundi* 9: 283-289.

MARSHALL, S.A. 1996. *Tucma fritzi*, a new species in the enigmatic genus *Tucma* Mourgués-Schurter (Diptera; Sphaeroceridae; Tucminae, new subfamily). *Studia Dipterol.* 3: 283-288.

MARSHALL, S.A. 1997a. A revision of the *Sclerocoelus galapagensis* group (Diptera; Sphaeroceridae; Limosininae). *Ins. Mundi* 11: 97-115.

MARSHALL, S.A. 1997b. A revision of the *Archileptocera* group, including *Anomioptera* Schiner, *Palaeocoprina* Duda and *Archileptocera* Duda, with a key to sphaerocerid



Figs. 33 - 38. 33. *Lepidosina gibba* (Spuler), wing. **34.** *Pullimosina zayensis*, wing (C, costa). **35.** *Bromeloecia* sp., habitus. **36.** *Antrops truncipennis*, habitus. **37.** *Frutillaria stenoptera*, habitus. **38.** *Aptilotella* sp., habitus (oc br, ocellar bristle).

genera with similar wing venation and a description of a new species of *Palaeoceroptera* Duda (Diptera: Sphaeroceridae). *J. Nat. Hist.* 32: 173-216.

MARSHALL, S.A. 2001. A review of the southern South American genus *Gyretria* Enderlein (Diptera: Sphaeroceridae: Limosininae). *Proc. Entomol. Soc. Washington* 103: 282-290.

MARSHALL, S.A. & M. BUCK. 2010. Chapter 95. Sphaeroceridae (Small Dung Flies). Pp. 1165-1187 *in:* Brown, B.V., A. Borkent, J.M. Cumming, D.M. Wood, N.E. Woodley & M.A. Zumbado (eds.), *Manual of Central American Diptera*, Vol. 2. NRC Research Press, Ottawa.

MARSHALL, S.A., M. BUCK & O. LONSDALE. 2007. *Lepidosina*, a new genus of New World Limosininae (Diptera: Sphaeroceridae). *Eur. J. Entomol.* 104: 573-599.

MARSHALL, S.A. & Y. CUI. 2005. Systematics of *Robustagramma*, a new genus of New World Sphaeroceridae (Diptera). *Zootaxa* 1026: 1-122.

MARSHALL, S.A. & H. DONG. 2009. *Parasclerocoelus*, a new south temperate genus of Limosininae (Diptera: Sphaeroceridae). *Studia Dipterol.* 15 (2008): 223-230.

MARSHALL, S.A. & R. LANGSTAFF. 1998. Revision of the New World species of *Opacifrons* Duda (Diptera, Sphaeroceridae, Limosininae). *Cont. Science* 474: 27 pp.

MARSHALL, S.A., J. ROHÁČEK; H. DONG & M. BUCK. 2011. The state of Sphaeroceridae (Diptera, Acalyptratae): a world catalog update covering the years 2000-2010, with new generic synonymy, new combinations, and new distributions. *Acta Entomologica Musei Nationalis Pragae* 51: 217-298.

MARSHALL, S.A. & J. ROHÁČEK. 2000. A world revision of the seaweed fly genus *Thoracochaeta* Duda (Diptera: Sphaeroceridae: Limosininae) Part 1: extra-Holarctic species. *Studia Dipterol*. 7: 259-311.

MARSHALL, S.A. & I.P. SMITH. 1992. A revision of the New World and Pacific *Phthitia* Enderlein (Diptera; Sphaeroceridae; Limosininae), including *Kimosina* Roháček, new synonym and *Aubertinia* Richards, new synonym. *Mem. Entomol. Soc. Canada* 161: 83 pp.

ROHÁČEK, J. & S.A. MARSHALL. 1998. Revision of Homalomitrinae subfam.n. (Diptera: Sphaeroceridae), with the description of a new genus and three new species. *Eur. J. Entomol*. 95: 455-491.

ROHÁČEK, J., S.A. MARSHALL, A.L. NORRBOM, M. BUCK, D.I. QUIROS & I. SMITH. 2001. World Catalog of Sphaeroceridae. 418 pp, Slezské zemské muzeum, Opava.

SMITH, I.P. & S.A. MARSHALL. 2004. A review of the New World Genus *Pterogramma* Spuler and a revision of the *Pterogramma sublugubrinum* group. *Contr. Science* 499: 1-163.

WHEELER, T.A. 1995. Systematics of the New World *Rachispoda* Lioy (Diptera: Sphaeroceridae): morphology, key to species groups, and revisions of the *atra*, *fuscipennis*, *limosa* and *vespertina* species groups. *J. Nat. Hist*. 29: 159-230.

WHEELER, T.A. & S.A. MARSHALL. 1995. Systematics of the New World *Rachispoda* Lioy (Diptera: Sphaeroceridae): revisions of the primarily Neotropical *aequipilosa, divergens, fuscinervis, maculinea, marginalis,* and *m-nigrum* species groups. *J. Nat. Hist*. 29: 1209-1307.

Appendix 1. List of Argentinean Sphaeroceridae

Tucminae (two species)

Tucma fritzi Marshall, 1996. Argentina, endemic.

Tucma tucumana Mourgués-Schurter, 1987. Argentina, endemic.

Archiborborinae (14 species, no additional species known)

Antrops cochinoca Kits & Marshall, submitted. Argentina, endemic.

Antrops didactylos Kits & Marshall, submitted. Argentina, Chile.

Antrops femoralis (Blanchard, 1852). Argentina, Chile.

Antrops hirtus (Bigot, 1880). Argentina, Chile.

Antrops maculipennis (Duda, 1921). Argentina, Chile.

Antrops microphthalmus (Richards, 1931). Argentina, Chile.

Antrops quadrinotus (Bigot, 1888). Argentina, Chile.

Antrops setosus (Duda 1921). Argentina, Bolivia.

*Antrops simplicimanus (*Richards, 1931). Argentina, Chile.

Antrops truncipennis Enderlein, 1909. Tierra del Fuego and South Atlantic islands, also Chile.

Frutillaria stenoptera Richards, 1961. Argentina, Chile.

Maculantrops hirtipes (Macquart, 1844). Argentina, Chile, Uruguay.

Palaeoceroptera clefta Marshall, 1998. Argentina, endemic.

Penola eudyptidis Richards, 1941. Islas Malvinas, endemic

Sphaerocerinae (three species recorded, no additional species known).

Ischiolepta pusilla (Fallén, 1820). Holarctic, also Australia, New Zealand, Chile, Argentina.

Neosphaerocera breviradiata (Papp, 1978). Argentina, endemic.

Parasphaerocera transversalis (Richards, 1965). Argentina to Mexico. Limosininae (64 named species recorded but many more recognized and awaiting description).

Bitheca sp. nov.

Bromeloecia sp. nov.

Coproica bifurcata Bergeron & Marshall, in press.

Coproica brachystyla Bergeron & Marshall, in press.

Coproica ferruginata (Stenhammar, 1855). Cosmopolitan.

Coproica hirticula Collin, 1956. Subcosmopolitan.

Coproica hirtula (Rondani, 1880). Cosmopolitan.

Coproica hirtuloidea (Duda, 1925). Argentina, Bolivia, Peru. NEW RECORD.

Coproica novacula Bergeron & Marshall in press.

Coproica rohaceki Carles-Tolrá, 1990. Palearctic, Argentina, NEW RECORD.

Coproica rufifrons Hayashi, 1991. Subcosmopolitan.

Coproica vagans (Haliday, 1833). Cosmopolitan.

Chespiritos sp. nov.

Druciatus sp. nov.

Gyretria biseta (Duda, 1925). Argentina, Bolivia, Brazil, Paraguay.

Gyretria melanogaster (Thomson, 1869). Argentina, Brazil, Chile, Paraguay, Uruguay.

Hellerella decipiens (Duda, 1920). Argentina, Chile.

Lepidosina argentinensis Marshall & Buck in Marshall, Buck & Lonsdale, 2007. Endemic.

Leptocera aequilimbata Duda, 1925. Argentina, Bolivia, Peru.

Leptocera argentinica Buck in Buck & Marshall, 2009. Argentina, Bolivia.

Leptocera caenosa (Rondani, 1880). Widespread.

Leptocera erratica Buck in Buck & Marshall, 2009. Argentina, Australia, South Africa, USA.

Leptocera erythrocera (Becker, 1920). Argentina to Canada, Caribbean, Hawaii.

Leptocera gongylotheca Buck in Buck & Marshall, 2009. Argentina, endemic.

Leptocera mendozana Richards, 1931. Argentina, Bolivia, Peru.

Leptocera neocurvinervis Richards, 1931. Argentina, Chile.

Leptocera rhadinofulva Buck in Buck & Marshall, 2009. Argentina, Bolivia, Brazil, Ecuador, Paraguay, Peru, Venezuela.

Minilimosina (Allolimosina) rotundipennis (Malloch, 1913). Argentina to southern USA.

"Minilimosina" pallicornis (Malloch, 1914). Argentina to Mexico. Generic placement uncertain.

Minilimosina spp. (at least 2 undescribed species).

Opacifrons distorta Marshall & Langstaff, 1998. Argentina, endemic.

Opacifrons orbicularis (Becker, 1920). Argentina, Bolivia, Ecuador, Venezuela.

Opacifrons pavicula Marshall & Langstaff, 1998.Argentina, endemic.

Opacifrons quarta Marshall & Langstaff, 1998. Argentina to Guatemala, Carribean.

Opalimosina (O.) mirabilis (Collin, 1902). Subcosmopolitan.

Palaeocoprina argentinensis Marshall, 1998. Argentina, Bolivia.

Parasclerocoelus mediospinosus (Duda, 1925). Argentina, Australia, Chile, New Zealand, South Africa, Tristan da Cunha.

Phthitia (Alimosina) empirica (Hutton, 1901). Subcosmopolitan.

Phthitia (Kimosina) bicalyx Marshall in Marshall & Smith, 1992. Argentina, Bolivia, Chile.

Phthitia (K.) chilenica (Duda, 1925). Argentina, Chile.

Phthitia (K.) merida Marshall in Marshall & Smith, 1992. Argentina, Bolivia, Ecuador, Venezuela.

Phthitia (K.) spinicalyx Marshall in Marshall & Smith, 1992. Argentina, endemic.

Pterogramma rutilans (Duda, 1925). Argentina, Brazil, Paraguay, Peru, Trinidad.

Pterogramma spp. (several undescribed species).

Pullimosina (Dahlimosina) darwini (Richards, 1931). Argentina, Chile.

Pullimosina (D.) paramoesta (Duda, 1925). Argentina, Bolivia, Peru.

Pullimosina (Pullimosina) heteroneura (Haliday, 1836). Cosmopolitan.

Pullimosina (P.) zayensis Marshall, 1986. Argentina to southern USA.

Rachispoda aequipilosa (Duda, 1925). Argentina, Bolivia, Brazil, Chile, Colombia, Ecuador, Paraguay, Peru.

Rachispoda alces Wheeler in Wheeler & Marshall, 1995. Argentina, endemic.

Rachispoda bipilosa (Duda, 1925). Argentina, Bolivia, Brazil, Colombia.

Rachispoda decimsetosa (Richards, 1931). Argentina, Uruguay.
Rachispoda divergens (Duda, 1925). Argentina, Bolivia, Chile, Colombia, Peru, Uruguay, Venezuela.
Rachispoda forficula Wheeler in Wheeler & Marshall, 1995. Argentina, Chile.
Rachispoda intonsa Wheeler in Wheeler & Marshall, 1995. Argentina, Chile.
Rachispoda luisi Wheeler in Wheeler & Marshall, 1995. Argentina, Chile.
Rachispoda m-nigrum (Malloch, 1912). Argentina to southern USA.
Rachispoda merga Wheeler in Wheeler & Marshall, 1995. Argentina, Chile.
Rachispoda meringoterga Wheeler in Wheeler & Marshall, 1995. Argentina, Brazil, Peru.
Rachispoda striata (Duda, 1925). Argentina, Chile, Paraguay, Peru.
Rachispoda thaliathrix Wheeler in Wheeler & Marshall, 1995. Argentina, endemic.
Rachispoda trichopyga Wheeler in Wheeler & Marshall, 1995. Argentina, endemic.
Robustagramma cultriforme Marshall & Cui, 2005. Argentina, Brazil.
Robustagramma ovipenne (Duda, 1925). Argentina, Paraguay.
Rudolfina/*Archiceroptera* genus group (at least five undescribed species in five species groups).
Sclerocoelus andensis Marshall, 1997. Argentina, Bolivia, Venezuela.
Sclerocoelus spp. (about 10 undescribed species)
Bifronsina bifrons (Stenhammar, 1855). Subcosmopolitan.
Thoracochaeta brachystoma (Stenhammar, 1855). Cosmopolitan.
Thoracochaeta johnsoni (Spuler, 1925). Pacific coast from Chile to Canada, also Palearctic.
Thoracochaeta zosterae (Haliday, 1833). Palearctic and eastern Nearctic, also Argentina, Gough I., Ile. Saint Paul.
Trachyopella (T.) lineafrons (Spuler, 1925). Holarctic, also Argentina, New Zealand.
Trachyopella spp. (at least two undescribed species)
Undescribed genus A "*boliviensis* group" (at least one undescribed species)
Undescribed genus near *Pterogramma* ["*Pterogramma*-like cruciate"] (at least one undescribed species)
Undescribed genus D "*Poecilosomella*-like wing venation" (at least one undescribed species).

DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES DE LA BIODIVERSIDAD DE ARTRÓPODOS ARGENTINOS

***Sergio ROIG-JUÑENT**
****Lucía E. CLAPS**
*****Juan J. MORRONE**

*IADIZA CCT Mendoza. CC 507. (5500) Mendoza, Argentina
saroig@medoza-conicet.gob.ar

** Instituto Superior de Entomología "Dr. Abraham Willink" (INSUE). Facultad de Ciencias Naturales e Instituto Miguel Lillo, UNT. Miguel Lillo 205 (4000) San Miguel de Tucumán, Argentina
luciaclaps@gmail.com

*** Museo de Zoología "Alfonso L. Herrera", Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), 04510 Ciudad de México, México
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

Sergio **ROIG-JUÑENT***, Lucía E. **CLAPS**** y Juan J. **MORRONE*****
Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 4

*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.
saroig@mendoza-conicet.gov.ar
**INSUE-UNT/UADER, Argentina.
luciaclaps@gmail.com
***Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
juanmorrone2001@yahoo.com.mx

En el 2008 se publicó el segundo volumen de Biodiversidad de Artrópodos Argentinos (BAA) (Claps *et al*., 2008a). En las conclusiones de dicho volumen, Claps *et al*. (2008b) destacaron la importancia que posee el conocimiento de la artropodofauna para permitir su manejo sustentable y, por ende, su conservación. En ese momento aún no existía en la Argentina un sistema que recopilara información acerca de su biodiversidad. En el 2009, el Ministerio de Ciencia, Tecnología e Innovación Científica (MINCyT) creó el Sistema Nacional de Datos Biológicos (SNDB) (http://www.datosbiologicos.mincyt.gob.ar/), donde más de 47 instituciones con 200 colecciones nacionales aportan datos, tanto de sus colecciones biológicas, como observacionales y de otro tipo. Entre otros sistemas nacionales similares que aportan datos sobre nuestra biodiversidad se encuentra el Sistema Nacional de Datos del Mar (SNM), creado en el 2010 (http://www.datosdelmar.mincyt.gob.ar/), y conformado por nueve nodos.

Toda esta información, de libre disponibilidad, sobre las especies que habitan el país es clave tanto para considerar aspectos de su manejo, como también para llevar a cabo diversos estudios. Sin embargo, la información que podemos obtener de estas bases de datos no satisface otros aspectos que consideramos imperiosos para poder trabajar y conocer mejor nuestra biodiversidad. Como especialistas en ciertos grupos taxonómicos de insectos sabemos que hay mucha información útil que no es posible transmitir en estas bases de datos. Por ello surgió, con la publicación del primer volumen de BAA (Morrone & Coscarón, 1998), la necesidad de compilar la información existente, hasta el momento, de diversos grupos, de proveer claves que permitan identificar especímenes hasta niveles taxonómicos inferiores a familias, de dar a conocer lo que se sabe sobre la historia natural de cada grupo; en la mayoría de los casos listar las especies registradas para la Argentina, brindar datos sobre su distribución citando las provincias donde se conocen y estimar qué es lo que aún falta conocer de cada grupo.

En las conclusiones de BAA2, Claps *et al*. (2008b) se preguntaron si tenemos un número estimado de especies para la Argentina, qué es lo que se conoce de esta biodiversidad y qué falta aún por conocer. Por nuestra parte, en este capítulo final, analizaremos nuevamente lo que se ha aportado con los volúmenes 3 y 4 y si esta nueva información nos permite avalar lo que fuera propuesto en el volumen 2. Utilizando la información conocida de algunos taxones (v.g. Coleoptera, Diptera, Hymenoptera), de los cuales se fueron analizando diversos taxones subordinados a lo largo de los cuatro volúmenes, consideraremos si podemos establecer algunos patrones acerca de la distribución de esta biodiversidad en nuestro país, así como ver cuál es el grado de conocimiento de diversos taxones a nivel sistemático, de sus estados inmaduros y del ciclo de vida de sus especies.

Cantidad de especies estimadas para la Argentina

Claps *et al*. (2008b) citan que hay descriptas alrededor de 1.100.000 especies de artrópodos en todo el mundo y que existe un consenso general que el número de especies actuales, a nivel global, debe rondar los 4-6 millones de especies (Basset *et al.*, 1996; Odegaard, 2000; Novotny *et al.*, 2002). Basados en el promedio y mediana de la representatividad de los taxones aportados en BAA1-2, Claps *et al*. (2008b) llegaron a la conclusión que la cantidad de especies para la Argentina oscilaría entre 40.000, si se considera una media de la representatividad de los grupos del 3,7%, y 111.000, si se considera la mediana de todos los valores de representatividad del 6,4%.

Desde el 2008 no hubo grandes cambios en la cantidad de especies de artrópodos que se consideran descritas (Tabla 1). Dado que hemos sumado una gran cantidad de taxones en BAA3-4, hemos realizado un nuevo análisis en donde consideramos la cantidad de especies mundiales para cada taxón analizado (familia, suborden, orden, clase, etc.) y la cantidad de especies presentes en la Argentina. De esta forma, podemos establecer la representatividad de cada grupo y también la representatividad promedio. En la Tabla 2 observamos que el promedio del porcentaje de representatividad varía muy poco entre los distintos BAA, entre 3,23 y 3,32%, siendo el promedio del 3,28%. Esto nos permite suponer que la biodiversidad de nuestros artrópodos representa el 3,28% de la mundial.

Tabla 1. Cantidad de especies descritas para el mundo de artrópodos.

	Especies del mundo	Fuente
Myriapoda	15.847	BAA1
Tardigrada	800	BAA2
Crustacea	47.000	IUCN 2013
Insecta	1.000.000	IUCN 2013
Protura	750	BAA3
Diplura	840	BAA3
Collembola	7000	BAA2
Arachnida	102.248	IUCN 2013
TOTAL	1.174.485	

Tabla 2. Cantidad de especies citadas para Argentina y el mundo de los grupos tratados en la BAA1-4 y porcentaje de representatividad.

Volumen	Especies argentinas	Especies mundiales	Representatividad
BAA1	11.976	369.866	3,23%
BAA2	5.834	180.322	3,23%
BAA3 y 4	5.542	166.883	3,32%
Total	23.352	684.598	3,28%

Basados en que la cantidad de especies de artrópodos conocidas en el mundo es de 1.174.485 y de los grupos tratados en BAA1-4 comprende 684.598 especies en todo el mundo (Tabla 1) se concluye que ya hemos analizado el 58,2%. De acuerdo con la Tabla 1, podemos establecer que ya hemos superado, en los cuatro volúmenes tratados, la mitad de lo que podríamos conocer de nuestras especies ya descritas, y que nos quedaría por presentar la información de cuáles especies del 42,8% restante de especies mundiales conocidas de otros grupos, están presentes en la Argentina. Si se asume una representatividad del 3,28% de las 1.174.485 especies del mundo, la cantidad de especies de artrópodos conocidas para el país sería de 38.523. Si entre los cuatro volúmenes de BAA hemos incluido 23.352 especies, falta aún incluir 15.171 (Fig. 1).

Aún quedan por incluir las especies que no se conocen porque no han sido descriptas. Si somos conservadores y asumimos que puede haber 4 millones de especies de artrópodos y que el 3,28% estaría presente en Argentina, esperaríamos tener 131.400 especies para el país. Sin embargo, esta cifra no sería la definitiva, ya que habría que sumar numerosas especies que se encuentran en países vecinos y que podrían encontrarse en el nuestro también. Por ello es muy frecuente que se citen periódicamente como nuevos registros para nuestro país especies conocidas en países limítrofes, por ejemplo en provincias como Misiones, Salta y Neuquén, entre otras, lo que aumenta el acervo de nuestra biodiversidad.

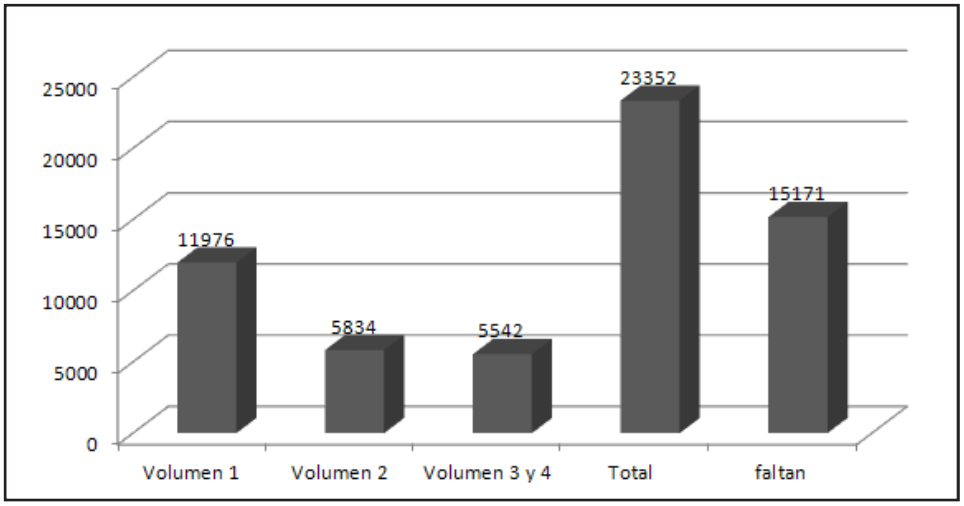


Fig. 1. Cantidad de especies tratadas en BAA 1-4 y las que falta tratar.

¿Qué grupos faltaría incluir?

Con la publicación de cuatro volúmenes de BAA hay varias clases u órdenes para los que se ha incluido la información de todos sus integrantes. Es el caso de las clases de Crustacea, de Tardigrada, Myriapoda, Protura, Diplura y Collembola, así como de numerosos órdenes como Scorpionida, Pseudoscorpionida, Opilionida y Solifuga, dentro de Chelicerata; y Microcroryphia, Zygentoma, Odonata, Ephemeroptera, Isoptera, Plecoptera, Orthoptera, Dermaptera, Embioptera, Phasmida, Psocoptera, Phtiraptera, Thysanoptera, Siphonaptera, Neuroptera, Mecoptera y Trichoptera, dentro de Hexapoda.

¿Dónde está el 37,8% de especies que faltaría incluir? En la figura 2 podemos ver la cantidad de especies tratadas en cada volumen de BAA ordenadas por subphylum y que solo quedaría por incorporar grupos nuevos dentro de Chelicerata y Hexapoda. Dentro de Chelicerata las dos clases que deberían incluir nuevos grupos a analizar son Araneae y Acari, y dentro de los Hexapoda, solo algunos órdenes de insectos aún no fueron tratados, como Mantodea, Grylloblattodea, Megaloptera y Strepsiptera. Salvando dos pequeños órdenes, Dyctioptera (tratado parcialmente en el BAA2) y Strepsiptera, los órdenes que deberían incorporar mayor cantidad de especies son órdenes hiperdiversos como Coleoptera, Hymenoptera, Diptera y Lepidoptera (Fig. 3).

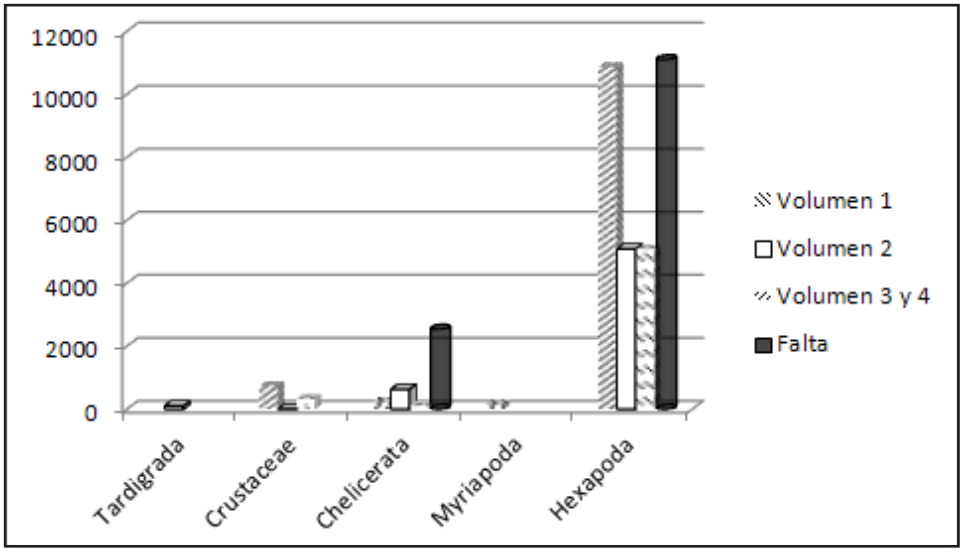


Fig. 2. Cantidad de especies agrupadas por clases tratadas en cada uno de los volúmenes de BAA.

Dentro de los insectos, en los coleópteros faltaría incluir un 30%, que corresponde a familias no tratadas como Cerambycidae (25.000 especies a nivel mundial), varias familias de Elateriformia (como Buprestidae con 13.000 especies) y la mayoría de los Cucujiformia. De los dípteros faltaría incluir casi un 50%, perteneciente a numerosas familias de Nematocera (Tipulidae con 4500 especies) y Brachycera (Syrphidae con 4500 especies). De Hymenoptera faltarían numerosas familias de varios subórdenes (Scoliidae, Tiphiidae), pero

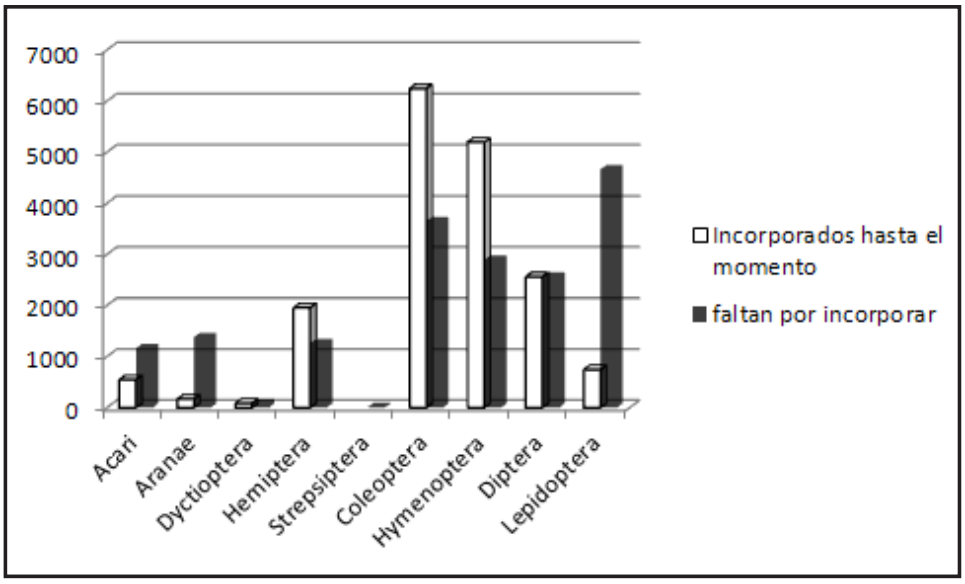


Fig. 3. Cantidad de especies que falta incorporar por grupos taxonómicos.

principalmente la familia Ichneumonidae, con unas 60.000 especies (lo que daría más del 86% del orden revisado). Finalmente, dentro de Hemiptera faltarían los Sternorrhyncha, Aphidoidea (4000 especies) y Aleyrodidae (1200 especies); dentro de los Auchenorrhyncha, Delphacidae (con 2000 especies) y otros Fulgoroidea, Cercopoidea (con más de 3200 especies) y algunas otras familias de Clypeorrhyncha y Prosorrhyncha.

¿Cómo está distribuida nuestra biodiversidad por provincias?

Un aspecto importante que podemos extraer de la información de los distintos capítulos es acerca de la presencia de las especies en cada provincia, aporte muy útil en aspectos de conocimiento para su conservación. Si tenemos en cuenta que las provincias de la Argentina son las que manejan la biodiversidad, el poseer conocimiento acerca de qué especies tienen, es de suma importancia. A modo de ejemplo, obteniendo la información de los volúmenes BAA1-4 de varias familias de Hymenoptera (2097 especies), Coleoptera (1568 especies) y Diptera (1549 especies) podemos ver la riqueza de cada una de las provincias argentinas (Fig. 4).

En la figura 4 vemos que hay cuatro provincias que sobrepasan los 350 especies tanto de Coleoptera como Hymenoptera: Buenos Aires, Misiones, Salta y Tucumán. Estas mismas provincias muestran los valores más altos de diversidad de Diptera. Otras se caracterizan por bajas diversidades, menores a 50 especies, como Tierra del Fuego, San Juan o La Pampa. ¿Qué factores podrían influir en la diferencia existente entre provincias que son adyacentes, como el caso de La Pampa respecto de Buenos Aires, Córdoba, Río Negro y Mendoza? ¿Por qué es tan marcada la diferencia?

Pueden ser muchos los factores que condicionan la diversidad de cada provincia. Un análisis completo

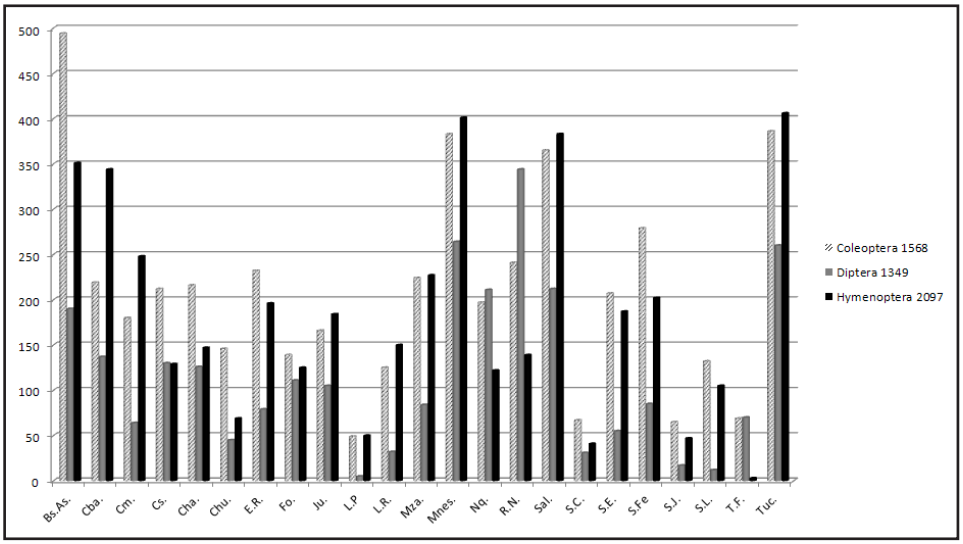


Fig. 4. Distribución por provincia de 5214 especies de Hymenoptera, Coleoptera y Diptera.

podría desglosarlos. Sin embargo, uno de los más citados corrientemente, el esfuerzo de muestreo, se puede establecer analizando los datos de estas 5214 especies.

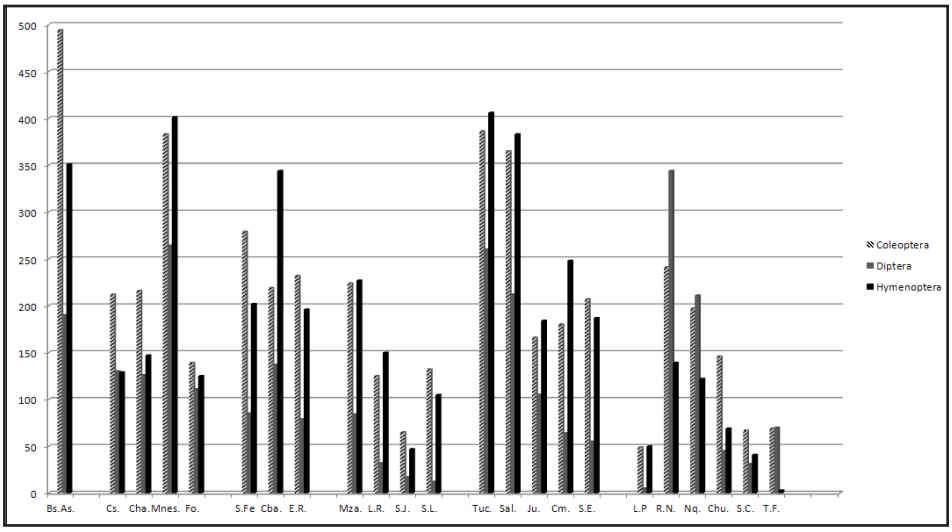


Fig. 5. Distribución por provincia, agrupadas por regiones, de 5214 especies de Hymenoptera, Coleoptera y Diptera.

Si organizamos las provincias del país por regiones (Patagónica, Cuyo, NOA, NEA, Centro y Buenos Aires), vemos que en todas se destaca aquella provincia que ha tenido un grupo de investigación, como las regiones Central, NOA y Buenos Aires (Fig. 5), donde ha habido grupos entomológicos desde hace tiempo y, en consecuencia, hay mayor cantidad de especies citadas. Para la región de Cuyo, Mendoza muestra mayor diversidad respecto a sus vecinas, esto puede deberse a que son grupos entomológicos formados recientemente. En cuanto a la región Patagónica, si bien los grupos de investigadores que trabajan con artrópodos son relativamente recientes, hay regiones que han sido muy estudiadas con numerosas recolecciones, como las provincias de Río Negro y Neuquén. Por ejemplo la alta diversidad de Diptera de Río Negro está muy influida por los trabajos de José Duret, quien describió numerosas especies de esa provincia y de Neuquén (ver capítulo de Mycetophilidae). Ocurre lo mismo con otras provincias como Misiones, Salta o Buenos Aires en las que tradicionalmente se realizaron recolecciones desde principios del siglo XVIII (Roig-Juñent *et al.*, 2013). Este esfuerzo de muestreo se observa claramente al analizar las distribuciones particulares de cada especie, la gran mayoría citada en una o dos provincias, generalmente a la que pertenece el grupo de investigación.

El esfuerzo de muestro parecería ser uno de los factores que actualmente estaría explicando esta gran diferencia entre provincias y que nos estaría enmascarando otras posibles explicaciones. Desde ya que no todas las regiones o provincias biogeográficas poseen la misma cantidad de especies. Por ejemplo Tierra del Fuego, una de las primeras provincias muestreadas, y que posee un grupo de investigación, muestra una gran diferencia en la cantidad de especies respecto a Río Negro. Es evidente que será necesario un análisis completo que incluya otras variables a analizar, como el tamaño de cada provincia, su homogeneidad fisiográfica, cantidad de provincias biogeográficas en su área, etc.

Un análisis completo excede estas conclusiones, sin embargo, nos aventuramos a hacer algunas observaciones, considerando que estos datos podrían ser los reales. Si bien el tamaño de un área favorecería una mayor diversidad gamma, vemos que no sería necesariamente estricto para este caso. Provincias como Santa Cruz, La Pampa o San Juan, mucho mayores que Tucumán o Misiones, poseen muchísima menos diversidad. Considerando nuevamente las regiones (Fig. 5) se puede observar que las diferencias entre provincias está más acotada. Evidentemente esto muestra que habría un componente biogeográfico y estaría relacionado con la región o provincia biogeográfica a la que pertenecen. Por ejemplo, la región Patagónica muestra una diversidad menor respecto a grupos de provincias de la región Neotropical como las del NOA, NEA y Buenos Aires. Asimismo, existe una disminución en la diversidad específica desde el norte al sur en la región Patagónica.

¿Qué conocemos de cada grupo tratado?

Otra información que podemos extraer de los volúmenes BAA1-4 es acerca de cuánto conocemos de nuestra biodiversidad. Para ello vamos a tratar de responder tres preguntas: 1) ¿cuál es el estado del conocimiento sistemático de cada grupo?; 2) ¿cuál es el estado del conocimiento de los estados inmaduros del grupo?, y 3) ¿cuál es el estado del conocimiento de sus ciclos de vida?

No es sencillo recabar la información completa ya que se utilizan distintos calificativos para referirse a estos aspectos en cada capítulo. Para ello hemos hecho una calificación de 0 a 3, donde 0 es nulo (no se conoce

casi nada, menor del 10%), 1 es escaso (poco, requiere revisión, incompleto, se conoce hasta un 1/3), 2 es bueno (suficiente, apropiado, se conoce entre 1/3 y los 2/3) y 3 es completo (no se esperan nuevos taxones, se conoce casi todos los estados inmaduros, más de los 2/3).

Tabla 3. Estado del conocimiento sistemático (S), del conocimiento de los estados inmaduros (L) y de los ciclos de vida (V) para Insecta de la Argentina. Para cada uno se consideraron los siguientes valores: 3, completo (no se esperan nuevos taxones); 2, bueno; 1, escaso (poco, requiere revisión, incompleto); 0, nulo.

Orden	Familia o superfamilia	S	L	V
Ephemeroptera		2	3 (65%)	1
Odonata		2	2 (45,6%)	1
Plecoptera		1	1	1
Dermaptera		2	2	1
Isoptera		1	1	1
Orthoptera		2	2	2
Amblycera		1		1
Ischnocera		2		2
Hemiptera	Coccoidea	1	1	1
Hemiptera	Miridae	2		1
Hemiptera	Thaumastocoridae	3	1	1
Hemiptera	Reduviidae	2	1	1
Hemiptera	Nepidae	2		1
Hemiptera	Belostomatidae	3	2	2
Hemiptera	Ochteroidea	3	1	
Hemiptera	Gelastocoridae	3	0	1
Hemiptera	Helotrephidae	3	0	1
Hemiptera	Potamocoridae	3	0	1
Hemiptera	Naucoridae	1	2	1
Hemiptera	Limnocoridae	3	1	1
Hemiptera	Notonectidae	2	2 (41%)	2
Hemiptera	Microcorixidae	3	2	2
Hemiptera	Corixidae	3	1	2
Hemiptera	Mesovelidae	3		1
Hemiptera	Hydrometridae	3	0	1
Hemiptera	Hebridae	3	1	0
Hemiptera	Veliidae	2	1	2
Hemiptera	Gerridae	3	2	2
Coleoptera	Cupedidae	3	0	0
Coleoptera	Ommatidae	3	0	0
Coleoptera	Systolosoma	3	0	1
Coleoptera	Carabidae	1	0 (2%)	1
Coleoptera	Hydrophiloidea	2	1	1
Coleoptera	Heteroceridae	2	2	1
Coleoptera	Tenebrionidae	1	1	1
Coleoptera	Perimylopidae	2	1	0
Coleoptera	Chrysomelidae	1	1	1
Coleoptera	Curculionoidea	1	1	1
Siphonaptera		1	1	1
Diptera	Culicidae	2	3 (61%)	2
Diptera	Simulidae	2	2	2
Diptera	Ceratopogonidae	2	0 (13,8%)	1
Diptera	Chironomidae	2	2	2
Diptera	Tabanidae	1	0 (4%)	1
Diptera	Ephydridae	2	1	1
Trichoptera		2	0 (4%)	1
Hymenoptera	Mutilidae	1	0	1
Hymenoptera	Formicidae	2	1	1

En general se observa que el conocimiento sistemático es bueno (X= 2), el de los estados inmaduros, escaso (X= 0,9), y el de los ciclos de vida, escaso (X = 1,1). Sin embargo, estos valores están sesgados por los taxones que poseen pocas especies. Si analizamos por ejemplo familias que poseen más de 30.000 especies vemos que

también el conocimiento sistemático es escaso (Tabla 2). Igualmente existen taxones de los que se conoce mucho más de sus estados inmaduros y de sus ciclos de vida. Tal es el caso de la mayoría de los taxones con representantes que viven en agua dulce, como Ephemeroptera, Odonata y Culicidae, para los que se conoce más de la mitad de los estados inmaduros de sus especies.

Tabla 4. Familias que poseen más de 30.000 especies.

Familia	S	L	V
Carabidae	1	0	1
Tenebrionidae	1	1	1
Chrysomelidae	1	1	1
Curculionoidea	1	1	1
Ephydridae	2	1	1

Consideraciones finales

Con la publicación de los volúmenes BAA3-4 llegamos a establecer la presencia de 23.352 especies para la Argentina. Éstas representan el 3,28% de los taxones a los que pertenecen. Cuando se incluya la información de las 15.171 especies faltantes, se llegará a tener en nuestro país 38.523 especies descritas. Basados en que posiblemente haya 4 millones de especies de artrópodos esperaríamos que en nuestra fauna existan 131.400 especies. Los próximos volúmenes deben contemplar el resto de las familias de Acari (revisado 30%), Araneae (revisado 15%), Hemiptera (revisado 55%), Coleoptera (revisado 70%), Diptera (revisado 50%), Lepidoptera (revisado 16%) e Hymenoptera (revisado 60%). Asimismo, Neuroptera, Curculionoidea, Orthoptera etc. podrán ser tratados nuevamente, ya que fueron considerados como orden o superfamilia y no a niveles de familias, por lo que no incluían listas de especies, distribuciones y claves.

Existe una gran diferencia en lo que se conoce de nuestra biodiversidad a nivel de estados provinciales. Lo primero que se puede establecer es que se observa una marcada desigualdad en el esfuerzo de muestreo. Igualmente esta diferencia no enmascara del todo que existe una componente Biogeográfica en la distribución de nuestra biodiversidad y que aquellos estados provinciales que posean áreas pertenecientes a distintas regiones o provincias biogeográficas obviamente tendrán mayor diversidad. Sin embargo, en nuestro país existen aún muchas provincias que deberían mostrar mayor diversidad que la que hemos registrado, como La Pampa, San Juan o Formosa, que deben ser exploradas más intensamente.

En cuanto al grado de conocimiento de nuestra diversidad, vemos que el sistemático es mayor respecto al de los estados inmaduros y ciclos de vida. También es escaso el grado de conocimiento que se tiene de la distribución de cada especie, su afinidad con determinados hábitats, su estado de conservación, etc. El disponer de trabajos de síntesis en estos volúmenes nos permite ver cuáles líneas prioritarias de investigación deberían ser propuestas para aumentar el conocimiento de nuestra biodiversidad.

Agradecimientos

A Rodolfo Carrara por la lectura y sugerencias realizadas a este capítulo.

Literatura citada

BASSET, Y., G.A. SAMUELSON, A. ALLISON & S.E. MILLER. 1996. How many species of host-specific insects feed on aspecies of tropical tree? *Biol. J. Linn. Soc.* 59: 201–216.

CLAPS, L.E., S. ROIG JUÑENT & G. DEBANDI (dirs.). 2008a. *Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol.* 2. Sociedad Entomológica Argentina. Tucumán.

CLAPS, L.E., S. ROIG JUÑENT & G. DEBANDI. 2008b. Conclusiones. *In*: Claps, L.E., S. Roig Juñent & G. Debandi (dir.) Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 2, Sociedad Entomológica Argentina. Tucumán. Pp. 603-610.

IUCN 2013. IUCN Red List version 2013. *www.iucnredlist.org/documents/summarystatistics/* 2013_1_RL_Stats_Table1.pdf.

MORRONE, J. J. & S. COSCARÓN. 1998. *Biodiversidad de Artrópodos Argentinos. Una perspectiva biotaxonómica.* Ediciones Sur, La Plata.

NOVOTNY, V., Y. BASSET, S.E. MILLER, G.D. WEIBLEN, B. BREMER, L. CIZEK & P. DROZD. 2002. Low host specificity of herbivorous insects in a tropical forest. *Nature* 416: 841-844.

ODEGAARD, F. 2000. How many species of arthropods? Erwin's estimate revised. *Biological Journal of the Linnean Society* 71: 583-597.

ROIG-JUÑENT, S., E. RUIZ-MANZANOS & F.A. AGRAIN. 2013. La exploración científica en el sur de América del Sur a lo largo de 237 años: Un ejemplo con Carabidae (Coleoptera). *Rev. Mus. Argent. Cienc. Nat.* 15: 151-160.

ÍNDICE TAXONÓMICO

A

Acanthopteroctetoidea 270
Acerentomidae 50
Acontiinae 323, 327
Acordulecerinae 93, 95
Acronictinae 323
Actinotiini 329
Adelidae 262
Agaristinae 324, 328
Agathiphagoidea 270
Agromyzidae 27
Agrotina 330
Allantinae 94
Alycaulini 350, 356
Ambositrinae 116
Amphipyrinae 324, 328
Anacharitinae 125
Anadiplosini 345
Analcocerini 405
Andesianidae 267
Andesianoidea 270
Andrenidae 28, 29
Andreninae 28
Anthomyidae 35
Anthracinae 423
Anthracini 423
Antissinae 404
Apameini 329
Aphidoletini 345
Aphodinae 29
Apocynaceae 295
Apoidea 25, 26, 27, 29
Arachnocampinae 371
Archiearinae 308
Archipseudophasmatidae 65
Areolatae 65
Argidae 77, 93, 95
Arginae 93, 95
Argyrogrammatini 327
Arsenurini 278
Arsenurninae 278
Aschiphasmatinae 65
Asphondyliini 345, 355
Aspicerinae 125
Asteraceae 295
Asynaptini 344
Athetiina 329
Atomacerinae 93, 95
Attacini 280
Attini 25
Augochlorini 209, 217
Aulacidae 165, 166
AULACIDAE 163
Aulacomerus 96
Azenina 328

B

Bagisarinae 322, 327
Belytinae 116
Beridinae 404, 405
Bethylidae 189, 201
BETHYLIDAE 185
Blennocampinae 94, 95
Bombyliidae 418
BOMBYLIIDAE 417
Bombyliinae 423
Bombyliini 423
Bothriuridae 39
Brachineuridi 344
Brachycera 511, 513
Brachystomatidae 432, 437, 438
BRACHYSTOMATIDAE 431
Braconidae 39
Bradynobaenidae 238, 240, 248
BRADYNOBAENIDAE 237
Bradynobaeninae 238
Bromeliaceae 295
Bruchidae 25
Buprestidae 30

C

Cabronidae 39
Cactaceae 295
Caenohalictini 213, 218
Calliphoridae 35, 37, 466, 467, 472
CALLIPHORIDAE 463
Calliphorinae 474
Campodeidae 51
Camptoneuromyiini 351
Campylomyzini 343
Caprifoliaceae 295
Caradrinini 329
Caupolicanini 226, 235
CECIDOMYIIDAE 339
Cecidomyiidi 344, 348, 355, 356
Cecidomyiinae 344, 355, 356
Cecidomyiini 348, 356
Cecidosidae 262
Celliformidae 21, 22
Centrodiplosini 348, 356
Cephalopsini 455
Cerambycidae 27
Ceratocampinae 279
Cercophaninae 279
Chalarinae 455
Chalcididae 39, 142, 143, 146
CHALCIDIDAE 139
Charipinae 125
Chiletrichinae 362
Chiromyzinae 404, 405
Chrysochlorininae 405
Chrysomyinae 474
Chyphotidae 243
CHYPHOTIDAE 241
Cicadidae 27, 28
Cimbicidae 80, 93, 96
Cleridae 35, 38
Clinocerinae 438
Clinodiplosini 348
Clitellariinae 405
Clubionidae 39
Coenagrionidae 28
Colletidae 223, 234
COLLETIDAE 221
Colletinae 223, 228, 234
Colletini 229
Colobostematini 337
Condicinae 324, 328
Condicini 328
Conocoxinae 93, 96
Conopidae 494, 495, 497
CONOPIDAE 491
Convolvulaceae 295
Coprinisphaeridae 21
Cuculliinae 324, 327
Curculionidae 29
Cythereinae 423

D

Dalmanniinae 497
Dasineurini 351, 356
Dermestidae 35, 38
Desmobathrinae 308
Diadocidiidae 368
DIADOCIDIIDAE 367
Diapriidae 110, 113
DIAPRIIDAE 109
Diapriinae 116
Diochlistinae 430
Diphaglossinae 226, 231, 235
Diphaglossini 232, 236
Diphtherinae 323, 327
Diplura 47, 51
DIPLURA 45
Dissoglotini 227
Dissoglottini 232
Ditomyiidae 364, 365, 366
DITOMYIIDAE 363
Dolichogasterini 430
Dypterygiini 329

E

Ecliminae 423
Ectaetiinae 336
Elaphriini 328
Emargininae 125
Empididae 432, 437, 438
EMPIDIDAE 431
Empidinae 438
Empidini 438
Empidoidea 432
Encyrtidae 39
Ennominae 308
Eosentomidae 51
Eotillini 243
Erigleninae 93, 95
Eriocranioidea 270
Eriopinae 325, 328
Eriopygini 330
Eucoilinae 125
Eudorylini 455
Euphasmatodea 65
Euphasmida 65
Eustrotiinae 323, 327

Evalljapygidae 51
Evaniidae 173, 175
EVANIIDAE 171
Exechiini 387
Exoprosopini 423

F

Fabaceae 295
Falleniinae 413, 415
Fanniidae 35, 37
Figitidae 118
FIGITIDAE 117
Figitinae 125
Formicidae 25, 39, 248

G

Gasteruptiidae 169, 170
GASTERUPTIIDAE 167
Gasteruptiinae 170
GEOMETRIDAE 297
Geometrinae 310
Geotrupidae 28
Glottulini 330
Gnaphosidae 39
Gnoristinae 386

H

Hadenini 329
Halictidae 25, 206, 217
HALICTIDAE 203
Halictinae 217
Halictini 25, 214, 219
Heliothinae 324, 328
Heliozelidae 261
Hemerodromiinae 438
Hemileucinae 279
Hemileucini 279
Hepialidae 257
Hepialoidea 270
Hermetiinae 405
Heterarthrinae 94, 95
Heterobathmiidae 254
Heterobathmioidea 270
Heteroperreyinae 96
Hilarini 438
Hirmoneurinae 412, 415
Hirmoneuropsis 411
Histeridae 35, 38
Homoneurinae 510
Hybotidae 441, 443, 446
Hylaeinae 233, 236
Hyptiogastrinae 170
Hyrmophlaeba 411

I

Incurvariidae 264
Incurvarioidea 270

J

Japygidae 51

K

Keroplatidae 372, 373
KEROPLATIDAE 369
Keroplatinae 371, 372, 373
Keroplatini 372, 373
Krausichnidae 21, 22

L

Lamiaceae 295
Larentiinae 310
Lasiopteridi 349, 352, 356
Lauxaniidae 510
LAUXANIIDAE 505
Lauxaniinae 510
Leiinae 387
LEPIDOPTERA PRIMITIVOS 251
Lepismatidae 51
Lestidae 28
Lestodiplosini 348
Lestremiinae 342, 344, 355
Lestremiini 342
Leucaniini 330
Leuconyctini 328
Loboceratinae 94, 96
Lomatiinae 423
Lomatiini 423
Lopesiini 348, 356
Lophocoronoidea 270
Luciliinae 474
Lycosidae 39
Lygistorrhina 376
Lygistorrhinidae 378
LYGISTORRHINIDAE 375

M

Macrocerinae 371, 372, 373
Macrocerini 372
Malvaceae 295
Martyniaceae 295
Megachilidae 28
Megachilinae 28
Meinertellidae 51
Mesembrinellinae 474
Messiasiini 430
Metoponiinae 323, 327
Microcephalopsini 455
Microcoryphia 48, 49, 51
MICROCORYPHIA 45
Micromyiini 343, 344
Micropterigidae 253
Micropterigoidea 270
Miltogramminae 489
Mnesarchaeoidea 270
Muscidae 35, 37
Muscomorpha 513
Mycetophila 389
Mycetophilidae 382, 386
MYCETOPHILIDAE 379
Mycetophilinae 387
Mycetophilini 388
Mycodiplosini 348, 356
Mycomyinae 386
Mydidae 428
MYDIDAE 425
Mydina 430
Mydinae 430
Mydini 430
Mymaridae 131, 136
MYMARIDAE 127
Myopinae 497

N

Nematinae 95
Nemestrinidae 410
Nemestrininae 412, 415
Nemotelinae 405
Nemotellinae 406
Neopseustidae 255
Neopseustoidea 270
Neotheoridae 257
Nepticulidae 29, 259
Nicoletiidae 51
Nitidulidae 38
Nocloini 328
Noctuidae 321, 327
NOCTUIDAE 313
Noctuina 331
Noctuinae 325, 328
Noctuini 330
Nyctaginaceae 295

O

Oenochrominae 312
Ohakuneinae 362
Oncocnemedinae 328
Oncocnemidinae 324
Ophrynopinae 94
Opostegidae 260
Orchidaceae 295
Orfeliini 372, 374
Orthosiini 329
Orussidae 89, 96
Orussoidea 89
ORUSSOIDEA 71
Oxaeinae 29
Oxyteninae 279

P

Pachygastrinae 404, 405
Palaeosetidae 256
Palaephatidae 265
Palaephatoidea 270
Pallichnidae 22
Pantophthalmidae 394, 397
PANTOPHTHALMIDAE 391
Paracolletini 229
Parajapygidae 51
Parastacidae 25, 27, 28
Parastácidos 14
Parhadrestiinae 404
Pergidae 80, 82, 93, 95
Perreyiinae 94
Phasmatodea 69
PHASMATODEA 63
Philomastiginae 94, 96
Phoridae 35, 37
Phormiinae 474
Phosphilini 328
Phthirinae 423
Piophilidae 35, 37
Pipunculidae 450
PIPUNCULIDAE 447
Pipunculinae 455
Pipunculini 455
Platypezidae 460, 461
PLATYPEZIDAE 457
Plectocynipinae 125
PLUMARIIDAE 177
Plumarius 184
Plumbaginaceae 295
Plusiinae 321, 327
Plusiini 327
Poecilognathini 423
Polyneoptera 60

Polythysanini 279
Pompilidae 26, 29, 248
Porricondylinae 344
Prodoxidae 263
Projapygidae 51
Prosopochysini 405
Protentomidae 50
Protomydina 430
Protura 46, 47, 50
PROTURA 45
Psaphidini 328
Psectrosciarinae 336
Pteromaliidae 39
Pyrgotidae 500
Pyrgotinae 503
Pyrgotini 503

R

Rangomaramidae 361, 362
RANGOMARAMIDAE 359
Raphiocerinae 405
Raphiocerini 405
Rhegmoclematini 337
Rhinotorinae 513
Rhopalomyiini 356
RHOPALOSOMATIDAE 247
Ropalomeridae 513, 514
ROPALOMERIDAE 511
Ropalomerinae 513
Rubiaceae 295

S

Sacarabaeidae 26, 27
Sacophagidae 35
Sarcophagidae 29, 37, 489
SARCOPHAGIDAE 475
Sarcophaginae 489
Sarginae 405
Saturniidae 274
SATURNIIDAE 271
Saturniinae 280
Saturniini 280
Scarabaeidae 27, 29, 39
Scarabaeinae 26, 27
Scarabaeoidae 39
Scatopsidae 335, 337
SCATOPSIDAE 333
Scatopsinae 337
Scatopsini 337
Scelionidae 98
Scelioninae 106
Schizomyiina 345
Sciomyzoidea 511, 513
Sciophilinae 386
Scoliidae 248
Selandriinae 94
Sepsidae 513, 521
SEPSIDAE 517
Silphidae 35, 38
Siricidae 87, 94, 96
Siricoidea 87, 94
SIRICOIDEA 71
Solanaceae 295
Sphaeroceridae 534
Sphaerocerinae 534
Sphecidae 29
Sphecodini 215, 219
Sphingidae 29, 289
SPHINGIDAE 281
Staphylinidae 35, 38
Stephanidae 151
STEPHANIDAE 149
Sterictiphorinae 93, 95
Sterrhinae 312
Stiriini 328
Stomatosematidi 344
Stratiomyidae 37, 400, 401, 405
STRATIOMYIDAE 399
Stratiomyinae 405
Stratiomyini 405
Stylogastrinae 497
Swammerdamellini 337
Syzygoniinae 94

T

Teleasinae 107
Telenominae 107
Tenebrionidae 35, 38
Tenthredinidae 83, 85, 94
Tenthredinoidea 77, 93
TENTHREDINOIDEA 71
Teretrurinae 503
Termitidae 25, 29
Thrasorinae 125
Thyphoctinae 243
Timematodea 65
Tineidae 39
Tischeriidae 266
Tischerioidea 270
Tomosvaryellini 455
Toxotarsinae 474
Toxurini 503
Trichodactylidae 25
Trichophthalma 411
Trichoptera 26
tricópteros 13, 16
Trogidae 35, 38
Tucminae 534
Typhoctinae 246
Typhoctini 244

V

Verbenaceae 295
Vespidae 39, 248
Vespoidea 247
Villini 423

X

Xeromelissinae 227, 232, 236
Xylenini 329

Z

Zoraptera 56, 59, 60
ZORAPTERA 53
Zorotypidae 56
Zygentoma 49, 51
ZYGENTOMA 45

Se terminó de imprimir en
los talleres de la Imprenta Central
de la Universidad Nacional de Tucumán
Abril 2015

Director General Imprenta Central UNT
Luis Alfredo Esteban
Avenida Néstor Kirchner 2200
(T4000ACV) San Miguel de Tucumán
Tucumán - República Argentina
Tel.: (+54) 381 4107595
e-mail: luisalfredo.esteban@gmail.com

El **volumen 4** *de la* **Biodiversidad de Artrópodos Argentinos** *incluye 53 capítulos escritos por un total de 75 especialistas argentinos y extranjeros, donde se sintetiza la información existente, referida a la taxonomía, diversidad, colecciones disponibles y bibliografía relevante, número de especies y su distribución en la Argentina y su relación con la fauna neotropical y mundial, en estos capítulos taxonómicos se puso especial énfasis en incluir claves a nivel de género y/o especie. Se tratan numerosas familias de tres órdenes de insectos, de los hiperdiversos como son Hymenoptera, con el desarrollo de 17 familias, Lepidoptera con cinco capítulos y Diptera con 25, además de abordar otros órdenes menos numerosos como son los Protura, Diplura, Microcoryphia y Zygentoma; Zoraptera y Phasmatodea. Al igual que en volúmenes anteriores se incluyen dos capítulos generales, uno referido a trazas fósiles de artrópodos y otro sobre el desarrollo de la entomología forense en la Argentina. Para finalizar se incluye un capítulo con la sinopsis del conocimiento actual de la biodiversidad de artrópodos de la Argentina considerando la información reunida en los cuatro tomos que incluye, hasta el presente, esta serie.*

ISBN 978-987-754-247-9
9 789877 542479

ISBN 978-987-754-246-2
9 789877 542462

Universidad Nacional
de Tucumán

Facultad de Ciencias Naturales e
Instituto Miguel Lillo

Instituto Superior de
Entomología "Dr. Abraham
Willink

Ilustración de tapa: *Synapha sp.*
(Diptera: Mycetophilidae: Gnoristinae).
Original de S. Oliveira & D. S. Amorim
BAA Vol. 4 pág. 381.