
V
GRUPOS DE INSECTA

23

ORTHOPTERA

Ludivina Barrientos-Lozano¹

ABSTRACT. The Orthoptera from Mexico have been studied by several authors, amongst others by Cándido Bolívar, Ignacio Bolívar-Pieltain, Enrique Mariño, Carlos Márquez, M. Hebard, T. Cohn, and more recently by D. Otte and L. Barrientos-Lozano. Nevertheless, the knowledge of the group is very limited, and the 274 genera and approximately 920 species known to date to occur in Mexico may represent about one third of the total diversity. The most important collections of the group are found at the Instituto de Biología of the Universidad Nacional Autónoma de México and the author's private collection. The Mexican Orthoptera fauna is also well represented at the Museum of Zoology at the Michigan State University and at the Academy of Natural Sciences of Philadelphia. Most efforts have been dedicated to study the Acridoidea, since most locust and grasshopper pest species are within this group. Future efforts should be focused to strengthen the study of Tettigonioidea and Grylloidea, which may be unrepresented in collections. At present, there are about 350 experts in the world dedicated to study all aspects of the biology of Orthoptera, from ecology and diversity to physiology, cytogenetics and control measures; however, most of them are concentrated in the United States and Europe, with no more than 5% in Latin American countries, out of these no more than five persons are dedicated to study different aspects of the Orthoptera in Mexico. We provide herein an insight of the state of the art of the group in Mexico and a preliminary checklist for which many of the species have been confirmed at the collection of the Instituto de Biología (UNAM) and/or private collections.

INTRODUCCIÓN

Orthoptera significa alas rectas (*ortho*, recta; *ptera*, alas). Este orden comprende unas 20 000 especies aproximadamente a nivel mundial, su distribución es cosmopolita; sin embargo, la diversidad y abundancia del orden es mayor en áreas tropicales. Son insectos cuyo tamaño varía de 5 mm, raramente menor de 5 mm, hasta 120 mm o más de largo, con extensión alar de hasta 23 cm, como el género *Tropidacris*, considerado entre los insectos de tamaño mayor que se conocen actualmente. En este orden se ubican las langostas, saltamontes, espezanzas, grillos y grillotopos. La mayoría de los Orthoptera son fitófagos, algunos son depredadores, otros se alimentan de desechos y pocas especies son omnívoras. El orden incluye plagas de gran impacto económico y social, como son diversas especies de langosta, temidas por su voracidad y capacidad para formar grandes agregaciones (bandos en estado ninfal; mangas en estado adulto) y emigrar a grandes distancias.

Los miembros de este orden se caracterizan por tener metamorfosis simple, es decir tres estados de desarrollo: huevo, ninfa y adulto; algunos autores consideran un estado temporal adicional la 'larva vermiforme', este estado sólo dura unos cuantos minutos y corresponde a la ninfa recién eclosionada, sin patas y con forma de gusano, el cual al quedar completamente libre del suelo donde estaba enterrado y del corion del huevecillo, muda para convertirse en la ninfa de seis patas de primer estadio.

Los adultos pueden tener alas bien desarrolladas, alas cortas o carecer de ellas. El primer par de alas generalmente está bien desarrollado, engrosado y con muchas venas, y se las llaman tegmina (tegmen en singular); el segundo par de alas es membranoso. El aparato bucal es masticador y las patas posteriores son grandes y fuertes, adaptadas para saltar. Los tarsos tienen de dos a cuatro

¹ Instituto Tecnológico de Ciudad, Victoria, Blvd. Emilio Portes Gil no. 1301, Ciudad Victoria, 87010 Tamaulipas, México. Correo electrónico: ludibarrientos@prodigy.net.mx

segmentos. El cuerpo es alargado y el ovipositor es grande y bien desarrollado en algunas especies, mientras que en otras es corto. Las antenas son largas y multiarticuladas, algunas veces más largas que el cuerpo (Borror *et al.*, 1992; Cigliano & Lange, 1998; Elzinga, 2000).

La producción de sonidos o señales acústicas representa uno de los sistemas de comunicación más importantes y elaborados en diferentes grupos de animales, como aves, anfibios y artrópodos (Alexander, 1960, 1967, 1968; Mayr, 1963; Barrientos, 1988). Entre los miembros del orden Orthoptera, la producción de sonidos es una característica importante. Los que producen señales acústicas son casi siempre los machos, las hembras rara vez responden acústicamente al 'canto' de éstos. El canto de estos insectos se produce básicamente por medio de estridulación, es decir frotando una parte del cuerpo contra otra. Las especies que producen sonidos poseen órganos auditivos, tímpanos u oídos en forma oval, localizados a los lados del primer segmento abdominal (langostas y saltamontes), o en la base de la tibia frontal (esperanzas y grillos). El comportamiento acústico es producido en diferentes circunstancias, p. ej. cuando son molestados, para ahuyentar a los depredadores o bien cuando el macho está sexualmente maduro para atraer a la hembra. Cada especie produce sonidos diferentes, por lo que el comportamiento acústico actualmente es una herramienta importante en estudios taxonómicos (Alexander, 1960; Dumortier, 1963; Barrientos, 1988; Borror *et al.*, 1992).

Los primeros fósiles del orden Orthoptera aparecieron en el Carbonífero Superior, con los primeros Ensifera del Pérmico (Chopard, 1920) y los primeros Caelifera (Ander, 1939) del Triásico (Zeuner, 1942a-c, 1944; Sharov, 1971; Kukalová-Peck, 1991; Gorochoy, 1995; Gwynne *et al.*, 2003). Los Orthoptera se consideran a la fecha un grupo monofilético, por la mayoría de los autores (Kamp, 1973; Hennig, 1981; Kristensen, 1991; Gorochoy, 1995; Flook & Rowell, 1997, 1998; Flook *et al.*, 1999). La genealogía de Orthoptera extintos y actuales muestra que los Caelifera se originaron de un grupo primitivo de Ensifera, no más reciente de los límites del período Pérmico-Triásico (Zeuner, 1942a-c; Sharov, 1968). Las hipótesis de Blackit (1968) y Sharov (1968), que propone los grupos

Blattodea-Mantodea y Phasmodea, respectivamente, como más emparentados y hermanos de los Ensifera, y no de los Caelifera, no han sido ampliamente aceptadas.

IMPORTANCIA ECONÓMICA

Gran número de especies son plagas de plantas cultivadas, praderas y pastizales. Quizá la plaga principal dentro de este orden la constituyen las diversas especies de langosta, que ocasionan un gran impacto económico y social a nivel mundial. El origen de la langosta se remonta al origen de la agricultura, haciéndose referencia a ella y a su voracidad en la Biblia, en el Viejo Testamento, donde se describió de la siguiente manera: "...y por la mañana el viento del este trajo la langosta, la cual se extendió y cubrió toda la tierra de Egipto. Muy feroz fue la langosta...cubrió completamente la faz de la tierra, de modo que los terrenos se obscurecieron, y comieron todas las plantas y todas las frutas sobre los árboles; no quedó nada verde sobre los árboles o las hierbas del campo en toda la tierra de Egipto" (Éxodo 10: 13-15). Esta descripción sigue siendo vigente en nuestros días y nos da una idea clara de la magnitud y voracidad de las plagas de langosta (Harris, 1989; Skaf, 1990; Weiland *et al.*, 2002). Entre las especies de langosta que ocasionan mayor daño a nivel mundial tenemos la langosta del desierto (*Schistocerca gregaria* Forskål), la cual representa uno de los problemas fitosanitarios más graves y onerosos en el continente africano y parte de Asia; la langosta italiana (*Calliptamus italicus* L.) en el sur, oriente de Europa y norte de África; el 'gafanoto' migratorio (*Rhammatocerus schistocercoides* Rehn.), en la región centro-oeste de Brasil, la langosta suramericana (*Schistocerca cancellata* Serville) en la Argentina, la langosta australiana (*Chortoicetes terminifera* Walker), la langosta de espuela (*Austracris guttulosa* Walker) y la langosta migratoria (*Locusta migratoria* L.) en Australia. La langosta voladora o langosta centroamericana (*Schistocerca piceifrons piceifrons* Walker) se presenta desde el noreste de México hasta Costa Rica y actualmente representa uno de los problemas fitosanitarios de mayor importancia en México y América Central. Desde Panamá hasta la parte norte de América del Sur (Perú, Ecuador, Colombia y Venezuela) ocu-

rran tremendas infestaciones de la langosta peruana (*Schistocerca piceifrons peruviana*) (Secretaría de Estado de Agricultura y Ganadería-Argentina, 1969; Harvey, 1981,1983; Barrera & Turk, 1983; Symmons, 1984; Hunter, 1986, 1996; Barrientos, 1990, 1993, 1995, 2002; Hunter & Consenzo, 1990; Jago, 1990; Skaf, 1990; Barrientos *et al.*, 1992; Hunter *et al.*, 1998; Weiland *et al.*, 2002).

Entre los saltamontes, gran número de especies ocasionalmente incrementan sus poblaciones causando daños de importancia económica; cuando alcanzan el estatus de plaga, pueden contarse hasta 60-80 ninfas/adultos por metro cuadrado. Entre las especies que ocasionan mayor daño a la agricultura y/o ganadería en México podemos mencionar a *Mermiria bivittata* Serville, *Boopedon nubilum* Say, *Melanoplus femurrubrum* De Geer, *M. mexicanus mexicanus* Saussure, *M. differentialis* Thomas, *Taeniopoda eques* Burmeister, *Brachistola magna* Girard y *Sphenarium mexicanus* Saussure (Barrientos, 2002a,b). Los saltamontes se localizan abundantemente en praderas y pastizales, con frecuencia atacando cultivos de maíz, frijol, soya, *Agave* y hortalizas. Se estima que los saltamontes anualmente dañan el 28-30% de la vegetación, ocasionando pérdidas de hasta US\$ 400 millones por año (Weiland *et al.*, 2002).

Entre las Tettigonidae, *Pterophylla beltrani* B. & B. es una especie de importancia forestal en la región noreste de México, donde ocasionalmente sus poblaciones defolian grandes extensiones de pino y encino en la Sierra Madre Oriental, en los estados de Tamaulipas y Nuevo León (Barrientos, 1983, 1988; Barrientos *et al.*, 1982,1984; Villarreal, 1983; Barrientos & Van Hollander, 1991).

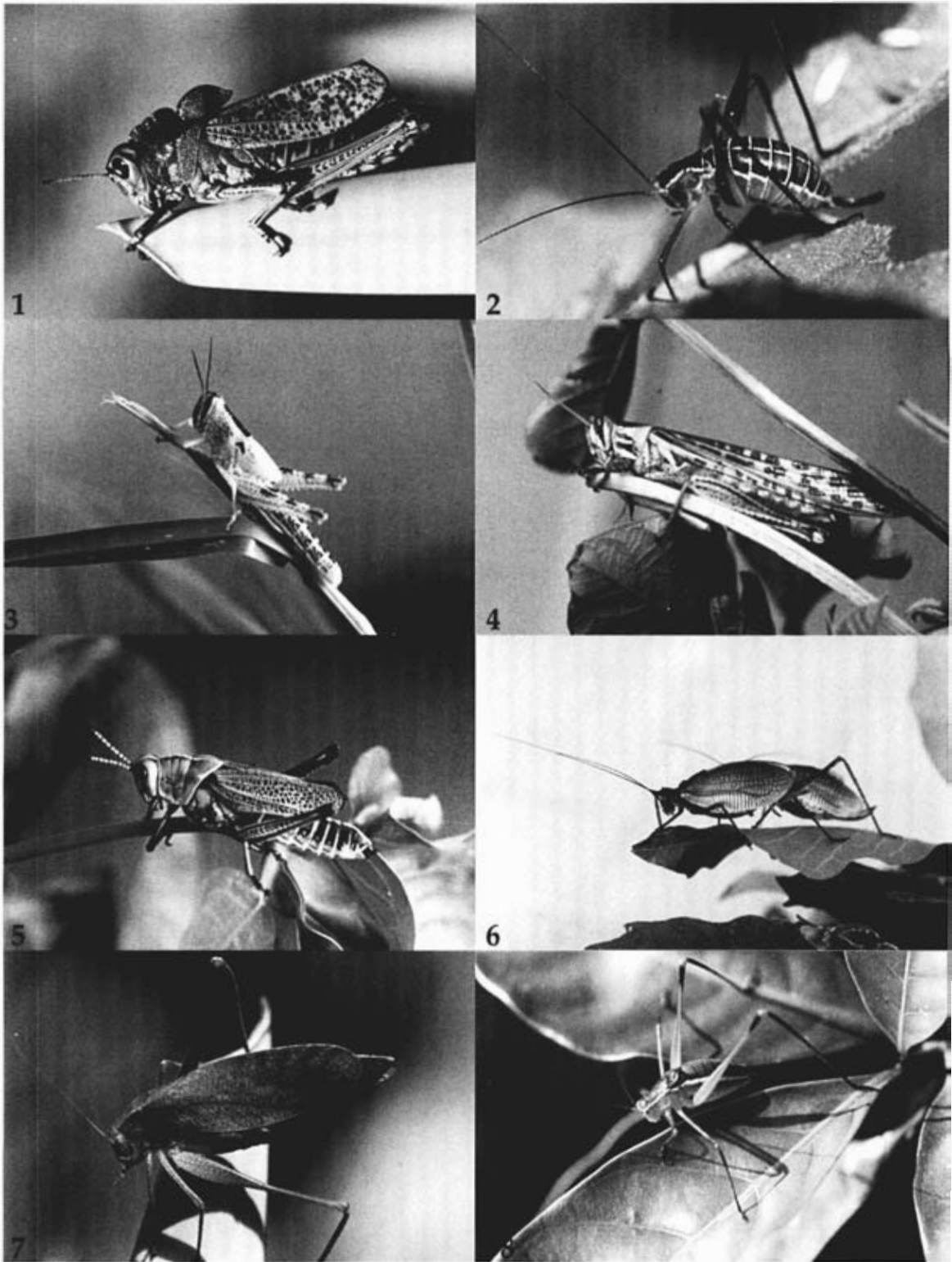
CARACTERÍSTICAS GENERALES

Dentro del orden Orthoptera se reconocen dos subórdenes: Caelifera y Ensifera (Figs. 23.1-2). Entre las características principales podemos mencionar las siguientes: cabeza hipognata (cabeza vertical y aparato bucal dirigido ventralmente); vértex por lo general proyectado hacia delante de los ojos para formar el fastigio. Los Ensifera tienen las antenas muy largas, superando varias veces la longitud del cuerpo; en los Caelifera, las antenas son más cortas o con menos de 30 segmentos, a menu-

do filiformes; sin embargo, algunas especies tienen antenas clavadas, aserradas o pectinadas. Los ojos compuestos son grandes, en formas subterráneas o cavernícolas pueden estar reducidos o ausentes. Normalmente tienen tres ocelos, en ocasiones menos o ausentes. Aparato bucal masticador poco especializado.

Protórax grande, pronoto de tamaño mayor que los restantes, nota con lóbulos laterales grandes descendiendo verticalmente. Patas anteriores y medias similares, adaptadas para caminar; en especies depredadoras, el primer par de patas es raptorial (adaptado para atrapar a la presa), provisto con hileras de espinas en el lado ventral del fémur y la tibia; en especies subterráneas o cavernícolas, el primer par de patas está adaptado para excavar. Patas posteriores de tamaño mayor que las restantes, adaptadas para saltar, con las coxas pequeñas bien separadas y los fémures engrosados; tibia posterior con espinas distales articuladas. En los Ensifera, las tibias anteriores poseen, cerca de la base, tímpanos u órganos auditivos. En muchos de los Caelifera, el fémur posterior, en su lado interno, está equipado con una hilera de protuberancias que permiten la estridulación. La mayoría presentan alas bien desarrolladas, no obstante hay especies braquípteras (con alas cortas o reducidas) y ápteras; cuando las alas están bien desarrolladas la venación es completa, con numerosas venas transversales. El primer par de alas es esclerosado y se llaman tegmina. Los machos de Tettigoniidae y Gryllidae poseen el área cubital modificada para formar el aparato estridulatorio. Segundo par de alas membranoso. Abdomen con once segmentos, primer esternón reducido, segmentos terminales modificados para formar los genitales; en Acridoidea los genitales masculinos son de gran importancia taxonómica (Snodgrass, 1937; Dirsch, 1956; Cohn, 1994).

El ovipositor está constituido por tres pares de valvas, de las cuales las internas están reducidas o ausentes. En los Ensifera, el ovipositor es largo y fuerte en forma de sable. En los Caelifera, el ovipositor es de valvas cortas y sólidas en posición dorsoventral. Los órganos estridulatorios de los machos pueden ser alares o femoroalares, el comportamiento acústico, que es característico para cada especie, constituye un sistema de comunicación elaborado y de reconocimiento de hembras y



Figs. 23.1-8. 1, Caelifera: *Taeniopoda auricornis*; 2, Ensifera: *Dichopetala poecila*; 3, Acrididae: Cyrtacanthacridinae, *Schistocerca p. piceifrons*, ninfa séptimo estadio; 4, Acrididae: Cyrtacanthacridinae, *Schistocerca p. piceifrons*, adulto; 5, Romaleidae: Romaleinae, *Taeniopoda tamaulipensis*; 6, Tettigoniidae: Pseudophyllinae, *Pterophylla beltrani*, adulto; 7, Tettigoniidae: Phaneropterinae, *Amblycorypha huasteca*; 8, Tettigoniidae: Phaneropterinae, *Dichopetala chirura*, adulto macho.

machos coespecíficos, representando también un mecanismo de aislamiento importante (Alexander, 1960, 1967; Bailey, 1979; Paterson, 1980, 1985; Claridge, 1985; Barrientos, 1988, 2000; Barrientos & Van Holander, 1990, 1991; Barrientos & Montes, 1997); ambos sexos presentan órganos auditivos constituidos por una fina membrana llamados tímpanos.

La oviposición en general se realiza en el suelo (Acridoidea y la mayoría de los Grylloidea) o en tejidos vegetales (Tettigonioidea). Los huevos de los Ensifera son ovipuestos en grupo, separadamente; los de los Acridoidea son depositados en una vaina cilíndrica llamada ooteca, normalmente cubiertos con un tapón esponjoso. Los rudimentos alares en las ninfas son notorios después de la tercera muda y reversan su orientación en los últimos estadios. La metamorfosis es simple, el número de estadios ninfales varía de cuatro a diez generalmente. Las condiciones climáticas desfavorables (frío o sequía) las sobreviven en estado de huevo o adulto (Kevan, 1982; Barrientos, 1990; Kukalová-Peck, 1991; Rentz, 1991; Cigliano & Lange, 1998).

SISTEMÁTICA

El origen monofilético de los Orthoptera es, a la fecha, extensamente aceptado. Las sinapomorfías que definen al taxón son las siguientes: lóbulos laterales del pronoto cubriendo ampliamente el pleurón; fémures posteriores muy desarrollados y modificados para el salto; tibias posteriores con dos hileras de dientes dorsales; primer estigma

respiratorio torácico dividido horizontalmente; y esbozos alares de los últimos estadios ninfales en posición invertida. Algunos autores consideran que las diferencias entre los Caelifera y los Ensifera (Cuadro 23.1) son tan numerosas que deberían ser elevados a la categoría de orden (Blackit & Blackit, 1968; Kevan, 1986; Vickery, 1989, 1997; Gwynne, 1995). Kevan (1986) propuso el orden Grylloptera para incluir a los Ensifera y el orden Orthoptera para los Caelifera, considerando que varios de los caracteres que definen el orden Orthoptera, p. ej. fémur posterior modificado para saltar, no constituyen sinapomorfías verdaderas. Con respecto a la capacidad para producir señales acústicas, característica compartida por ambos subórdenes, Alexander (1960), Dumortier (1963) y Gwynne (1995) indican que ésta se ha originado independientemente, ya que los órganos de producción y recepción de sonidos están representados por partes diferentes del cuerpo en ambos grupos. No obstante, taxónomos actuales como Rentz (1991) y Otte (1994) continúan aceptando el orden Orthoptera con los dos subórdenes que conocemos: Caelifera y Ensifera.

CLASIFICACIÓN

La diversidad de formas vivas sobre el planeta es tan compleja que su entendimiento sin un sistema de clasificación, prácticamente sería imposible. Antes de Darwin, la clasificación se seguía por conveniencia, sin implicar ninguna relación, excepto el grado de similitud. Luego de que la teo-

Cuadro 23.1. Diferencias entre los subórdenes Caelifera y Ensifera

	Caelifera	Ensifera
Antenas	Cortas y multisegmentadas	Largas y finas, más largas que el cuerpo
Valvas genitales (hembra)	Robustas y cortas	Bien desarrolladas y en forma de sable
Tímpanos	Visibles sobre el costado del primer segmento abdominal	En la tibia de las patas anteriores
Órgano estridulatorio	En forma de cresta en el fémur posterior, la cual es frotada contra una nervadura en los élitros	Ocupa el campo dorsal de los élitros
Huevecillos	Generalmente depositados en masa o grupo dentro del suelo	Puestos aisladamente dentro de los tallos de plantas, o en la superficie de plantas, ocasionalmente oviponen en el suelo

ría de la evolución fue aceptada, se hicieron esfuerzos para que la clasificación de los diversos grupos correspondiera con su filogenia. Hasta hace pocos años este orden incluía además de langostas, saltamontes, grillos y esperanzas, los mántidos (hoy bajo el orden Mantodea), los insectos palo (actualmente orden Phasmida), las cucarachas (hoy en el orden Blattaria) y los reptiles de las rocas (orden Grylloblattaria). Estos grupos, junto con los Dermaptera, Embiidina e Isoptera, representan los Neoptera relativamente primitivos y a menudo se refiere a ellos como los órdenes ortopteroides.

Para las regiones Neártica y Neotropical se reconocen o están representadas las siguientes superfamilias y familias del orden Orthoptera:

Caelífera

Acridoidea

Acrididae (Figs. 23.3-4): Acridinae, Copiocerinae, Cyrtacanthacridinae, Gomphocerinae, Lepysminae, Melanoplinae, Oedipodinae, Ommatolampinae y Proctolabinae.

Romaleidae (Fig. 23.5): Bactrophorinae y Romaleinae.

Pauliniidae.

Tristiridae.

Eumastacoidea

Eumastacidae: Episactinae y Eumastacinae.

Pamphagoidea

Ommexechidae.

Pamphagidae.

Pyrgomorphidae: Orthacridinae y Pyrgomorphinae.

Pneumoroidea

Tanaoceridae.

Xyronotidae.

Proscopioidea

Proscopiidae.

Tetrigoidea

Tetrigidae: Batrachideinae y Metrodorinae.

Tridactylidae: Ripipteryginae y Tridactyinae.

Las familias Ommexechidae, Pamphagidae, Pauliniidae, Proscopiidae y Tristiridae no están citadas para México, son endémicas de América del Sur.

Ensífera

Tettigonioides

Anostomatidae: Anostomatinae.

Gryllacrididae: Gryllacridinae.

Rhaphidophoridae: Ceuthophilinae.

Stenopelmatidae: Stenopelmatinae.

Tettigoniidae (Figs. 23.6-8): Conocephalinae, Listrosclinae, Phaneropterinae, Pseudophyllinae y Tettigoniinae.

Grylloidea

Gryllidae: Brachytrupinae, Eneopterinae, Euscyrtinae, Gryllinae, Nemobiinae, Oecanthinae, Pentacentrinae, Phalangopsinae, Podoscirtinae y Trigonidiinae.

Gryllotalpidae: Gryllotalpinae.

Mogoplistidae: Mogoplistinae.

AGRADECIMIENTOS

Deseo expresar mi gratitud a Reyna Ivonne Torres Acosta, sin cuyo apoyo, esfuerzo y dedicación no me hubiera sido posible terminar oportunamente el presente trabajo. Agradezco al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) y al Consejo del Sistema Nacional de Educación Tecnológica (CoSNET) el apoyo financiero proporcionado para la realización del Proyecto "Ecología, sistemática y biogeografía de los acridoideos del norte y noreste de México", Referencias R31575B y 504.01-P, respectivamente. En el marco de los proyectos mencionados fue posible recolectar y confirmar gran número de las especies citadas, así como contribuir a la formación de recursos humanos y estudiantes de Licenciatura y Maestría que actualmente trabajan con diversos grupos de Orthoptera en México.

REFERENCIAS

- AMEDEGNATO, C.L. 1974. Les genres d'Acridiens neotropicaux, leur classification par familles, sousfamilles et tribus. *Acrida*, 3: 193-203.
- . 1977. Etude des Acridoidea centre et sud Américains (Catantopinae *sensu lato*). These de Doctorat d'Etat et Sciences Naturelles, Université Pierre et Marie Curie, Paris.
- ALEXANDER, R.D. 1960. Sound communication in Orthoptera and Cicadidae, pp. 38-92. En: W.E. Tavolga & W.N. Lanyon (eds.). *Animals sounds and communication*. American Institute of Biological Sciences, 7.
- . 1967. Acoustical communication in arthropods. *Annu. Rev. Entomol.*, 12: 495-526.
- . 1968. Arthropods, pp. 167-216. En: T.A. Sebeok (ed.). *Animal communication*. Indiana University Press; Blooming Inc.
- ANDER, K.J. 1939. *Vergleichend anatomische und phylogenetische Studien über die Ensífera (Saltatoria)*. Suppl. II, Lund, 8, 306 p.

- BAILEY, W.J. 1979. A review of Australian Copiphorini (Orthoptera: Tettigoniidae: Conocephaline). *Austr. J. Zool.*, 27: 1015-1049.
- BARRERA, M. & S.Z. TURK. 1983. Estado actual de la langosta *Schistocerca cancellata paranensis* (Burm.) en la República Argentina nuevos aportes a su bioecología. *Acta Zool. Lilloana*, 37(1): 15-29.
- BARRIENTOS, C.J. 1983. Estudio de la biología y ecología de la grilleta *Pterophylla beltrani* B. y B. (Orthoptera: Tettigoniidae) en los estados de Nuevo León y Tamaulipas. Tesis inédita. Universidad Autónoma de Nuevo León, México.
- BARRIENTOS, C. J. 1983. Estudio de la biología y ecología de la grilleta *Pterophylla beltrani* B. y B. (Orthoptera: Tettigoniidae) en los estados de Nuevo León y Tamaulipas. Tesis Universidad Autónoma de Nuevo León. México.
- , R. G. ORONA, & J. J. ORTIZ. 1982. Biología y movimientos espaciales de la grilleta *Pterophylla beltrani* B. y B. (Tettigoniidae: Pseudophyllinae). *Folia Ent. Mex.*, 54: 14.
- BARRIENTOS, L.L. 1988. Acoustic behaviour and taxonomy of Mexican *Pterophylla*. Ph.D Thesis. University of Wales College of Cardiff, Reino Unido. 285p.
- . 1990. La langosta centroamericana (*Schistocerca piceifrons piceifrons* Walker, 1870) (Orthoptera: Acrididae) plaga mayor de la agricultura en el sureste de México y Centroamérica. Impacto y significancia. *BIOTAM*, 2(2): 31-37.
- . 1993. Ortópteros plaga de Brasil. *BIOTAM*, 5(1): 33-42.
- . 1995. The present state of the locust and grasshoppers problem in Brazil. *J. Orthoptera Res.* 4:61-64.
- . 2000. Mating behaviour of *Pterophylla robertsi* Hebard. *Southwest. Ent.*, 25: 69-75.
- . 2002a. El problema de la langosta (*Schistocerca piceifrons piceifrons* Walker) en México y Centro América, pp 1-6. En: *Ecología, manejo y control de la langosta voladora (Schistocerca piceifrons piceifrons Walker)*. Barrientos-Lozano L. (ed.). *Memoria Curso I Internacional. Noviembre 5-7 de 2001*. Altamira, Tamaulipas, México.
- . 2002b. Taxonomía y sistemática de acridoideos, especies más importantes en México, pp 34-42. En: *Ecología, manejo y control de la langosta voladora (Schistocerca piceifrons piceifrons Walker)*. Barrientos-Lozano L. (ed.). *Memoria Curso I Internacional. Noviembre 5-7 de 2001*. Altamira, Tamaulipas, México.
- , C.O. ASTACIO, B.F.J. ÁLVAREZ & M. O. POOT. 1992. *Manual técnico sobre la langosta voladora (Schistocerca piceifrons piceifrons Walter, 1870) y otros acridoideos de Centroamérica y sureste de México*. FAO- OIRSA. 162 p.
- , H. J. C. GÓMEZ & M. T. A. REYES. 1984. Biología y ecología de la chiva de los encinos (*Pterophylla beltrani* B. y B.) (Orthoptera: Tettigoniidae), pp. 28-29. En: *Resúmenes XIX Congreso Nacional de Entomología*. Guanajuato, Guanajuato. México.
- y J. DEN HOLLANDER. 1990. Effect of temperature on the acoustic signals of *Pterophylla beltrani* (Bolívar and Bolívar) and *Pterophylla robertsi* Hebard (Tettigoniidae: Pseudophyllinae). Vol. San. Veg. Plagas (Fuera de serie), 20: 277-282.
- & ———. 1991. *Pterophylla beltrani* (Bolívar y Bolívar, 1942) (Tettigoniidae: Pseudophyllinae). *Orthopt. Soc. Field Guide, Series C*, 15 S. 11 p.
- & M. MONTES-TORRES. 1997. Geographic distribution and singing activity of *Pterophylla beltrani* and *P. robertsi* (Orthoptera: Tettigoniidae). *J. Orthoptera Res.*, 6: 49-56.
- BEIER, M. 1954. *Revision der Pseudophyllinen*. Consejo Superior de Investigaciones Científicas. Instituto Español de Entomología. Madrid. 479 p.[]
- BLACKIT, R.E & R.M. BLACKIT. 1968. A Numerical taxonomy of Orthopteroid Insects. *Austr. J. Zool.*, 16: 111-131.
- BOLÍVAR, I. & P. C. BOLÍVAR. 1942. Estudio de dos nuevas *Pterophylla* Mexicanas (Orthoptera: Tettigoniidae). *Rev. Soc. Mex. Hist. Nat.*, 111 (14): 87-103.
- BORROR, D.J., CH.A. TRIPLEHORN & N.F. JOHNSON. 1992. *An introduction to the study of insects*. Harcourt College Publishing. 875 p.
- BRUNNER, L. 1910. South American Tetrigidae. *Ann. Carnegie Mus.*, 7: 89-143.
- CIGLIANO, M. M. & C.E. LANGE. 1998. Orthoptera, pp. 67-83. En: Morrone J.J. y S. Coscarón (eds.). *Biodiversidad de artrópodos argentinos*. Ediciones Sur, La Plata.
- CLARIDGE, M.F. 1985. Acoustic signals in the Homoptera: Behaviour, taxonomy and evolution. *Annu. Rev. Entomol.*, 30: 297-317.
- CHOPARD, L. 1920. Recherches sur la conformation et la développement des derniers segmentes abdominales des Orthopteres. Thèse Faculté des Sciences de Paris, Oberthur Rennes. 352 p.
- COHN, T. J. 1965. The arid-land katydids of the North American genus *Neobarrettia* (Orthoptera: Tettigoniidae): Their systematics and reconstruction of their history. *Misc. Publ. Mus. Zool., Univ. Michigan*, 126: 1-179.
- . 1994. The use of male genitalia in taxonomy and comments on Lockwood's 1989 paper on *Melanoplus spretus* Walsh. *J. Orthoptera Res.*, 3: 59-63.
- & I. J. CANTRALL. 1974. Variation and speciation in the grasshoppers of The Conalcaeni (Orthoptera: Acrididae: Melanoplidae): The lowland forms of western Mexico, the genus *Barytettix*. *San Diego Soc. Nat. Hist.*, 6: 1-131.
- DESCAMPS, M. 1973a. Revision des Eumastacoidea (Orthoptera) aux échelons des familles et des sous-familles (genitalia, repartition, phylogenie). *Acrida*, 2: 161-298.
- . 1973b. Diagnoses et signalisations d'Eumastacoidea (Orthoptera) IV. Amérique. *Ann. Soc. Ent. France (N.S.)*, 9: 943-974.
- DIRSH, V.M. 1956. The phallic complex in Acridoidea in relation to taxonomy. *Trans. R. Ent. Soc. London*, 108: 223-356.
- DUMORTIER, B. 1963. Ethological and physiological study of sound emissions in Arthropoda, pp. 583-645. En: Busnel R.G. (ed.), *Acoustic behaviour of animals*. Elsevier Publishing Company.
- ELZINGA, R.J. 2000. *Fundamentals of entomology*. Fifth edition. Prentice Hall. 495 p.
- FAO. 1975. *Manuel du Prospecteur Antiacridienne*. Organisation des Nations Unies pour l'Agriculture. Roma, 69: 17 pp.
- FLOOK, P.K. & C.F.H. ROWELL. 1997. The phylogeny of the Caelifera (Insecta: Orthoptera) as deduced from mtr RNA gene sequences. *Mol. Phyl. Evol.*, 8: 89-103.
- & ———. 1998. Inferences about orthopteroid phylogeny and molecular evolution from small subunit nuclearrribosomalRNA sequences. *Ins. Mol. Biol.*, 7: 163-178.

- , S. KLEE & C.F.H. ROWELL. 1999. A combined molecular phylogenetic analysis of the Orthoptera and its implications for their higher systematics. *Syst. Biol.*, 48: 233-253.
- GOROCHOV, A.B. 1995. Contribution to the systematics and evolution of the order Orthoptera. *Russia*, 74: 39-45.
- GWYNNE D.T., L. DE SEUTTER., P. FLOOK & H. ROWELL. 2003. Orthoptera: Crickets, katydids, grasshoppers. <http://tolweb.org/tree/eukaryotes>.
- . 1995. Phylogeny of Ensifera (Orthoptera): A hypothesis supporting multiple origins of acoustical signaling, complex spermatophores and maternal care in crickets, katydids and weta. *J. Orthoptera Res.*, 4: 203-218.
- HARRIS, J. 1989. La langosta vuelve al ataque. *Selecciones del Reader's Digest*, 75-78, agosto 1989.
- HARVEY, A. W. 1981. A reclassification of the *Schistocerca americana* complex (Orthoptera: Acrididae). *Acrida*, 10: 61-71.
- . 1983. *Schistocerca piceifrons* (Walker) (Orthoptera: Acrididae), the swarming locust of tropical America: A review. *Bull. Ent. Res.*, 73: 171-184.
- HEBARD, M. 1925. A revision of the genus *Taeniopoda* (Orthoptera: Acrididae: Cyrtacanthacridinae). *Trans. Am. Ent. Soc.*, 50: 253-274.
- . 1932. New species and records of Mexican Orthoptera. *Trans. Am. Ent. Soc.*, 58: 201-371.
- . 1941. A new species of *Pterophylla* from eastern Mexico (Orthoptera: Tettigoniidae: Pseudophyllinae). *Acad. Nat. Sci. Philadelphia*, 81: 1-4.
- HENNIG, W. 1981. *Insect phylogeny*. John Wiley and Sons, Chichester.
- HUNTER, D.M. 1986. Locating infestations of the Australian plague locust *Chortoicetes terminifera* (Walker) in the remote interior of Australia. Proceedings 4th Triennial Meeting Pan American Acridological Society. 28th July–2nd August 1986.
- . 1996. Rapport entre les pullulations du criquet australien, *Chortoicetes terminifera* (Walker) (Orthoptera: Acrididae) et la pluviométrie dans l'intérieur aride de l'Australie. *Secheresse*, 7: 87-90.
- & E.L. COSENZO. 1990. The origin of plagues and recent outbreaks of the South American locust, *Schistocerca cancellata* (Orthoptera: Acrididae) in Argentina. *Bull. Ent. Res.*, 80: 295-300.
- , K. STRONG & P. A. SPURGIN. 1998. Management of populations of the spur-throated locust, *Austracris guttulosa* (Walker), and the migratory locust, *Locusta migratoria* (L.) (Orthoptera: Acrididae), in eastern Australia during 1996 and 1997. *J. Orthoptera Res.*, 7: 173-178.
- JAGO, N.D. 1971. A review of Gomphocerinae of the world, with a key to the genera (Orthoptera: Acrididae). *Proc. Acad. Nat. Sci. Philadelphia*, 123: 205-343.
- . 1990a. The genera of the Central and South American grasshopper family Proscopiidae (Orthoptera: Acridomorpha). *EOS*, 65: 249-307.
- . 1990b. The 1985-1989 grasshopper/locust upsurge in sub-Saharan Africa: the usage of conventional pesticide and equipment, pp 11-20. En: Actas de la 5a. Reunión Internacional de la Soc. de Ortopterólogos. Julio 17-19 de 1989. Valsain (Segovia), España.
- . 1990c. The present and future roles of the orthopterist. *Bol. San. Veg. Plagas* (fuera de serie), 20: 1-8.
- KAMP, J.W. 1973. Numerical classification of the orthopteroids, with special reference to the Grylloblattodea. *Can. Ent.*, 105: 1253-1249.
- KEMP, P. W. & M. M. CIGLIANO. 1994. Drought and rangeland grasshoppers species diversity. *Can. Ent.*, 126: 1075-1092.
- KEVAN, D.K. McE. 1982. Orthoptera, pp. 352-382. En: Parker S.P. (ed.), *Synopsis and classification of living organisms*. McGraw Hill Book Company, Nueva York.
- . 1986. A rationale for the classification of the orthopteroid insects- the saltatorial orthopteroids or grigs-one order or two? *Proceedings 4th Triennial Meeting of the Pan American Acridological Society*, 1985: 49-67.
- KUKALOVÁ-PECK, J. 1991. Fossil history and the evolution of Hexapod structures. En: *The Insects of Australia* (edited by CSIRO). Melbourne University Press, Melbourne.
- KRISTENSEN, N.P. 1991. Phylogeny of extant Hexapods, 369-393. En: *The Insects of Australia: A textbook of students and research workers*. Vol.2, 2nd. Ed. Melbourne, Australia.
- MÁRQUEZ, M. C. 1962. Estudio del género *Proctolabus* Sauss. con la descripción de una especie nueva (Acrididae, Cyrtacanthacridinae). *An. Ins. Biol. Univ. Nal. Autón. Méx.*, 33(1-2): 235-245.
- MAYR, E. 1963. *Animal species and evolution*. Belknap Press, Harvard University Press, Cambridge. 797 p.
- NASKRECKI, P. 2000. *Katydids of Costa Rica*. Vol. 1. *Systematics and bioacoustics of the cone-head katydids (Orthoptera: Tettigoniidae: Conocephalinae sensu lato)*. The Orthopterists' Society and The Academy of Natural Sciences of Philadelphia. 164 p.
- OTTE, D. 1981. *The American grasshoppers*. Vol.1 Acrididae: Gomphocerinae and Acridinae. Harvard University Press. 275p.
- . 1984. *The American grasshoppers*. Vol. 2. Acrididae: Oedipodinae. Harvard University Press. 365 p.
- . 1994a. *Orthoptera Species File 1. Crickets (Grilloidea)*. The Orthopterists' Society and the Academy of Natural Sciences of Philadelphia.
- . 1994b. *Orthoptera Species File 2. Grasshoppers (Acridomorpha) A*. The Orthopterists' Society and the Academy of Natural Sciences of Philadelphia.
- . 1994c. *Orthoptera Species File 3. Grasshoppers (Acridomorpha) B*. The Orthopterists' Society and the Academy of Natural Sciences of Philadelphia.
- PATERSON, H. E. 1980. A comment on "Mate Recognition Systems". *Evolution*, 34(2): 330-331.
- . 1985. The recognition concept of species, pp 21-29. In Vrba, E.S. (Eds.). *Species and speciation*. Transvaal Museum, Pretoria.
- RENTZ, D.C.F. 1991. Orthoptera, pp 369-393. En: *The Insects of Australia: A textbook for students and research workers*. Vol.1, 2nd. Ed. University Press, Melbourne, Australia.
- RIEDE, K. En prensa. Orthoptera del Noroeste Amazónico: estado de conocimiento y problemas abiertas. En: E. Asanza & T. de Vries. (eds.): *Ecología de la Amazonía del Ecuador: el Noroeste Amazónico y la Reserva Faunística Cuyabeno*. [Orthoptera from Northwestern Amazonia: state of knowledge and open problems].

- ROWELL, C. H. F. 1998. The grasshoppers of Costa Rica: A survey of the parameters influencing their conservation and survival. *J. Ins. Conserv.*, 2: 225-234.
- SECRETARÍA DE ESTADO DE AGRICULTURA Y GANADERÍA, REPÚBLICA ARGENTINA. 1969. Síntesis histórica de la langosta en la Argentina. Publicación Miscelánea no. 433. 30 p.
- SKAF, R. 1990. The development of a new plague of the desert locust *Schistocerca gregaria* (Forsk.) (Orthoptera: Acrididae) 1985-1989. Actas de la 5a. Reunión Internacional de la Soc. de Ortopterólogos. Julio 17-19 de 1989. Valsain (Segovia), España.
- SHAROV, A.G. 1968. Phylogeny of the Orthopteroidea. *Trans. Palentol. Instit. Acad. Sci.*, 118: 1-216.
- . 1971. Phylogeny of the Orthopteroidea. Translated from the Russian. Israel Program for Translations, Jerusalem. Translated from Akademiya Nauk SSSR, Trudy Palaeontologicheskogo.
- SNODGRASS, R.E. 1937. The male genitalia of Orthopterid insects. *Smithson. Misc. Contrib.*, 96: 1-107.
- SYMMONS, P.M. 1984. Control of the Australian plague locust, *Chortoicetes terminifera* (Walker). *Crop Prot.*, 3(4): 479-490.
- VICKERY, V. R. 1989. The biogeography of Canadian Grylloptera and Orthoptera. *Canadian Ent.*, 121: 389-424.
- . 1997. Classification of the Orthoptera (*sensu stricto*) or Caelifera, pp 5-40. En: Gangwere, S.K., M.C. Muralirangan y Meera Muralirangan (eds.). *The bionomics of grasshoppers, katydids and their kin*. CAB Internacional, Londres.
- VILLARREAL, C. D. 1983. Estudios de campo y de laboratorio acerca de la biología y hábitos de la grilleta, *Pterophylla belltrani* B. y B. (Orthoptera: Tettigoniidae). Tesis inédita. Instituto Tecnológico y de Estudios Superiores de Monterrey. División de Ciencias Agropecuarias y Marítimas. Nuevo León, México.
- WEILAND, R.T., F.D. JUDGE, T. PELS & A.C. GROSSCURT. 2002. A literature review and new observations on the use of diflubenzuron for control of locusts and grasshoppers throughout the world. *J. Orthoptera Res.*, 11(1): 43-54.
- ZEUNER, H. 1942a. The fossil Acrididae (Orthoptera: Saltatoria). Part II. Oedipodinae. *Ann. Mag. Nat. Hist. (Ser. II)*, 9: 128-134.
- . 1942b. The fossil Acrididae (Orthoptera: Saltatoria). Part III. Acridinae. *Ann. Mag. Nat. Hist. (Ser. II)*, 9: 304-314.
- . 1942c. The Locustopsidae and the phylogeny of the Acridoidea (Orthoptera). *Proc. R. Ent. (Series B)*, 11: 1-18.
- . 1944. The fossil Acrididae (Orth. Salt.) Part IV. Acrididae inserta sedis and addendum. *Ann. Mag. Nat. Hist.*, (Ser. 11), 9: 359-383.
- M. brevicornis* (Johannson, 1763). Este de Estados Unidos y Costa del Golfo de México hasta América del Sur.
- † *Orphula* (Stål, 1873)
- O. azteca* (Saussure, 1861). Tamaulipas y San Luis Potosí, México al norte de América del Sur.
- O. vitripenne* (Brunner, 1904). Península de Yucatán, México.
- Copiocerinae**
- Episcopottettix* (Rehn, 1903)
- E. sulcirostris* (Rehn, 1902). México.
- Cyrtacanthacridinae**
- Schistocerca* (Stål, 1873)
- S. alutacea albolineata* (Thomas, 1875). Alberta, Canadá a México.
- S. a. insignis* (Hebard, 1932). Guadalajara, Jalisco, México.
- S. a. shoshone* (Thomas, 1873). California, Estados Unidos a San José del Cabo, Baja California. México.
- S. americana americana* (Drury, 1773). Norte de México.
- S. a. socorro* (Dirsh, 1974). Isla Socorro, México.
- S. camerata* (Scudder, 1899). Sinaloa, México.
- S. nitens nitens* (Thunberg, 1815). California y Texas, Estados Unidos a Nicaragua.
- S. pallens* (Thunberg, 1815). México a Sur América.
- S. piceifrons piceifrons* (Walter, 1870). Sur de México a Costa Rica.
- S. obscura* (Fabricius, 1798). Sureste de Estados Unidos al centro de México.
- Gomphocerinae**
- Acantherus* (Scudder & Cockerell, 1902)
- A. piperatus* (Scudder & Cockerell, 1902). Sur de Estados Unidos al noroeste de México.
- Achurum* (Saussure, 1961)
- A. minimipenne* (Caudell, 1904). Sureste de Texas al nor-este de México.
- A. sumichrasti* (Saussure, 1961). Sur de Estados Unidos (Texas, Arizona y Nuevo México) a América Central.
- Acrolophitus* (Thomas, 1871)
- A. hirtipes* (Brunner, 1904). Kansas, Estados Unidos a San Luis Potosí, México.
- A. maculipennis* (Scudder, 1890). Sur de Estados Unidos a Durango y San Luis Potosí, México.
- Ageneotettix* (McNeill, 1897)
- A. brevipennis* (Brunner, 1904). Desierto Chihuahuense (Región Big By de Texas) a Durango, México.
- A. deorum* (Scudder, 1876). Sur de Canadá al norte de México.
- A. d. australis* (Brunner, 1905). Arizona, Estados Unidos al norte de México.
- A. saluator* (Rehn, 1827). Sureste de Arizona a Sinaloa y Baja California, México.
- Amblytropidia* (Stål, 1873)
- A. elongata* (Brunner, 1904). Región central de México.
- A. mysteca* (Saussure, 1861). Este y sur de Estados Unidos a Panamá.
- A. trinitatis* (Brunner, 1904). Veracruz, México a Venezuela y Colombia.
- Amphitornus* (McNeill, 1897)
- A. coloradus* (Thomas, 1873). Suroeste de Canadá, Centro oeste de Estados Unidos al centro de México.
- A. durangus* (Otte, 1981). Solo se ha recolectado en el estado de Durango, México.
- Aulocara* (Scudder, 1876)
- A. brevipenne* (Brunner, 1905). Solo se ha recolectado en Zacatecas, México.

APÉNDICE 23.1.

Lista de especies mexicanas de Orthoptera.

Acridoidea

Acrididae

Acridinae

× *Metaleptea* (Giglio-Tos, 1897)

- A. elliotti* (Thomas, 1870). Sur de Canadá, centro oeste de Estados Unidos al centro de México.
- A. femoratum* (Scudder, 1899). Alberta Canadá, Centro oeste de Estados Unidos a Durango, México.
- Boopedon* (Thomas, 1870)
- B. dampfi* (Hebard, 1932). Extremo sur de México.
- B. diabolicum* (Brunner, 1904). Nayarit a la Ciudad de México.
- B. empelios* (Otte, 1979). Sonora, México.
- B. flaviventris* (Brunner, 1904). Sur de Arizona, oeste de México a Michoacán.
- B. gracile* (Rehn, 1904). Noreste de México, centro de Texas, Oklahoma y Kansas.
- B. nubilum* (Say). Centro de Estados Unidos al centro de México.
- B. nubilum maculatum* (Caudell, 1915). Sureste de Estados Unidos al norte de México.
- B. rufipes* (Hebard, 1932). Morelos a Oaxaca, México.
- Boottettix* (Brunner, 1890)
- B. argentatus* (Brunner, 1890). Áreas desérticas del sur de los Estados Unidos y norte de México.
- B. joerni* (Otte, 1979). Centro y norte de México.
- Chiapacris* (Otte, 1979)
- C. eximius* (Otte, 1979). Michoacán, México.
- C. nayaritus* (Otte, 1979). Solo dos machos, colectados uno en San Blas y otro en Compostella, Nayarit, México.
- C. velox* (Otte, 1979). Sureste de México y Guatemala.
- Chloealetis* (Harris, 1841)
- C. abdomonalis* (Thomas, 1873). Alaska al norte de México.
- C. diana* (Gurney, Strohecker y Helfer, 1964). California, Estados Unidos a Baja California Norte, México.
- C. gracilis* (McNeill, 1897). Sur de California, Estados Unidos a Baja California Norte, México.
- Cibolacris* (Hebard, 1937)
- C. crypticus* (Vickery, 1969). Baja California y Sonora, México.
- C. parviceps* (Walter, 1870). Desierto Sonorense-Mojave, desierto chihuahuense y sureste de California México.
- C. samalayucæ* (Tinkham, 1967). Oeste de Texas al noreste de México.
- C. weissmani* (Otte, 1981). Cabo San Quintín a Baja California Sur, México.
- Dicromorpha* (Morse, 1896)
- D. prominula* (Brunner, 1904). Costa del Pacífico (Sonora a Guerrero), México.
- D. viridis* (Scudder, 1862). Este de Estados Unidos al centro de México.
- Eritettix* (Brunner, 1890)
- E. abortivus* (Brunner, 1890). Texas, Nuevo México y noreste de México.
- E. simplex* (Scudder, 1869). Canadá, Estados Unidos y centro de México.
- Horesidotes* (Scudder, 1899)
- H. cinereus cinereus* (Scudder, 1899). Suroeste de Estados Unidos, Sonora y Baja California, México.
- H. c. saltator* (Hebard, 1931). Suroeste de Estados Unidos a norte de México.
- H. deiradonotus* (Jago, 1971). Solo se ha colectado entre Durango y Mazatlán, México.
- Ligurotettix* (McNeill, 1897)
- L. coquilletti* (McNeill, 1897). Desierto de Nevada a Baja California y Sonora, México.
- L. planum* (Brunner, 1905). Suroeste de Nuevo México a Durango y Zacatecas, México.
- Melanotettix* (Brunner, 1904)
- M. dibeloni* (Brunner, 1904). Guerrero y Michoacán, México.
- Mermiria* (Stål, 1873)
- M. bivittata* (Serville, 1839). Sur de Canadá al centro de México.
- M. picta* (Walter, 1870). Región centroeste de Estados Unidos al centro de México.
- M. texana* (Brunner, 1890). Centro y sur de Estados Unidos al norte de México.
- Opeia* (McNeill, 1897)
- O. atascosa* (Hebard, 1937). Arizona al centro oeste de México.
- O. obscura* (Thomas, 1872). Sur de Estados Unidos al sureste de México.
- Orphulella* (Giglio-Tos, 1894)
- O. aculeata* (Rehn, 1900). Centro y sudoeste de México.
- O. losamatensis* (Caudell, 1909). Sureste de México a Guatemala.
- O. orizabae* (McNeill, 1897). Se ha recolectado en la zona montañosa del centro de México.
- O. pelidna* (Burmeister, 1838). Canadá, Estados Unidos y el centro de México.
- O. punctata* (DeGreer, 1773). Centro de México hasta Argentina.
- O. quiroga* (Otte, 1879). Oaxaca a Sinaloa, México.
- O. tolteca* (Saussure, 1861). México central (México a Guadalajara).
- Paropomala* (Scudder, 1899)
- P. pallida* (Brunner, 1902). Oeste de Estados Unidos a Durango, México.
- P. virgata* (Scudder, 1899). Colorado, Nuevo México, oeste de Texas y Chihuahua, México.
- P. wyomingensis* (Thomas, 1871). Centro oeste de Estados Unidos al centro de México.
- Pegasidion* (Saussure, 1861)
- P. volitans* (Saussure, 1861). México.
- Phaneroturix* (Brunner, 1904)
- P. cupido* (Brunner, 1904). Sureste de México y Guatemala.
- P. tantillus* (Otte, 1979). Sureste de México y Guatemala.
- Phlibostroma* (Scudder, 1875)
- P. quadrimaculatum* (Thomas, 1871). Sur de Canadá al centro de México.
- P. nebrascensis* (Thomas). Alberta, Canadá, centro de México y Colombia.
- Prorocorypha* (Rehn, 1911)
- P. snowi* (Rehn, 1911). Sur de Arizona al sur de Sonora, México.
- Psoloessa* (Scudder, 1875)
- P. brachyptera* (Brunner, 1905). Estados de Puebla y Oaxaca, México.
- P. delicatula* (Scudder, 1876). Suroeste de Canadá, centro oeste de Estados Unidos y norte de México.
- P. salina* (Brunner, 1904). Chiapas, Nayarit, México.
- P. texana* (Scudder, 1875). Norte de Estados Unidos al Golfo de Tehuantepec, México.
- Rhammatocerus* (Saussure, 1861)
- R. viatorius viatorius* (Saussure). Sur de Estados Unidos (Texas y Arizona hasta Argentina).
- Silvitettix* (Brunner, 1904)
- S. audax* (Otte & Jago, 1956). Sureste de México a Guatemala.
- S. chloromerus* (Jago, 1971). Estado de Veracruz, México.
- S. maculatus* (Otte & Jago, 1979). México a Belice.
- S. rhachycoryphus* (Jago, 1971). Chiapas y Oaxaca, México.

- S. ricei* (Otte y Jago, 1979). Estado de Quintana Roo, México.
S. salinus (Brunner, 1904). Tuxtla Gutiérrez, Chiapas a Oaxaca, México.
S. thalassinus (Jago, 1971). Chiapas, México a Costa Rica.
S. whitei (Hebard, 1932). Oaxaca, México.
Syrbula (Stål, 1873)
S. admirabilis (Uhler, 1864). Centro este de Estados Unidos al sur de México.
S. festina (Otte, 1979). Oaxaca y Chiapas, México.
S. montezuma (Saussure, 1861). Sur de Estados Unidos al sur de México.
Xeracris (Caudell, 1915)
X. minimus (Scudder, 1900). Sureste de California, sur de Nevada y suroeste de Arizona al norte de Baja California Norte, México.
X. snowi (Caudell, 1915). Desierto del Sureste de California, sudoeste de Utah, oeste de Arizona y norte de Baja California Norte, México.
- Leptysmiinae**
Belosacris (Rehn y Eades, 1961)
B. coccineipes (Brunner, 1920). Veracruz, México.
Cornops (Scudder, 1875)
C. aquaticum (Brunner, 1906). México y Guatemala.
Leptyσμα (Stål, 1873)
L. marginicollis mexicana (Saussure, 1861). México.
Stenacris (Walker, 1870)
S. minor (Brunner, 1906). México y Guatemala.
S. vitreipennis (Marschall, 1836). Georgia, Estados Unidos a México.
S. xanthochlora (Marschall, 1836). Playa Linda, Veracruz, México.
Stenopola (Stål, 1873)
S. dorsalis (Thunberg, 1827). Veracruz, México a Los Amates, Guatemala.
- Melanoplinae**
Aeoloplides (Caudell, 1915)
A. californicus (Scudder, 1897). California, Estados Unidos a Baja California Norte, México.
A. chenopodii arcuatus (Rehn, 1902). California, Estados Unidos a Baja California Norte, México.
A. fratercula (Hebard, 1919). California, Estados Unidos a Baja California Norte, México.
A. fuscipes (Scudder, 1897). California, Estados Unidos a Baja California Norte, México.
A. rotundipennis (Wallace, 1955). Nuevo México, Estados Unidos al norte de México.
A. tenuipennis (Scudder, 1897). Arizona, Estados Unidos al norte de México.
A. turnbulli turnbulli (Thomas, 1872). Norte de Canadá al norte de México.
Agroecotettix (Brunner, 1908)
A. modestus aristus (Hebard, 1922). Texas, Estados Unidos y norte de México.
A. m. crypsidomus (Hebard, 1922). Texas, Estados Unidos y norte de México.
A. m. modestus (Brunner, 1908). Villa Lerdo, Durango, México.
Aidemona (Brunner, 1893)
A. alticola (Roberts, 1947). Cuernavaca, Morelos, México.
A. azteca amrami (Roberts, 1947). San Martín y Santa Rosa, Chiapas, México.
A. a. azteca (Saussure, 1861). México.
- A. sonora* (Roberts, 1947). Álamos, Sonora, México.
Aztecacris (Roberts, 1947)
A. gloriosus (Hebard, 1935). California, Estados Unidos a México.
A. laevis (Rehn, 1900). Distrito Federal, México.
A. variabilis (Rehn, 1904). Guadalajara, Jalisco, México.
Barytettix (Scudder, 1897)
B. c. contilus (Cohn y Cantrall, 1974). Culiacán, Sinaloa, México.
B. c. discranatus (Cohn y Cantrall, 1974). Culiacán, Sinaloa, México.
B. c. hiscatus (Cohn y Cantrall, 1974). Culiacán, Sinaloa, México.
B. c. similis (Cohn y Cantrall, 1974). Culiacán, Sinaloa, México.
B. c. tectatus (Cohn y Cantrall, 1974). Culiacán, Sinaloa, México.
B. humphreysii cochisei (Gurney, 1951). Arizona, Estados Unidos a Culiacán y Sinaloa, México.
B. h. humphreysii (Thomas, 1875). Arizona, Nuevo México y México.
B. nigrofasciatus (Cohn y Cantrall, 1974). Culiacán, Sinaloa, México.
B. paloviridis (Cohn y Cantrall, 1974). Culiacán, Sinaloa, México.
B. poecila (Hebard, 1925). Sinaloa, México.
B. psolus (Cohn y Cantrall, 1974). Culiacán, Sinaloa, México.
B. terminalis (Cohn y Cantrall, 1974). Jalisco, México.
B. tridens (Cohn y Cantrall, 1974). Sinaloa, México.
Campylacantha (Scudder, 1897)
C. acutipennis (Scudder, 1875). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
C. lamprotata (Rehn y Hebard, 1909). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
C. olivacea olivacea (Scudder, 1875). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
C. olivacea similis (Scudder, 1897). Lerdo, Durango, México.
C. vegana (Scudder & Cockerell, 1902). Nuevo México, Estados Unidos a noreste de México.
C. vivax (Scudder, 1876). Nuevo México, Estados Unidos a noreste de México.
Cephalotettix (Scudder, 1897)
C. pilosus (Stål, 1878). Veracruz, México.
Chibchacris (Hebard, 1923)
C. bistrigata (Scudder, 1897). San Luis Potosí, México.
Conalcaea (Scudder, 1897)
C. cantrally (Gurney, 1951). Arizona, Nuevo México, Estados Unidos y México.
C. huachucana huachucana (Rehn, 1907). Arizona, Nuevo México, Estados Unidos y México.
C. h. coyoterae (Hebard, 1922). Arizona, Nuevo México, Estados Unidos y México.
C. miguelitana (Scudder, 1897). Sierra de San Miguelito, San Luis Potosí, México.
C. truncatipennis (Scudder, 1897). Arizona, Nuevo México, Estados Unidos y México.
Dactylotum (Charpentier, 1843)
D. b. bicolor (Charpentier, 1843). Sur de Estados Unidos a norte de México.
D. b. variegatum (Scudder, 1879). Arizona, Estados Unidos a norte de México.
Dasyscirtus (Brunner, 1908)
D. hirsutus (Hebard, 1935). Chilapa, Guerrero, México.
D. olivaceus (Brunner, 1908). Cuernavaca, Morelos, México.
Dichroplus (Stål, 1873)
D. notatus (Brunner, 1908). Sur de México.
Hesperotettix
H. viridis pratensis (Scudder, 1897). Texas, Estados Unidos y

norte de México.

H. v. viridis (Thomas, 1832). Centro de Estados Unidos al centro de México.

Melanoplus (Stål, 1873)

M. aridus (Scudder, 1879). Arizona, Estados Unidos al norte de México.

M. arizonae (Scudder, 1879). Centro de Estados Unidos (Kansas Utah y Colorado) hasta México.

M. bakeri (Hebard, 1932). Distrito Federal, México.

M. bispinosus (Scudder, 1897). Texas, Estados Unidos y norte de México.

M. bivittatus (Say, 1825). Canadá a México.

M. bowditchi bowditchi (Scudder, 1879). Norte de México (Sonora y Chihuahua).

M. cancri (Scudder, 1879). Baja California, México.

M. chircakhuae (Hebard, 1922). Arizona, Estados Unidos al norte de México.

M. desultorius desultorius (Rehn, 1907). Arizona, Nuevo México, Estados Unidos y Sonora, México.

M. d. insignis (Hebard, 1917). Sonora, México.

M. devastator conspicuus (Scudder, 1897). Baja California Norte, México.

M. differentialis differentialis (Thomas, 1865). Sur de Estados Unidos y norte de México.

M. discolor (Scudder, 1879). Coahuila, México.

M. femurrubrum (De Geer, 1773). Noreste de Estados Unidos a México.

M. flavidus (Scudder, 1897). San Luis Potosí, México.

M. geniculatus (Scudder, 1897). México.

M. gladstoni (Scudder, 1897). Canadá a México.

M. glaucipes (Scudder, 1875). Colorado y Kansas hasta Durango, México.

M. herbaceus (Brunner, 1893). Canadá a Texas y el sur de México.

M. lakinus (Scudder, 1879). Norte y centro de México.

M. littoralis (Roberts, 1942). Veracruz, México.

M. meridae (Roberts, 1942). Mérida, Yucatán, México.

M. meridionalis (Scudder, 1897). San Luis Potosí, México.

M. mexicanus (Saussure, 1861). Córdoba, México.

M. nitidus (Scudder, 1897). Jalisco, México.

M. reflexus (Scudder, 1897). Ciudad del Maíz, San Luis Potosí, México.

M. regalis (Dodge, 1876). Centro y sur de Estados Unidos al norte de México.

M. sanguinipes sanguinipes (Fabricius, 1798). Estados Unidos, excepto Florida y la costa de California alcanzando a México.

M. scitulus (Scudder, 1897). San Luis Potosí, México.

M. sumichrasti sumichrasti (Saussure, 1861). México.

M. s. vincinulus (Roberts, 1942). Hidalgo, México.

M. thomasi (Scudder, 1897). Sureste de Arizona, Texas y sur de México.

M. torridus (Roberts, 1947). Tamaulipas, México.

Necaxacris (Roberts, 1939).

N. micans (Hebard, 1932). Necaxa, Puebla, México.

N. moctezumae (Roberts, 1975). Tamazunchale, San Luis Potosí, México.

Netrosoma (Scudder, 1897)

N. fusiformis (Scudder, 1897). Chihuahua, México.

N. nigropleuda (Scudder, 1897). Durango, México.

N. rubricorne (Roberts, 1947). Puebla, México.

N. xanthops (Roberts, 1947). Hidalgo, México.

Oedomerus (Brunner, 1907)

O. corallipes (Brunner, 1908). San José del Cabo, Baja California, México.

O. nigropleurus (Brunner, 1908). Cabo San Lucas, Baja California, México.

Pedies

P. variabilis (Scudder, 1897). Distrito Federal, México.

P. viriscens (Saussure, 1861). Orizaba, México.

Perixerus (Gerstaecker, 1873)

P. laevis (Rehn, 1900). Distrito Federal, México.

P. squamipennis (Gerstaecker, 1873). México.

P. variabilis (Rehn, 1904). Guadalajara, Jalisco, México.

Phaedrotettix (Scudder, 1897)

P. angustipennis (Scudder, 1897). San Luis Potosí, México.

P. annulicornis (Hebard, 1932). Córdoba, Veracruz, México.

P. bilineatus (Descamps, 1975). Veracruz, México.

P. bistrigatus (Scudder, 1897). San Luis Potosí, México.

P. coloradus (Hebard, 1932). Necaxa, Puebla, México.

P. dumicola (Scudder, 1879). Texas, Estados Unidos y norte de México.

P. gracilis (Brunner, 1908). Tampico, Tamaulipas, México.

P. litus (Hebard, 1917). Ciudad Victoria, Tamaulipas, México.

P. valgus (Scudder, 1897). Sierra Nola, Tamaulipas, México.

Phaulotettix (Scudder, 1897)

P. compressus (Scudder, 1897). Monclova, Coahuila, México.

P. eurycerus (Hebard, 1918). Sur de Texas al norte de México.

Philocleon (Scudder, 1897)

P. anomalus (Roberts, 1941). Guerrero, México.

P. n. nigrovittatus (Stål, 1875). México.

P. n. spatulatus (Roberts, 1947). Morelia, Michoacán, México.

P. scudderi (Hebard, 1932). Camacho, Zacatecas, México.

Phoetaliotes (Scudder, 1897)

P. nebrascensis (Thomas, 1872). Nebraska, Estados Unidos a México.

Poecilotettix (Scudder, 1897)

P. pantherinus (Walker, 1870). Centro de Arizona, Nuevo México y Sonora, México.

Psilotettix (Brunner, 1907–08)

P. obesus (Brunner, 1908). Sierra Laguna, Baja California, México.

Rhabdotettix (Scudder, 1897).

R. palmeri (Scudder, 1897). Coahuila, México.

Sinaloa (Scudder, 1897)

S. behrensi (Scudder, 1897). Tepic, Jalisco, México.

S. nitida (Scudder, 1897). Tepic, Jalisco, México.

S. peninsulae (Scudder, 1897). San José del Cabo, Baja California, México.

S. pulchella (Hebard, 1925). Sinaloa, México.

Oedipodinae

Anconia (Scudder, 1876)

A. hebardei (Rehn, 1919). Nuevo México y Texas al centro de México.

Agymnastus (Scudder, 1897)

A. ingens (Saussure, 1877). California, Estados Unidos a Baja California, México.

A. venerabilis (Rentz, 1978). California, Estados Unidos a Baja California, Norte México.

Arphia (Stål, 1873)

A. behrensi (Saussure, 1874). California, Estados Unidos a Baja California, México.

A. conspersa (Scudder, 1875). Centro de México a Alaska.

A. nietana (Saussure, 1861). Oaxaca a Durango, México.

A. novissima (Otte, 1984). Álamos, Sonora, México (solo dos machos recolectados).

A. pecos (Otte, 1984). Noreste de México al sur y suroeste de Texas.

A. pseudonietana (Thomas, 1870). Suroeste de México a Canadá.

A. pulchripennis (Brunner, 1905). California, Estados Unidos a Baja California, México.

A. ramona (Rehn, 1902). California, Estados Unidos a Baja California, México.

A. robertsi (Otte, 1984). Recolectado solo en Zitácuaro, Michoacán, México.

A. saussureana (Brunner, 1890). California, Estados Unidos a Baja California, México.

A. secreta (Otte, 1984). Coahuila, México (solo un macho recolectado)

A. simplex (Scudder, 1875). Región centroeste de México hasta Dakota del Sur.

A. townsendi (Brunner, 1905). Recolectada solo en colonia García, Chihuahua, México.

A. xanthoptera (Burmeister, 1838). Este de Estados Unidos al noreste de México.

Camnula (Stål, 1873)

C. pellucida (Scudder, 1862). California, Estados Unidos a Baja California.

Chimarocephala (Scudder, 1875)

C. elongata (Rentz, 1977). California, Estados Unidos a Baja California, México.

C. pacifica (Thomas, 1873). California, Estados Unidos a Baja California Sur, México.

Chortophaga (Saussure, 1884)

C. mendocino (Rentz, 1977). California, Estados Unidos a Baja California, México.

C. viridifasciata (De Geer, 1773). Sur de Canadá hasta Guatemala.

Circotettix (Scudder, 1876)

C. coconino (Rehn, 1921). Arizona, Estados Unidos a norte de México.

C. rabula (Rehn y Hebard, 1906). Nuevo México, Estados Unidos a norte de México.

C. shastanus (Brunner, 1889). California, Estados Unidos a Baja California, México.

C. stenometopus (Strohecker y Buxton, 1963). California, Estados Unidos a Baja California, México.

Conozoa (Saussure, 1884)

C. carinata (Rehn, 1907). Baja California, México al suroeste de Estados Unidos.

C. clementina (Rentz y Weissman, 1981). California, Estados Unidos a norte de México.

C. rebellus (Saussure, 1888). Baja California Norte, México, desierto Mojave y valle central de California.

C. sulcifrons (Scudder, 1876). Baja California, México a British Columbia, Canadá.

C. texana (Brunner, 1889). Noreste de México, oeste de Estados Unidos a British Columbia, Canadá.

Cratypedes (Scudder, 1876)

C. lateritius (Saussure, 1884). California, Estados Unidos a Baja

California, México.

C. neglectus (Thomas, 1870). Nuevo México, Estados Unidos a Baja California, México.

Dissosteira (Scudder, 1876)

D. longipennis (Thomas, 1872). Noreste de México a Dakota.

D. pictipennis (Brunner, 1905). Baja California, México a Washington, Estados Unidos.

D. spurcata (Saussure, 1884). Baja California, México a Washington, Estados Unidos.

Derotmema (Scudder, 1876)

D. delicatulum (Scudder, 1900). Desierto Sonorense a Baja California, México.

D. haydeni (Thomas, 1872). Norte de Estados Unidos al noreste de México.

D. laticinctum (Scudder, 1900). Desierto Sonorense (desde el oeste de Texas al sureste de California y Nevada) y desierto Chihuahuense, México.

D. saussureanum (Scudder, 1900). Sur de California, Estados Unidos y Baja California, México.

Encoptolophus (Scudder, 1875)

E. californicus (Brunner, 1905). California, Estados Unidos a Baja California, México.

E. costalis (Scudder, 1862). Centro de México al sur de Canadá.

E. fuliginosus (Brunner, 1905). Chihuahua a Oaxaca, México.

E. otomitus (Saussure, 1861). Centro de México.

E. pallidus (Brunner, 1893). Sureste de Nevada a Baja California, México.

E. robustus (Rehn y Hebard, 1909). California, Estados Unidos a Baja California, México.

E. subgracilis (Caudell, 1903). Centro de Estados Unidos, México a Honduras.

Eximacris (Otte, 1984)

E. superbum (Hebard, 1937). Texas, Estados Unidos y norte de México.

Hadrotettix (Scudder, 1876)

H. magnificus (Rehn, 1907). Sur de Estados Unidos al noreste de México.

H. nebulosus (Scudder, 1900). Sinaloa, México.

H. scotodes (Otte, 1984). Centro de México (Hidalgo a Durango).

H. trifasciatus (Say, 1828). Canadá a México.

Heliastus (Saussure, 1884)

H. aztecus (Saussure, 1884). Centro de México.

H. benjamini (Caudell, 1905). Sur de Estados Unidos al norte de México (Sonora, Chihuahua).

H. cirrhoides (Otte, 1984). Oaxaca, México (solo un macho recolectado en Huajuapán).

H. infrequens (Otte, 1984). Michoacán, México.

H. rubellus (Otte, 1984). Se habita en dos Estados de Michoacán y Guerrero, México.

H. subroseus (Caudell, 1904). Dunas costeras de Texas y Tamaulipas, México.

H. sumichrasti (Saussure, 1861). Sur de Texas, México, América Central, Venezuela y Colombia.

Hippiscus (Saussure, 1861)

H. ocelote (Saussure, 1861). Norte de Estados Unidos, región central y este de México a Nicaragua.

Hippopedon (Saussure, 1861)

H. capito (Stål, 1873). Sur de Colorado al centro de México.

H. gracilipes (Caudell, 1905). Sureste de Arizona y California,

- Estados Unidos a Sonora y Baja California Sur, México.
H. saltator (Saussure, 1861). Oaxaca, Michoacán, Guerrero y Jalisco, México.
Lactista (Saussure, 1884)
L. aztecus (Saussure, 1861). Centro de México al sur de Estados Unidos.
L. elota (Otte, 1984). Oeste de Sonora, México a Costa Rica.
L. gibbosus (Saussure, 1884). Arizona y California, Estados Unidos a Baja California Sur, México.
L. humilis (Hebard, 1932). Región centro oeste de México (Puebla, Guerrero y Morelos).
L. micrus (Hebard, 1932). Recolectada solo en Oaxaca, México.
L. pellepidus (Saussure, 1884). Península de Yucatán, México a Costa Rica.
L. punctatus (Stål, 1873). Este de México (Tamaulipas, San Luis Potosí y Veracruz).
L. stramineus (Erichson, 1848). Sureste de México a Colombia, Venezuela.
Leprus (Saussure, 1861)
L. elephas (Saussure, 1861). Noreste y centro de México.
L. intermedius (Saussure, 1884). Suroeste de Estados Unidos al noroeste de México.
L. wheeleri (Thomas, 1875). Norte de México al sur de Estados Unidos.
Leuronotina (Hebard, 1932)
L. obesa (Otte, 1984). Recolectada solo en Aguascalientes, México.
L. orizabae (Saussure, 1861). Centro oeste de México a Costa Rica.
L. philorites (Otte, 1984). Recolectada solo en las montañas de Durango, México.
L. ritensis (Rehn, 1912). Recolectada solo en el sur de Arizona y norte de Sonora, México.
Machaerocera (Saussure, 1859)
M. mexicana (Saussure, 1859). Sierras del este y noreste de México a Belice y Guatemala.
Mestobregma (Scudder, 1876)
M. platteti (Thomas, 1873). Noreste de México a Montana y Dakota, Estados Unidos.
M. terricolor (Rehn, 1919). Sur de Estados Unidos y noreste de México.
Microtes (Scudder, 1900)
M. helfreri (Strohecker, 1960). California, Estados Unidos a Baja California, México.
M. occidentalis (Brunner, 1893). California, Estados Unidos a Baja California, México.
M. pogonata (Strohecker, 1963). California, Estados Unidos a Baja California, México.
Pardalophora (Saussure, 1884)
P. phoenicoptera (Burmeister, 1838). Carolina del Sur, Estados Unidos al norte de México.
P. saussurei (Scudder, 1892). Noreste de México, Texas, Oklahoma y Kansas.
Psinidia (Stål, 1873)
P. amplicornis (Caudell, 1903). Texas, Estados Unidos y norte de México.
P. fenestralis (Serville, 1839). Texas, Estados Unidos y norte de México.
Shotwellia (Gurney, 1940)
S. isleta (Gurney, 1940). Nuevo México, Estados Unidos a Zacatecas, México.
- Spharagemon* (Scudder, 1875)
S. bolli (Scudder, 1875). Sureste de Canadá hasta el noreste de México.
S. bunitus (Otte, 1940). California, Estados Unidos a Baja California, México.
S. cristatum (Scudder, 1875). Noreste de México al norte de Kansas.
S. equale (Say, 1825). Suroeste de Canadá al noreste de México.
Tomonotus (Saussure, 1861)
T. ferruginosus (Brunner, 1905). Sureste de Arizona a Durango, México.
T. mexicanus (Saussure, 1861). Morelia, Michoacán y Guerrero, México.
Trachyrhachys (Scudder, 1876)
T. aspera (Scudder, 1876). Sur de Wyoming, Estados Unidos al centro de México.
T. coronata (Scudder, 1876). Sureste de Wyoming, Estados Unidos a Durango, México.
T. funeralis (Strohecker, 1945). Michoacán, México (Apatzingán y Capirio).
T. kiowa (Thomas, 1872). Suroeste de Canadá al sur de México.
Trepidulus (McNeill, 1901)
T. concinens (Otte, 1984). Baja California y Baja California Sur, México.
T. haydeni (Thomas). Estados Unidos (Excepto California y Washington) y norte de México.
T. penelope (Caudell, 1901). Arizona, Estados Unidos a noroeste de México.
T. rosaceus (Scudder, 1900). Suroeste de Estados Unidos y Baja California, México.
Trimerotropis (Stål, 1873)
T. albescens (McNeill, 1901). Baja California, México, California y oeste de Nevada, Estados Unidos.
T. aldeana (Rehn, 1940). California, Estados Unidos a Baja California, México.
T. arizonensis (Rehn, 1947). Norte de Sonora y oeste de Estados Unidos.
T. bernardi (Rentz & Weissman, 1984). California, Estados Unidos a Baja California, México.
T. bifasciata (Brunner, 1890). California, Estados Unidos a Baja California, México.
T. californica (Brunner, 1890). Oeste y sur de Estados Unidos al norte de México.
T. cincta (Thomas, 1870). Texas, Estados Unidos y norte de México.
T. cyaneipennis (Brunner, 1889). Norte de México, sur y oeste de Estados Unidos.
T. diversellus (Hebard, 1928). Baja California Norte, México al suroeste de Canadá.
T. fontana (Thomas, 1876). British Columbia, Canadá, oeste de Estados Unidos a Baja California, México.
T. infantilis (Rentz & Weissman, 1984). California, Estados Unidos a Baja California, México.
T. inyo (Rentz & Weissman, 1984). California, Estados Unidos a Baja California, México.
T. koebelei (Brunner, 1890). California, Estados Unidos a Baja California, México.
T. latifasciata (Scudder, 1880). Sur de Canadá, oeste y sur de Estados Unidos y noreste de México.
T. lauta (Scudder, 1910). Baja California, México.

- T. leucophaea* (Rentz y Weissman, 1984). California, Estados Unidos a Baja California, México.
- T. maritima* (Harris, 1841). Noreste de México y centroeste de Estados Unidos.
- T. melanoptera* (McNeill, 1901). Sur de Estados Unidos y noreste de México.
- T. modesta* (Brunner, 1890). Utah y Colorado hasta Nayarit y Michoacán, México.
- T. occidentalis* (Brunner, 1889). California, Estados Unidos a Baja California, México.
- T. occidentiloides* (Rentz & Weissman, 1981). California, Estados Unidos a Baja California, México.
- T. pacifica* (Brunner, 1889). California, Estados Unidos a Baja California Norte, México.
- T. pallidipennis* (Burmeister, 1838). Suroeste de Canadá al centro de Argentina.
- T. pistrinaria* (Saussure, 1884). Sur de Canadá hasta el centro de México.
- T. pseudofasciata* (Scudder, 1876). Oeste de Estados Unidos a Baja California Norte, México.
- T. salina* (Thomas, 1901). Nebraska al noreste de México.
- T. santabarbara* (Rentz y Weissman, 1981). California, Estados Unidos a Baja California, México.
- T. schaefferi* (Caudell, 1904). Dunas costales de Texas (Galveston) y la costa de Tamaulipas, México.
- T. thalassica* (Brunner, 1890). Baja California Norte, México y California, Estados Unidos.
- T. titusi* (Caudell, 1906). California, Estados Unidos a Baja California, México.
- T. tolteca* (Saussure, 1861). Centro de México.
- T. topanga* (Rentz and Weissman, 1981). Baja California Sur, México al sur de California, Estados Unidos.
- Tropidolophus* (Thomas, 1873)
- T. formosus* (Say, 1825). Centro y sur de Estados Unidos al norte de México.
- Xanthippus* (Saussure, 1884)
- X. corallipes* (Haldeman, 1852). Sur de México a suroeste de Canadá.
- X. olancha* (Caudell, 1921). California, Estados Unidos a Baja California Norte, México.
- Ommatolampinae**
- Abrascris*
- A. flavolineata* (De Geer, 1773). México.
- Chapulacris* (Descamps, 1975)
- C. albanica* (Descamps, 1773). Monte Albán, Oaxaca, México.
- C. palmicola* (Descamps, 1773). Oaxaca, México.
- Clematodes* (Sudder, 1900)
- C. larreae* (Cockerell, 1901). Nuevo México y Arizona, alcanzando el desierto de Chihuahua en México.
- C. vanduzeei vyuzeei* (Hebard, 1923). Baja California, México.
- Eucopiocera* (Brunner, 1908)
- E. rubipres* (Brunner, 1908). Guerrero, México.
- Halffterina* (Descamps, 1975)
- H. albosignata* (Descamps, 1975). Cerca de Villa Juárez, Puebla, México.
- H. furculata* (Descamps, 1975). Río Salto, San Luis Potosí, México.
- Microtylopteryx* (Rehn, 1905)
- M. chiapensis* (Rehn, 1955). Sierra Madre del Sur, Chiapas, México.
- Ommatolampis* (Burmeister, 1838)
- O. venusata* (Gerstaecker, 1873). México.
- Rhachicreagra* (Rehn, 1905)
- R. maya* (Jago & Rowell, 1961). México y Guatemala.
- R. mexicana* (Hebard, 1932). Cordoba, Veracruz, México.
- R. olmeca* (Jago & Rowell, 1981). Tabasco, México.
- Teinophaus* (Brunner, 1908)
- T. hodgei* (Shane, 1948). Chiapas, México.
- T. saussurei* (Brunner, 1908). Veracruz, México.
- Vilerna* (Stål, 1873)
- V. pygmaea* (Saussure, 1861). México.
- V. aeneoculata* (De Geer, 1773). México.
- Proctolabinae**
- Adelotettix* (Brunner, 1910)
- A. collacris* (Brunner, 1910). Yucatán, México.
- Leioscapheus* (Brunner, 1907)
- L. mexicanus* (Descamps, 1976). El Vergel, Chiapas, México.
- L. variegatus* (Brunner, 1908). Valladolid, Yucatán, México.
- Proctolabus* (Saussure, 1859)
- P. brachypterus* (Brunner, 1908). Jalisco, México.
- P. cerciatus* (Hebard, 1925). Villa Unión, Sinaloa, México.
- P. chiapensis* (Descamps, 1976). Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, México.
- P. diferens* (Marquez, 1962). Sur de México.
- P. edentatus* (Descamps, 1976). Sierra de Nayarit, Nayarit, México.
- P. gracilis* (Brunner, 1908). Amula, México.
- P. mexicanus* (Saussure, 1859). Toluca, México.
- P. oaxaca* (Descamps, 1976). Oaxaca (entre puerto Ángel y Oaxaca), México.
- Tela* (Hebard, 1932)
- T. annulicornis* (Brunner, 1908). Sureste de México a Guatemala.
- T. bolivari* (Descamps, 1976). Ocosingo, Chiapas, México.
- T. chlorosoma* (Hebard). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz, México.
- T. viridula* (Brunner, 1908). Teapa, Tabasco, México.
- Pyrgomorphidae**
- Orthacridinae**
- Calamacris* (Rehn, 1904)
- C. cledoni* (Rehn, 1904). Guadalajara, Jalisco, México.
- Ichthiacris* (Bolívar, 1905)
- I. aptera* (Hebard, 1932). Baja California, México.
- I. costulata* (Bolívar, 1905). Baja California, México.
- I. elongata* (Kevan Singh y Akbar, 1964). Sonora, México.
- I. (Ichthiacris)* (Kevan 1990)
- I. (I.) californica* (Bolívar, 1905). Baja California, México.
- I. (I.) parva* (Kevan, 1990). Baja California Norte, Isla Cedros, Bahía del Sur, México.
- I. (I.) rehni* (Bolívar, 1905). Baja California, México.
- I. (I.) spinifera* (Kevan, 1990). Baja California Sur, Arroyo de San Bartola, México.
- Sphenacris* (Bolívar, 1984)
- S. crassicornis* (Bolívar, 1984). México.
- Ichthyotettix* (Rehn, 1901)
- I. mexicanus* (Saussure, 1859). Centro y sur de México.
- Piscacris* (Kevan, 1964)
- P. affinis* (Kevan, Singh y Akbar, 1964). Cerro San Felipe, Oaxaca, México.
- P. robertsi* (Kevan, Singh y Akbar, 1964). Guerrero entre Omilteme y Amileca, México.
- Pyrgotettix* (Kevan, Singh y Akbar, 1964)

- P. pueblensis* (Kevan, Singh y Akbar, 1964). Oaxaca, Puebla, México.
- Sphenotettix* (Kevan Singh y Akbar, 1964)
- S. nobilis* (Kevan, Singh y Akbar, 1964). Hidalgo, México.
- Pyrgomorphinae**
- Prospheia* (Bolívar, 1984)
- P. scudderii* (Bolívar, 1984). Sureste de México a Guatemala.
- Sphenarium* (Charpentier, 1842)
- S. borrei* (Bolívar, 1984). Guanajuato, México.
- S. macrophallicum* (Kevan & Boyle, 1977). México.
- S. mexicanum histrio* (Gerstaecker, 1873). Michoacán a Chiapas, México.
- S. mexicanum mexicanum* (Saussure, 1859). México.
- S. purpurascens minimum* (Brunner, 1906). Jalapa, Veracruz, México.
- S. purpurascens purpurascens* (Charpentier, 1842). Centro y sur de México (Hidalgo, Michoacán, Querétaro, Veracruz, Guerrero, Chiapas y Oaxaca).
- S. rugosum* (Brunner, 1906). Cuernavaca, Morelos, México.
- S. variabile* (Kevan y Boyle, 1977). México.
- Romaleidae**
- Bactrophorinae**
- Cristobalina* (Rehn, 1938)
- C. sellata* (Rehn, 1938). Chiapas, México.
- Rhcnoderma* (Gerstaecker, 1889)
- R. basalis* (Brunner, 1907). Tehuantepec, México.
- Romaleinae**
- Abila* (Stål 1878)
- A. collacris* (Brunner, 1908). Yucatán, México.
- Brachystola* (Scudder, 1876)
- B. behrensi* (Scudder, 1877). Sinaloa, México.
- B. eiseni* (Brunner, 1904). Minnesota a México.
- B. magna* (Girard, 1854). Noreste de Texas al norte de México.
- B. mexicana* (Brunner, 1804). México.
- B. ponderosa* (Brunner, 1912). Guaymas, Sonora, México.
- Chromacris* (Walker, 1870)
- C. colorata* (Serville 1839). México.
- C. minuta* (Roberts y Carbonell, 1932). Acapulco, Guerrero, México.
- Cibotopteryx* (Rehn, 1905)
- C. rehni* (I Bolívar 1909). México y Guatemala.
- C. variegata* (Rehn, 1905). México a Costa Rica.
- Litoscirtus* (Brunner, 1907)
- L. insularis* (Brunner, 1907). Baja California, México.
- L. platynotus* (Lightfoot y Weissman, 1990). Baja California, México.
- Phaeoparia* (Stål 1873).
- P. compressus* (Scudder, 1875). Monclova, Coahuila, México.
- Phrynotettix* (Glover, 1972)
- P. robertsi robertsi* (Rehn y Grant, 1959). México.
- P. r. absonus* (Rehn & Grant, 1959). México.
- P. robustus occultus* (Rehn & Grant, 1959). Texas, Estados Unidos a norte de México.
- P. t. tshivavensis* (Haldeman 1852). Chihuahua, México.
- Procolpia* (Stål, 1873)
- P. inclarata* (Walker, 1870). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz, México.
- Taeniopoda* (Stål, 1873)
- T. auricornis* (Walker, 1870). Estados de Oaxaca, Veracruz, Tamaulipas e Hidalgo, México.
- T. bicristata* (Brunner, 1907). Matamoros, Puebla, México.
- T. centurio* (Drury, 1773). México a Honduras.
- T. citricornis* (Brunner, 1907). Guerrero, México.
- T. eques* (Burmeister, 1938). Arizona a Costa Rica.
- T. gutturosa* (Bolivar, 1901). Sureste de México a Guatemala.
- T. obscura* (Brunner, 1907). Yucatán, México.
- T. picticornis* (Walker, 1870). Oaxaca, México.
- T. stali* (Brunner, 1907). Puebla, Oaxaca, Cuernavaca - Morelos, México.
- T. tamaulipensis* (Rehn, 1904). Norte de México (Nuevo León, Tamaulipas y Coahuila).
- T. varipennis* (Rehn, 1905). Guerrero, México.
- Titanacris* (Scudder, 1869)
- T. olfersii* (Burmeister, 1838). México.
- T. velasquezi* (Nieto, 1857). Córdoba, Veracruz, México.
- Tytthotyle* (Scudder, 1897).
- T. maculata* (Brunner, 1880). California, Estados Unidos a norte de México.
- T. mexicanus* (Brunner, 1906). Yucatán, México.
- Eumastacoidea**
- Eumastacidae**
- Episactinae**
- Episactus* (Burr, 1899)
- E. brunneri* (Burr, 1899). Sureste de México y Guatemala.
- E. eremites* (Rehn, 1934). San Cristóbal de las Casas, Chiapas, México.
- Gymnotettix* (Brunner, 1901)
- G. occidentales* (Brunner, 1901). Quintana Roo, México y Belice.
- Mayamastax* (Uvarov, 1940).
- M. carbonarius* (Descamps, 1974). Sureste de México y Guatemala.
- M. maya amrami* (Rehn and Rehn, 1934). Sureste de México y Guatemala.
- M. m. maya* (Rehn y Rehn, 1934). Tuxtla, Gutiérrez, México.
- Teicophris* (Brunner, 1900-09)
- T. bolivari* (Descamps, 1976). Guerrero, México.
- T. californiae* (Descamps, 1976). Baja California, México.
- T. fastigiata* (Descamps, 1976). Guerrero, México.
- T. fusiformis* (Brunner, 1901). Cabo, San Lucas, Baja California Sur, México.
- T. halfferi* (Bolívar, Pieltain y Coronado 1955). Salina Cruz, Oaxaca, México.
- T. inopinata* (Rehn, y Rehn,). Puebla, México.
- T. pinai*. (Bolívar, Pielyain y Coronado 1955). Oaxaca, México.
- T. robertsi* (Rehn, y Rehn, 1939). Acapulco, Guerrero, México.
- T. strigilecula* (Rehn, y Rehn, 1939). Oaxaca, Oaxaca, México.
- Eumastacinae**
- Eumorsea* (Hebard, 1935)
- E. balli* (Hebard, 1935). Coahuila, México.
- E. pinaleno* (Rehn & Grant, 1959). Norte de México.
- E. truncaticeps* (Descamps, 1984). Baja California, México.
- Morsea* (Scudder, 1898)
- M. californica* (Scudder, 1898). Baja California, México.
- M. catalinae* (Rantz & Weissman, 1981). Baja California, México.
- M. dumicola* (Rehn, y Hebard, 1918). Norte de México.
- M. islandica* (Rantz y Weissman, 1981). Baja California, México.
- M. kaibabensis* (Rehn y Grant, 1958). Norte de México.
- M. tamalpaisensis* (Rehn y Hebard, 1909). Baja California, México.
- Psychomastax* (Rehn y Hebard, 1918)
- P. deserticola* (Hebard, 1934). Baja California, México.
- P. inyo* (Rehn y Grant, 1959). Baja California, México.
- P. psylla* (Rehn y Hebard, 1918). Baja California Norte, México.
- Pneumoroidea**

Tanaoceridae*Tanaocerus* (Brunner, 1906)*T. rugosus* (Hebard, 1931). México.**Xyronotidae***Axyronotus* (Dirsh, 1979)*A. cantralli* (Dirsh, 1976). México.*Xyronotus* (I. Bolívar)*X. aztecas* (Bolívar, 1884). Orizaba, Puebla, México.*X. cohni* (Dirsh, 1979). México.*X. hubbelli* (Dirsh, 1979). México.**Tetrigoidea****Tetrigidae****Batrachideinae***Tetrigidea* (Scudder, 1862)*T. australis* (Hancock, 1900). Cuernavaca, Morelos, México.*T. bruneri* (Morse, 1900). México.*T. chichimeca* (Saussure, 1861). México.*T. guatemalteca* (I. Bolívar,). Sur de México y Guatemala.*T. mexicana* (Hancock, 1915). Orizaba, México.*T. nicaraguae nicaraguae* (Brunner, 1895). Jalapa, Veracruz, México.*T. nigra* (Morse, 1900). Guerrero, México.*T. plagiata* (Morse, 1900). Guerrero, México.*T. spicatoides* (Hebard, 1932). Veracruz, México.*T. tecta* (Morse, 1900). Durango, México.**Metrodorinae***Crimisodis* (Hebard, 1932)*C. undulatum* (Hebard, 1932). Veracruz, México.**Tetriginae***Nomotettix* (Morse, 1902)*N. saussurei* (I. Bolívar, 1903). Orizaba, México.*Ochetotettix* (Morse, 1900)*O. barretti* (Hancock, 1899). Distrito Federal, México.*Telmatettix* (Hancock, 1902)*T. aztecus* (Saussure, 1861). Guerrero, México.*T. mexicanus* (Saussure, 1861). Tampico, Tamaulipas, México.*T. siniatus* (Morse, 1900). Guanajuato, México.*T. toltecus* (Saussure, 1861). Arizona, Estados Unidos al centro de México.**Tridactyloidea****Tridactylidae****Ripipteryginae***Mirhipipteryx* (Gunther, 1969)*M. pronotumpunctata* (Gunther, 1969). Veracruz, México.*M. pulicaria pulicaria* (Saussure, 1896). Teapa, Tabasco, México.*Ripipteryx* (Newman, 1834)*R. mediolineata* (Gunther, 1969). Jalisco, México.*R. mexicana* (Saussure, 1859). Veracruz y Oaxaca, México.*R. saussurei* (Gunther, 1969). Morelos, México.*R. scrofulosa* (Saussure, 1896). Guerrero, México.*R. tricolor* (Saussure, 1869). Teapa, Tabasco, México.**Tridactyinae***Ellipes* (Scudder, 1902)*E. californicus* (Gunther, 1985). México.*E. minutus histrionicus* (Saussure, 1896). Teapa, Tabasco, México.*Neotridactylus* (Gunther, 1972)*N. cantralli* (Gunther, 1976). Chiapas, México.**Tettigonioidae****Anostostomatidae****Anostostomatinae***Anabropsis* (Rehn, 1901)*A. mexicanus* (Saussure, 1859). México.*Cnemotettix* (Caudell 1916)*C. miniatus* (Rentz, 1973). Tijuana, México.*Glaphyrosoma* (Brunner, 1888)*G. bruneri* (Cockerell 1913). Sureste de México a Guatemala.*G. gracile* (Brunner, 1888). México.*G. mexicanum* (Saussure, 1859). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz, México.*G. nodulosus* (Brunner, 1888). Texas, Estados Unidos y noreste de México.*Lutosa* (Walker, 1869)*L. azteca* (Saussure & Pictet 1897). México.*L. obliqua* (Walker, 1869). México.**Gryllacrididae****Gryllacridinae***Abelona* (Karny 1937)*A. gracile* (Brunner, 1888). México.**Rhaphidophoridae****Ceuthophilinae***Anargyrtes* (Hubbell, 1867)*A. annulata* (Bilimek, 1867). Gruta de Cacahuamilpa, México.*A. bolivari* (Hubbell, 1972). Morelos, México.*Argyrtes* (Saussure y Pictet, 1897)*A. aztecus* (Saussure & Pictet, 1897). Veracruz, México.*A. macropus* (Rehn, 1904). Guadalajara, México.*A. maculatus* (Strohecker, 1945). Michoacán, México.*A. mexicana* (Saussure y Pictet, 1897). Amula, Guerrero, México.*Ceuthophilus* (Scudder, 1862)*C. genicularis* (Saussure y Pictet, 1897). Durango, México.*C. latipes* (Scudder, 1894). Sierra de San Miguelito, San Luis Potosí, México.*C. variegatus* (Scudder, 1894). Matamoros, Tamaulipas, México.*Daihinia* (Haldeman 1850)*D. mexicana* (Saussure, 1859). Veracruz, México.*Exochodrilus* (Rehn, 1972)*E. forcipatus* (Hubbell, 1972). Tamaulipas, México.*E. caelisticus* (Hubbell, 1972). Tamaulipas, México.*Leptargyrtes* (Hubbell, 1972)*L. boneti* (Hubbell, 1972). Sotano de camposantos, Querétaro, México.*L. tejamanilae* (Hubbell, 1972). Cueva del Puerto del León, Querétaro, México.*Pristoceuthophilus* (Rehn, 1903)*P. pedanus* (Strohecker, 1945). Michoacán, México.*P. rhoadsi* (Rehn, 1903). Uruapan, Michoacán, México.**Stenopelmatidae****Stenopelmatinae***Stenopelmatopterus* (Gorochoy, 1988)*S. sallei* (Saussure, 1859). México.*S. sartorianus* (Saussure, 1859). Chiapas, México.*S. sumichrasti* (Saussure, 1859). Veracruz, México.*Stenopelmatus* (Burmeister, 1838)*S. calcaratus* (Griffini, 1893). México.*S. fuscus* (Haldeman, 1852). Durango, México.*S. histrio* (Brunner, 1859). Orizaba, México.*S. lessonae* (Griffini, 1893). México.*S. lycosoides* (Walter 1869). México.*S. minor* (Saussure, 1859). Córdoba Veracruz, México.

- S. niети* (Saussure, 1859). Córdoba Veracruz, México.
S. pictus (Scudder, 1899). Orizaba, México.
S. talpa (Burmeister, 1838). México.
S. toltecus (Saussure, 1861). Orizaba, México.
Viscainopelmatus (Tinkham 1970)
V. davewerneri (Tinkham 1974). Laguna Manuela, México.
- Tettigoniidae**
Conocephalinae
Caulopsis (Redtenbacher, 1891)
C. cuspidata (Scudder, 1878). México, Cuba, Costa Rica y Nicaragua.
Conocephalus (Thunberg, 1815)
C. (C.) (Thunberg, 1815)
C. (C.) cinereus (Thunberg, 1815). Sureste de Estados Unidos (Florida) a Guatemala y Costa Rica.
C. (C.) magdalenae (Naskrecki, sp. n.). América Central (Guatemala, Nicaragua, Costa Rica) y México (Jalisco, Veracruz y Oaxaca).
C. (C.) fasciatus (De Geer, 1773). México (Tuxpan, Veracruz).
C. (C.) ictus (Scudder, 1875). México, Guatemala, Nicaragua y Costa Rica.
C. (C.) resacensis (Rehn y Hebard, 1915). Texas, Estados Unidos y norte de México.
C. (C.) resinus (Saussure y Pictet, 1898). México, Orizaba.
C. (C.) strictus (Scudder, 1875). Texas, Estados Unidos y norte de México.
Erioloides (Hebard, 1927)
E. brevipennis (Redtenbacher, 1891). Sur de México a Costa Rica.
E. consobrinum (Pictet y Saussure, 1898). Sur de México a Costa Rica.
E. longinoi (Naskrecki y Cohn, 2000. n. sp.). México a Costa Rica.
E. longipennis (Redtenbacher, 1891). Sur de México a Costa Rica.
E. mexicanum (Saussure, 1859). México.
Eriolus (Bolívar, 1888)
E. brevipennis (Redtenbacher, 1891). Sureste de México a Guatemala.
E. falcatus (Saussure, 1898). Sureste de México a Guatemala.
E. spiniger (Redtenbacher, 1891). Sureste de México.
Moncheca (Walker, 1869)
M. pretiosa (Walker, 1869). México, Guatemala, Honduras, Belice y Costa Rica.
Neoconocephalus (Karny 1907)
N. aries (Scudder, 1878). México.
N. affinis (Palisot-Beauvois, 1805). Noreste del Estado de Puebla y Veracruz, México.
N. clausus (Scudder, 1878). Veracruz, México a Costa Rica y Colombia.
N. crepitans (Scudder, 1862). Texas y noreste de México.
N. gladiator (Redtenbacher, 1891). México.
N. laticeps (Redtenbacher, 1891). México a Colombia.
N. necessarius (Redtenbacher, 1891). México.
N. prasinus (Redtenbacher, 1898). Noreste del Estado de Puebla y Veracruz, México.
N. triops (Linnaeus, 1758). California, Estados Unidos a Perú.
Pluviasilva (Naskrecki, gen. n.)
P. mexicana (Naskrecki, 2000, sp. n.). Veracruz y Chiapas, México.
Pyrgocorypha (Stål, 1873)
P. hamaca (Scudder, 1879). Sureste de México a Guatemala.
P. affinis (Karny, 1907). México.
P. rogersi (Saussure, 1898). Norte de México a Costa Rica.
- P. sallei* (Saussure, 1859). Puebla y Veracruz, México.
P. uncinata (Harris, 1841). Sureste de Estados Unidos a Puebla y Veracruz, México.
Orchelimum (Serville 1839).
O. bullatum (Rehn y Hebard, 1915). Texas, Estados Unidos y norte de México.
O. calcaratum (Rehn y Hebard, 1915). Texas, Estados Unidos y norte de México.
O. fraternum (Rehn y Hebard, 1915). México a Costa Rica.
O. nigripes (Scudder, 1875). Texas, Estados Unidos y norte de México.
O. unispina (Saussure y Pictet, 1898). Jalisco y Orizaba, México.
- Listroscelinae**
Neobarrettia (Rehn 1901)
N. bambalio (Cohn, 1965). San Luis Potosí, México.
N. cremnobates (Cohn, 1965). Guadalajara, Jalisco, México.
N. hakippah (Cohn, 1965). Sinaloa, México.
N. imperfecta (Rehn, 1901). Guerrero, Michoacán y Puebla, México.
N. pulchella (Tinkham 1944). Norte de México (Tamaulipas, Nuevo León y San Luis Potosí)
N. sinaloae (Rehn, 1920). Oeste de México en Sinaloa.
N. spinosa (Caudell, 1907). Sureste de Texas al noreste de México.
N. vannifera (Cohn, 1965). Norte de México (Tamaulipas).
N. victoriae (Caudell, 1907). Kansas y Oklahoma, Estados Unidos al noreste de México principalmente en Tamaulipas, Nuevo León y San Luis Potosí.
Phlugis (Stål, 1860)
P. chrysopa (Bolívar, 1888). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz, México.
P. teres (De Geer, 1773). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz, México.
- Phaneropterinae**
Aegimia (Stål, 1874)
A. cultrifera (Stål, 1874). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz, México.
Amblycorypha (Stål, 1873)
A. guatemala (Saussure y Pictet, 1897). Sureste de México y Guatemala.
A. huasteca (Saussure, 1859). San Luis Potosí y Tampico, México.
A. insolita (Rehn y Hebard, 1914). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
A. p. parvipennis (Stål, 1876). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
A. tepaneca (Saussure y Pictet, 1897). México.
A. uhleri (Stål, 1876). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
Anaulocomera (Stål, 1873)
A. acutangulata (Márquez, 1965). México.
A. crassicerca (Marquéz 1965). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz, México.
A. denticauda (Saussure y Pictet, 1897). Yucatán, México.
A. laticauda (Brunner, 1878). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz, México.
A. oaxacae (Hebard, 1932). Almoloyas, Oaxaca, México.
A. reticauda (Saussure y Pictet, 1897). Acapulco, Guerrero, México.
Anisotochra (Karsch, 1888)
A. fuscifrons (Brunner, 1878). México.
Apoballa (Brunner, 1878)
A. errabunda (Brunner, 1878). México.
Apocerycta (Brunner, 1878)
A. incommoda (Brunner, 1878). México.

- Arethaea* (Stål, 1876)
- A. ambulator* (Hebard, 1936). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
- A. arachnopyga* (Rehn, 1914). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
- A. carita* (Scudder, 1902). Nuevo México, Estados Unidos y norte de México.
- A. constricta comanche* (Hebard, 1936). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
- A. c. constricta* (Brunner, 1878). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
- A. coyotero* (Hebard, 1935). Arizona, Estados Unidos y norte de México.
- A. gracilipes cerciata* (Hebard, 1936). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
- A. g. gracilipes* (Thomas, 1870). Colorado, Estados Unidos y norte de México.
- A. g. papago* (Hebard, 1935). Arizona, Estados Unidos y norte de México.
- A. grallator* (Scudder, 1877). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
- A. insaroides* (Rehn, y Hebard, 1914). Coahuila, México.
- A. mescalero* (Hebard, 1936). Nuevo México, Estados Unidos y norte de México.
- A. phantasma* (Rehn, y Hebard, 1914). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
- A. polygmy* (Hebard, 1935). Arizona, Estados Unidos y norte de México.
- A. sellata* (Rehn, 1907). Arizona, Estados Unidos y norte de México.
- A. semialata* (Rehn y Hebard, 1914). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
- Brachyinsara* (Rehn y Hebard, 1914)
- B. hemiptera* (Hebard, 1939). California, Estados Unidos y Baja California, México.
- B. magdalenae* (Rehn y Hebard, 1914). Baja California, México.
- Ceraia* (Brunner, 1891)
- C. intermedia* (Márquez, 1957). Sur de México (sur de Veracruz)
- C. pristina* (Grant 1964). Sureste de México y Guatemala.
- C. tuxtlaensis* (Márquez, 1965). Mesa de San Diego, Puebla, México.
- Chloroscirtus* (Saussure y Pictet, 1897)
- C. discocercus* (Rehn, 1918). Sur de México a Costa Rica.
- C. forceps* (Saussure y Pictet, 1897). Sureste de México y Guatemala.
- C. forcipatus* (Brunner, 1878). Puebla, México.
- Ctenophlebia* (Stål, 1873)
- C. azteca* (Saussure y Pictet 1897). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz, México.
- Dichopetala* (Brunner, 1878)
- D. acambarensis* (Marquez & Mayaudon, 1958). Mezcala, Guerrero, México.
- Carydana* (Bolívar, 1918)
- C. catinata* (Rehn & Hebard, 1914). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
- C. caudelli* (Rehn, y Hebard, 1914). San Luis Potosí, México.
- C. chirura* (Strohecker, 1945). Noreste de México.
- C. cultricerca* (Strohecker, 1945). México.
- C. durangensis* (Rehn & Hebard, 1914). Estados Unidos al centro de México.
- C. emarginata* (Brunner, 1878). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
- C. falcata* (Rehn, y Hebard, 1914). Tepic, Jalisco y Guerrero, México.
- C. gladiator* (Rehn, y Hebard, 1914). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
- C. mexicana* (Brunner, 1978). Mezcala, Guerrero y Cuernavaca, Morelos. México.
- C. oreoeca* (Rehn, y Hebard, 1914). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
- C. pulchra* (Rehn, 1901). Río Cocula, Guerrero, México.
- C. poecila* (Hebard, 1932). Estados Unidos al norte de México.
- C. pollicifera* (Rehn & Hebard, 1914). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
- C. serrifera* (Rehn, y Hebard, 1914). Pedregal de San Ángel, Distrito Federal y Jalisco, México.
- C. tauriformis* (Rehn, y Hebard, 1914). Tepic, Nayarit y San Luis Potosí, México.
- C. tridactyla* (Rehn & Hebard, 1914). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz y Zacatecas, México.
- Dysonia* (White 1862)
- D. fuscifrons* (Brunner, 1878). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz, México.
- D. simplicipes* (Brunner, 1878). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz, México.
- Ectemna* (Brunner, 1878)
- E. mexicana* (Saussure y Pictet, 1897). Moctezuma, Veracruz, México.
- E. crenata* (Saussure y Pictet, 1897). Córdoba, México.
- Godmanella*
- G. vaginalis* (Saussure y Pictet, 1897). México.
- Insara* (Walker, 1869)
- I. abbreviata* (Brunner, 1878). Cuernavaca, México.
- I. apache* (Rehn, 1907). Arizona, Estados Unidos y norte de México.
- I. gracillima* (Brunner, 1878). Centro de México a Guatemala.
- I. intermedia* (Brunner, 1878). Córdoba, Veracruz, México.
- I. juniperi* (Hebard, 1935). Nuevo México, Estados Unidos y norte de México.
- I. lamellata* (Rehn, y Hebard, 1914). San José del Cabo, Baja California, México.
- I. phthisica* (Saussure, 1897). Temax, Yucatán, México.
- I. prasina* (Saussure y Pictet, 1897). Puebla y Veracruz, México.
- I. psaronota* (Hebard, 1923). Baja California, México.
- I. sinaloae* (Hebard, 1925). México.
- I. tolteca* (Saussure, 1859). Puebla y Veracruz, México.
- Ischyra* (Brunner, 1878)
- I. frutetorum* (Saussure y Pictet, 1898). Sureste de Guatemala a México.
- Itarissa* (Walker, 1869)
- I. c. costaricensis* (Rehn, 1917). México a Costa Rica.
- I. c. gracilior* (Hebard, 1926). México a Colombia.
- Markia* (White 1862)
- M. hystrix* (Westwood, 1841). Sur de México a Colombia y Brasil.
- M. longivertex* (Márquez, 1862). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz, México.
- M. major* (Brunner, 1878). Sur de México a Colombia y Brasil.
- Microcentrum* (Scudder, 1862)
- M. aztecum* (Saussure, 1859). México.
- M. martinicum* (Saussure y Pictet, 1898) Nordeste del Estado de Puebla y Veracruz, México.

- M. minus* (Strohecker, 1953). Hidalgo, Texas, Estados Unidos y noreste de México.
- M. otomium* (Saussure, 1859). Córdoba, México.
- M. retinerve* (Burmeister 1838). Norte de Carolina, Estados Unidos a Puebla y Veracruz, México.
- M. rhombifolium* (Saussure, 1859). Nordeste del Estado de Puebla y Veracruz, México.
- M. simplex* (Hebard, 1932). Puebla, México.
- M. stylatum* (Hebard, 1932). Veracruz y Puebla, México.
- M. suave* (Hebard, 1923). Mazatlán, Sinaloa, México.
- M. syntechmoides* (Rehn, 1903). Cuernavaca, Morelos, México.
- M. thoracicum* (Serville, 1831). México a Costa Rica.
- M. totonacum* (Saussure, 1859). Puebla, México.
- Montezumina* (Hebard, 1925)
- M. azteca* (Nickle 1984). Colima, México.
- M. cantralli* (Nickle 1984). Chiapas, México.
- M. cohnorum* (Nickle 1984). Oaxaca, México.
- M. enigmata* (Nickle 1984). Lago de Calamaco, Veracruz, México.
- M. hubbelli* (Nickle 1984). Vergel, Chiapas, México.
- M. intermedia* (Nickle 1984). Acapulco, Guerrero, México.
- M. lamicerca* (Nickle 1984). Isla Mujeres, Quintana Roo, México.
- M. longistyle* (Marquéz 1966). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz, México.
- M. oaxaca* (Nickle 1984). Tapanatepec, Oaxaca, México.
- M. oblongoculata* (Brunner, 1878). Oaxaca, Guerrero y Veracruz, México.
- M. ocularis* (Saussure y Pictet, 1898). Teapa, Tabasco, México.
- M. oridiopita* (Nickle 1984). Quintana Roo, México.
- M. oridiops* (Saussure y Pictet, 1898). Acapulco, Guerrero, México.
- M. sinaloae* (Hebard, 1925). Sinaloa, México.
- Ligocatinus* (Rehn, 1901)
- L. latipennis* (Saussure y Pictet, 1897). México.
- Petaloptera* (Saussure, 1859)
- P. confusa* (Rehn, 1903). Veracruz, México.
- P. filia* (Brunner, 1878). México.
- P. zendala* (Saussure, 1859). Sur de México.
- Philophyllia* (Stål, 1873)
- P. guttulata* (Stål, 1873). Ciudad de México.
- Phrixa* (Stål, 1874)
- P. bidentata* (Rehn, 1903). Orizaba, Veracruz, México.
- P. carinata* (Hebard, 1932). Sierra de Nayarit, México.
- P. hoegii* (Saussure y Pictet, 1897). México.
- P. maya* (Saussure y Pictet, 1897). México.
- P. nasuta* (Stål, 1874). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz, México.
- P. puebla* (Hebard, 1932). Sierra de Zacapoaxtla, Puebla, México.
- P. schumanni* (Saussure y Pictet, 1897). México.
- P. sima* (Brunner, 1878). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz, México.
- Phylloptera* (Serville 1831)
- P. festae* (Griffini, 1896). México a Panamá.
- P. maculosa* (Burmeister, 1939). México a Brasil.
- P. pisifolia* (Saussure, 1859). Córdoba, Veracruz, México.
- P. (Diplophyllus)* (Saussure, 1859).
- P. (D.) mexicanus* (Brunner, 1878). México.
- P. (D.) oblongoculatus* (Brunner, 1878). México a Costa Rica.
- P. (D.) ocularis* (Saussure y Pictet, 1898). México.
- P. (D.) opacus* (Brunner, 1878). México.
- P. (D.) rugulosus* (Brunner, 1878). México, Cuba.
- P. (D.) tenellus* (Brunner, 1878). Buenavista, México.
- Proviadana* (Hebard, 1933)
- P. paralita* (Marquéz 1966). Cerro El Vigía; Santiago Tuxtla, Veracruz. México.
- Pycnopalpa* (Serville 1839)
- P. bicordata* (Serville 1825). Centro de México a Brasil.
- P. morata* (Vignon 1930). México.
- Orophus* (Saussure, 1859)
- O. aztecus* (Saussure y Pictet, 1898). México.
- O. cribrosus* (Saussure y Pictet, 1898). México.
- O. otomius* (Saussure, 1859). México.
- Sagona* (Walker, 1869)
- S. mexicana* (Saussure, 1859). México.
- S. tessellata tessellata* (Saussure, 1861). Noreste de Puebla y Veracruz, México.
- Scudderia* (Stål, 1873)
- S. c. curvicauda* (De Geer, 1773). Noreste de Estados Unidos a Puebla y Veracruz, México.
- S. f. furcata* (Brunner, 1878). Texas, Estados Unidos y no-reste de México.
- S. f. furcifera* (Scudder, 1898). Medellín, Veracruz, México.
- S. f. sinaloae* (Habard 1932). Sinaloa, México.
- S. intermedia* (Marquéz, 1958). Mesa de San Diego, Puebla, México.
- S. mexicana* (Saussure, 1861). Cerro El Vigía; Santiago Tuxtla, Veracruz, México.
- S. paronae* (Griffini, 1896). México a Panamá.
- S. texensis* (Saussure y Pictet, 1897). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
- S. ungulata* (Scudder, 1898). Tepic, Nayarit, México.
- Steirodon* (Serville 1831)
- S. (Peucestes) championi* (Saussure y Pictet, 1898). Sureste de México y Guatemala.
- S. (P.) coronatus* (Stål, 1874). Córdoba, Veracruz, México.
- S. (P.) latipennis* (Saussure y Pictet, 1898). México.
- Stilpnochlora* (Stål, 1873)
- S. azteca* (Saussure, 1859). Centro y sur de la República Mexicana a América Central y América del Sur.
- S. quadrata* (Scudder, 1859). Centro y Sur de la República Mexicana a Ecuador.
- S. marginella* (Serville 1839). México, América Central y América del Sur.
- S. thoracica* (Serville 1831). Centro y Sur de la República Mexicana a América Central y América del Sur.
- Syntechna* (Brunner, 1878)
- S. tarasca* (Saussure, 1859). Centro de México.
- Turpilia* (Stal 1874)
- T. opaca* (Brunner, 1878). México.
- Turpiliodes* (Hebard, 1932)
- T. mexicana* (Brunner, 1978). Cerro El Vigía; Santiago Tuxtla, Veracruz y Oaxaca, México.
- Vellea* (Walker, 1869)
- V. mexicana* (Marquéz, 1858). Mesa de San Diego, Puebla y Veracruz, México.
- Pseudophyllinae**
- Anommatoptera* (Vignon 1923)
- A. hoegei* (Saussure y Pictet, 1898). Córdoba, México.
- A. ingens* (Vignon 1923). México.
- A. maculatopennis* (Brunner, 1895). México.
- A. maculifolia* (Berlese 1870). México.

- A. manifesta* (Vignon 1923). México.
Adeclus (Brunner, 1895)
A. brevipennis (Brunner, 1895). Orizaba, México.
Ancistrocercus (Beier 1954)
A. circumdatus (Walker, 1870). Oaxaca, México.
Bliastes (Stål, 1873)
B. moristoides (Brunner, 1895). México.
Calamoptera (Saussure, 1861)
C. imhoffiana (Saussure, 1861). México.
Caloxiphus (Saussure y Pictet, 1898)
C. astrosignatus (Beier 1962). Vista Hermosa, Oaxaca, México.
C. brevifolius (Brunner, 1895). México.
Championica (Saussure y Pictet, 1898)
C. repanda (Kirby 1874). Córdoba, México.
C. variegata (Brunner, 1895). México.
Cocconotus (Stål, 1873)
C. castus (Brunner). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz, México.
C. globosus (Brunner). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz, México.
C. (C.) (Beier, 1960)
C. (C.) meroncidoides (Brunner, 1895). Oaxaca, México.
C. (C.) stigmatifrons (Beier, 1962). Chiapas, México.
Colobotettix (Beier, 1960)
C. marginatus (Brunner, 1895). Orizaba, México.
C. viridis (Beier, 1960). México y Guatemala.
Geonotus (Beier, 1960)
G. vittatus (Brunner, 1895). Mixteca, México.
Gongrocnemis (Brunner, 1895)
G. b. bivittata (Brunner, 1895). México y Guatemala.
G. b. zandala. (Saussure y Pictet, 1898). Tabasco, México.
G. mexicana (Saussure, 1859). Orizaba, México.
G. munda (Brunner, 1895). Veracruz, México.
G. nigrospinosa (Brunner, 1859). México.
G. proxima (Beier, 1962). Guerrero, México.
G. tenebrosa (Walker, 1870). Centro de México a Guatemala.
G. tolteca (Saussure, 1859). Veracruz, México.
Idiarthron (Brunner, 1895)
I. subquadratum (Saussure, 1898). Sureste de México a Guatemala.
Liparoscelis (Stål, 1873)
L. pallidispina (Stål, 1873). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz, México.
Melanonotus (Brunner, 1895)
M. globosus (Marquez, 1960). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz, México.
M. septentrionalis (Marino 1988) Veracruz, México.
Mimetica (Brunner, 1895)
M. mortuifolia (Pictet 1888). Sureste de México a Guatemala.
M. stigmatica (Karny 1914). Sureste de México a Guatemala.
Nesoecia (Scudde 1893)
N. insignis (Hebard, 1932). Yucatán, México.
N. nigripina (Stål, 1873). Yucatán, México.
Cobalotettix (Beier, 1962)
C. parvulus (Beier, 1962). Chiapas, México.
Pterophylla (Kirby 1825)
P. (Balsasia) baezi (Bolívar, y Bolívar, 1942). Guerrero y Michoacán, México.
P. (P.) beltrani (Bolívar, y Bolívar, 1942). Noreste de México (Sierra Madre Oriental, estados de Nuevo León y Tamaulipas).
P. furcata latecica (Hebard, 1941). México.
P. robertsi (Hebard 1941). Sur de Tamaulipas y San Luis Potosí, México.
Triencentrus (Brunner, 1895)
T. mexicanus (Beier, 1962). Veracruz, México.
Xestoptera (Brunner, 1895)
X. cornea (Brunner, 1859). Oaxaca, México.
Xiphophyllum (Beier, 1960)
X. abbreviatum (Brunner, 1895). Jalapa, México.
- Tettigoniinae**
Atlanticus (Scudder, 1894)
A. grandis (Rehn, 1904). Altamira, Tamaulipas, México.
A. nigromarginatus (Caudell, 1902). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
A. pratti (Caudell, 1911). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
Eremopedes (Cockerell 1898)
E. (E.) (Cockerell 1898)
E. (E.) ateloploides (Caudell, 1907). San José de Cabo, Baja California Sur, México.
E. (E.) coloniales (Rentz 1972). Bahía de San Carlos, Sonora, México.
E. (E.) covilleae (Hebard, 1934). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
E. (E.) ephippiata (Scudder, 1899). Sonora, México.
E. (E.) macroscelus (Rehn y Hebard, 1909). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
E. (E.) popeana (Scudder y Cockerell 1902). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
E. (E.) scudderi (Cockerell, 1898). Nuevo México, Estados Unidos y norte de México.
E. (E.) shrevei (Tinkham, 1944). Nuevo León, México.
E. (E.) sonorensis (Tinkham, 1944). Hermosillo, Sonora, México.
E. (E.) subcarinatus (Caudell, 1907). Chihuahua, Sonora, México.
E. (E.) tectinota (Rentz, 1972). Durango, México.
Inyodectes (Rentz y Birchim 1968)
I. bandari (Rentz 1972). Isla Danzante, California, México.
I. spinosa (Hebard, 1923). Isla Mejía, Golfo de California, México.
Pediodectes (Rehn, y Hebard, 1916)
P. bruneri (Caudell, 1907). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
P. daedalus (Rehn y Hebard, 1920). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
P. grandis grandis (Rehn, y Hebard, 1904). Altamira, Tamaulipas, México.
P. g. insignis (Caudell, 1907). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
P. mitchelli (Caudell, 1911). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
P. nigromarginata griseys (Caudell, 1902). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
P. n. nigromarginata (Caudell, 1902). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
P. tinkhami (Hebard, 1934). Texas, Estados Unidos y noreste de México.
- Grylloidea**
Gryllidae
Brachytrupinae
Anurogryllus (Saussure, 1877)

A. forcipatus (Saussure, 1897). México.

A. maticus (De Geer). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz, México.

Eneopterinae

Diatrypa (Saussure, 1874)

D. tolteca (Saussure, 1874). México.

Paroecanthus (Saussure, 1859)

P. aztecus (Saussure, 1874). México.

P. guatemalae (Saussure, 1874). México y Guatemala.

P. mexicanus (Saussure, 1859). Tampico, México.

P. niger (Saussure, 1874). México y Guatemala.

P. toltecus (Saussure, 1878). Sierra Madre Oriental, México.

Euscyrinae

Euscyrtus (Guerin 1884)

E. mexicanus (Saussure, 1874). México.

Gryllinae

Gryllus (Linneus 1758)

G. armatus (Scudder, 1902). Arizona, Estados Unidos al norte de México.

G. assimilis assimillis (Fabricius 1775). Veracruz, México a Jamaica.

G. barretti (Rehn, 1901). Cuernavaca, Morelos, México.

G. chichimecus (Saussure, 1897). México.

G. insularis (Scudder, 1876). Guadalupe, Baja California, México.

Miogryllus (Saussure, 1877)

M. convolutus (Johannson 1776). Veracruz, México.

Nemobiinae

Allonemobius (Hebard, 1913)

A. fasciatus fasciatus (De Geer, 1773). Texas, Estados Unidos a México.

Argizala (Walker, 1869)

A. brasilensis (Walker, 1869). México a Brasil.

Neonemobius

N. eurynotus (Rehn, y Hebard, 1918). California, Estados Unidos a Baja California, México.

N. mormonius (Scudder, 1896). Nuevo México, Estados Unidos a Sinaloa, México.

N. toltecus (Saussure, 1859). Oaxaca, México.

Pteronemobius (Jacobson y Bianchi 1904)

P. panteli (Hebard, 1913). México.

Oecanthinae

Oecanthus (Toms y Otte 1988)

O. californicus pictipennis (Hebard, 1935). Canadá a México.

O. comma (Walker, 1966). Michoacán, México.

O. leptogrammus (Walker, 1966). Sur de Texas a sureste de México.

O. major (Walker, 1966). Sinaloa, México.

O. varicornis (Walker, 1869). México.

Thaumtogryllus (Perkins 1899)

T. formosa (Walker, 1869). México.

Pentacentrinae

Tohila (Hubbell, 1938)

T. atelomma (Hubbell, 1938). Yucatán, México.

Phalangopsinae

Amphiacusta (Saussure, 1874).

A. azteca (Saussure, 1859). México.

A. bolivari (Chopard, 1947). Cueva de Atoyac, México.

A. tolteca (Saussure, 1897). Guerrero y Veracruz, México.

Amusima (Saussure, 1893).

A. mexicana (Saussure, 1893). México.

Yecous (Saussure, 1878)

Y. annulatus (Bilimek, 1867). México.

Paracophus (Chopard 1947)

P. apterus (Chopard 1947). Cueva de los Sabinos, San Luis Potosí, México.

P. caecus (Hubbell, 1972). Sótano de la Joya de Salas, Tamaulipas, México.

P. cladonotus (Hubell, 1972). San Luis Potosí, México.

P. lippus (Hubell, 1972). San Luis Potosí, México.

P. placonotus (Hubell, 1972). Cueva de la Hoya, San Luis Potosí, México.

P. reddelli (Hubell, 1972). Cueva de las abejas, Tamaulipas, México.

P. sanctorum (Hubell, 1972). Cueva de la Virgen, Tamaulipas, México.

P. subapterus (Chopard, 1947). Gruta del Carrizal, Nuevo León, México.

Prosthacusta (Saussure, 1874)

P. circumcincta (Scudder, 1868). Sierra Madre Oriental, México.

Podoscirtinae

Aphonormorphus (Rehn, 1903)

A. flavifrons (Saussure, 1897). México.

Hapithus (Uhler, 1864)

H. agitator (Uhler, 1864). Cerro El Vigía, Santiago Tuxtla, Veracruz, México.

H. aztecus (Saussure, 18274). México.

Leurepa (Walker, 1869)

L. corrugata (Saussure, 1897). México.

Orocharis (Uhler, 1864)

O. gaumeri (Saussure, 1897). Yucatán, México.

O. maya (Saussure 1897). Yucatán, México.

O. mexicanus (Saussure, 1897). Sierra Madre Oriental, México.

O. ocellaris (Saussure, 1897). Sureste de México a Guatemala.

O. tibialis (Saussure, 1897). México.

Trigonidiinae

Anaxipha (Saussure, 1874)

A. angusticollis (Saussure, 1874). Este de la Sierra Madre Oriental, México.

A. chichimeca (Saussure, 1778). México.

A. gracilis (Scudder, 1869). Tabasco, México.

A. olmeca (Saussure, 1897). Tabasco, México.

A. smithi (Saussure, 1897). Tabasco, México.

Macroanaxipha (Hebard, 1928)

M. macilenta (Saussure, 1897). México y América Central.

Phyllopalpus (Uhler, 1864)

P. caeroleus (Saussure, 1874). Sierra Madre Oriental, México.

P. nigrovarius (Walker, 1869). México.

Phylloscirtus (Guerin-Meneville, 1844).

P. elegans (Guerin, 1844). México.

P. rehni (Costa Lima, 1958). México a América del Sur (Colombia y Guyana).

Gryllotalpidae

Gryllotalpinae

Gryllotalpella (Rehn, 1917)

G. cultriger (Uhler, 1864). El Paso, Texas, Estados Unidos a Chihuahua, México.

G. hexadactyla spinosa (Chopard, 1912). Veracruz, México.

Mogoplistidae

Mogoplistinae

Ectatoderus (Guerin, 1849)

E. tubulatus (Rehn y Hebard, 1912). Salina Cruz, Oaxaca, México.
E. distinctus (Hebard, 1931). Sur de California, Estados Unidos a Baja California, México.
E. mexicanus (Saussure, 1897). México.

Hoplosphyrum (Rehn y Hebard, 1912)
H. aztecum (Saussure, 1897). México.
H. boreale (Scudder, 1902). Estados Unidos y México.
H. occidentale (Scudder, 1868). Baja California, México.

24

DERMAPTERA¹

Seiroku Sakai²

ABSTRACT. About 2011 species of Dermaptera have been described around the world. Their morphology, anatomy, polymorphism, karyotypes, life history, ecology, economic significance, global diversity, biogeography, special feature of the Mexican Dermaptera fauna, and phylogenetic reconstruction are discussed. 51 species and one variety of the Dermaptera of Mexico are listed.

INTRODUCCIÓN

Hasta la fecha, se han descrito 2011 especies de Dermaptera de todo el mundo. Éstas son principalmente tropicales o subtropicales, con pocas especies en los países templados. El orden ha sido dividido en tres subórdenes muy desiguales: Arixeniina, Hemimerina y Forficulina. Los Arixeniina contienen cinco especies asignadas a los géneros *Arixenia* y *Xeniaria*, de Malasia, Indonesia y Borneo. Los Hemimerina integran 11 especies, asignadas a los géneros *Araeomerus* y *Hemimerus*, que son ectoparásitos de las ratas gigantes africanas *Cricetomys gambianus* y *Beamys major*. Los Forficulina contienen la mayoría de las especies. Algunas contribuciones sobre estos taxones incluyen las de Giles, Davies y Ashford. Popham (1961) le dio categoría ordinal a Hemimerina, aunque Giles (1974) los reintegró a los Dermaptera. Las especies de Forficulina son alargadas y chatas, con el abdomen móvil, telescópico, que acaba en un par de fórceps. Las tijeretas prefieren los hábitats húmedos, debajo de piedras, hojas caídas o debajo de cortezas de árboles; casi siempre son nocturnas.

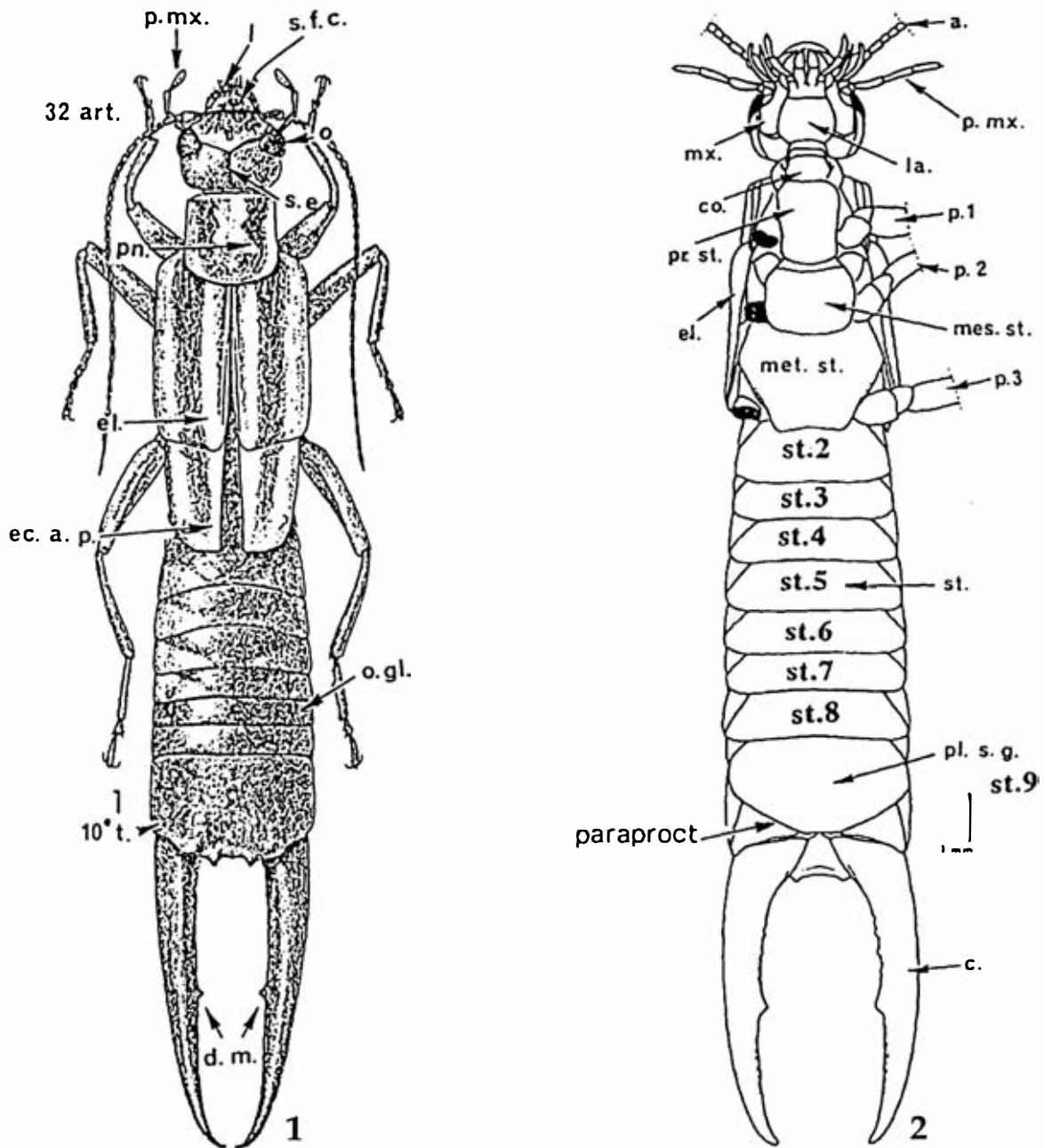
MORFOLOGÍA Y ANATOMÍA

Los Dermaptera se reconocen fácilmente por el par de fórceps en el extremo del abdomen. En los machos adultos éstos pueden ser muy especializados en la forma; en las hembras y ninfas a menudo son más uniformes, con las ramas simples. Los tarsos son unisegmentados. Se conocen cuatro especies ciegas: *Anophthalmolabis leleupi* (Islas Galápagos), *A. caeca* (Argentina), *Anisolabis howarthi* (Islas Hawaia) y *Caecolabia gomyi* (Islas Reunión, Océano Índico).

El cuerpo (Figs. 24.1-2) es alargado, con fórceps pares en el extremo del abdomen. Cabeza ancha, chata, con cuello móvil y aparato bucal prognato, punzante, similar al de los Orthoptera (Popham, 1959). Ojos compuestos de tamaño inconstante, con frecuencia presentes, grandes en Forficulina; ocelos ausentes. Antenas largas y multiarticuladas; el número de artejos varía de 12 a 50 o más. Primer artejo antenal más largo que los demás; segundo (pedicelo) siempre corto y a menudo transversal; los artículos restantes forman el flagelo, más corto y cilíndrico. El incremento en el número de artículos antenales se emplea como guía para determinar los estadios larvales, aunque se ha mostrado que el crecimiento de la cápsula de la cabeza sería más confiable. Clípeo dividido en postclípeo esclerosado y anteclípeo membranoso. Mandíbulas con dos dientes. Hipofaringe dividida en tres lóbulos distales. Labio grande, sin glosas, pero con paraglosas; gulas casi cubriendo la superficie ventral de la cabeza. Cuello cilíndrico, inerme, con tres series de escleritos. Tórax dividido en protórax, mesotórax y metatórax, cada uno cubierto respectivamente por un esclerito dorsal (pronoto, mesonoto y metanoto). Protórax y mesotórax subiguales, metatórax mayor. Especies aladas con pronoto grande y mesonoto pequeño, com-

¹ Traducido del inglés por Juan J. Morrone.

² Institute of Life Sciences, Daito Bunka University, No. 2-26-12, Sendagi, Bunkyo, Tokyo, Japón.



Figs. 24.1-2. *Labidura riparisa* (Pallas). 1, Vista dorsal; 2, vista ventral. d.m.= dientes medianos; 10e t.= tergito 10; ec.a.p.= alas membranas; el.= élitros; l= labro; o= ojos compuestos; o.gl.= glándulas odoríferas; p.mx.= palpos maxilares; pn.= pronoto; s.e.= sutura mediana; s.f.c.= sutura frontoclipeal, 32-art.= antenas.

prende principalmente el *scutum*. La forma del margen posterior del mesosterno y el metasterno se ha usado para la discriminación de algunos taxones. Patas adaptadas para correr. Fémures por lo general lisos, pero en las Pygidicranoidea pue-

den tener una o dos carenas longitudinales. Tibias normalmente largas, a menudo surcadas del medio al ápice extremo. Tarsos siempre trisegmentados. Élitros bien desarrollados. Alas membranas (Fig. 24.3), cuando presentes, grandes, semicircula-

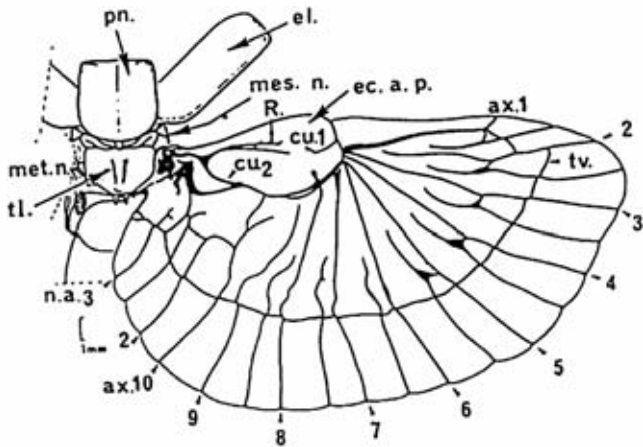


Fig. 24.3. *Labidura riparisa* (Pallas), ala membranosa. ax.1-ax.10= venas anales; cu.1= primera cubital; cu.2= segunda cubital; ec.a.p.= escama; el.= élitros; meso.n.= mesonoto; met.n.= metanoto; pn.= pronoto; R= radio; s.f.c.= sutura frontoclipeal.

res, en reposo plegadas debajo de los élitros. Venas preanales reducidas. Porción del ala proyectada más allá de los élitros a menudo oculta. Abdomen (Fig. 24.2) con 11 segmentos; hay diez tergitos visibles en el macho y ocho en la hembra. Estermitos 8vo. y 9no. reducidos y unidos al 10o. Estermito 9no. (machos) o 7o. (hembras) es el último esternito libre. Los fórceps son una estructura unarticulada, situada en el extremo del abdomen. Varían en la forma, el tamaño y la armadura interior en los machos; los de las hembras son simples y rectos. En pocas especies existe variación intraespecífica en la forma o tamaño de las ramas. Las estructuras genitales son bastante uniformes y relativamente simples. En las Diplatyidae, Pygidicranidae, Anisolabididae, Labiduridae y Apachyidae los genitales consisten en dos penes basales que se funden en la base o a lo largo de su línea media; en el extremo distal de cada pene existe un parámetro; de cada pene se extiende un lóbulo distal o lóbulo del pene. En las Diplatyidae y Pygidicranidae ambos lóbulos se dirigen hacia adelante, mientras que en las Anisolabididae, Labiduridae y Apachyidae un lóbulo distal se dirige hacia atrás y otro hacia adelante. En las Spongiphoridae, Chelisochidae y Forficulidae los genitales consisten en un solo pene basal y un solo lóbulo distal. En la hembra, el ovipositor siempre

está reducido y oculto, excepto en la mayoría de las Pygidicranidae en las que las válvulas se proyectan ligeramente; comprende dos pares de valvas.

El tubo digestivo de Forficulina posee la estructura típica de los ortopteroides; intestino anterior no dividido en íleon y colon. Cuatro pares de túbulos de Malpighi. Sistema nervioso central con cerebro, ganglio esofageal, tres ganglios torácicos y seis abdominales, todos unidos por conectivos. Órganos reproductores femeninos simples, comprenden ovarios pares y oviductos laterales, espermatoca y cámara genital; la abertura genital única se halla entre los segmentos abdominales 7° y 8°. Órganos reproductores masculinos compuestos de testículos pares, vaso deferente, vesícula seminal y ducto eyaculatorio. La micromorfología de los espermatozoides, los cuales se asemejan en muchos aspectos a los de los Dictyoptera, fue analizada por Baccetti (1987).

Muchas especies son polimórficas en el desarrollo de las alas membranosas y la longitud relativa de los fórceps en los machos. Briceño & Eberhard (1995) observaron la conducta agresiva durante el cortejo en 13 especies tropicales de Pygidicranidae, Anisolabididae, Spongiphoridae y Forficulidae, para determinar la importancia funcional del dimorfismo en los fórceps.

CARIOTIPOS

Los Dermaptera no se hallan relacionados estrechamente con los Orthoptera o el complejo Blattodea-Mantodea-Isoptera, ni muestran una relación particular con los Phasmatodea. Su posición sistemática aislada parece confirmarse con la evidencia citogenética. Todos los grupos antes citados poseen cromosomas monocéntricos, mientras que los de los Dermaptera son holocéntricos.

Los machos de Dermaptera son de cuatro tipos: XO, XY, XXV y XXXV, y las hembras de tres tipos: XX, XXX y XXXX. En *Gonolabis marginalis* (Anisolabididae) se observaron 22 autosomas y XXV (?) o XXX (?) cromosomas sexuales, sumando 25 en total. *Anisolabis maritima* (Bonelli) mostró 25 (22 AA + XXY) (?) y 26 (22AA+XXXX) (?). En Labiduridae, *Labidura riparia japonica* (de Haan) mostró 14 cromosomas (12 AA + XY), divididos en dos grupos (1-3, los mayores, y 4-6, los menores). En *Labidura*

se observaron tres números cromosómicos diferentes: 14 (6A + 6B + XY), 12 (8A + 2B + XY) y 10 (8A + XY). En *Nala lividipes* se observó $2n? = 34$ (AL AL + 1S AA + XY), y en *Labidura truncata* Kirby se halló el número menor de cromosomas (todos comparativamente grandes), $2n? = 10$ (4 AA + XY). *Euborellia annulipes* (Lucas) tiene $2n? = 24$ (11 AA + XY). *Paraspania brunneri* (Bormans) posee $2n? = 34$ (13 AA + X1 X2 X3 X4 Y), el número mayor de cromosomas X encontrado en Dermaptera. En Pygidicranidae, *Dacnodes shortridgei* tiene un cariotipo relativamente simple, con machos XO y $2n? = 11$ (5 AA + XO). *Nesogaster ruficeps* (Erichson) tiene $2n? = 21$ (9 AA + X1 X2 Y). En Anisolabididae, *Carcinophora occidentalis* (Kirby) tiene $2n? = 24$ (11 AA + XY). *Parisopsalis spryi* tiene un número más alto de cromosomas complejos, con $2n? = 32$ (14 AA + X1 X2 X3 Y).

ESTADOS INMADUROS

Huevos ovoides, con corion blanco, delgado, semi-transparente, liso, color crema; 2 mm de longitud en las especies mayores.

Las ninfas generalmente se parecen a los adultos (Fig. 24.4). Siempre se distinguen de los adultos por el color más claro y las antenas más cortas. En las Diplatyidae, todas las ninfas tienen los cercos multiarticulados largos, en lugar de fórceps.

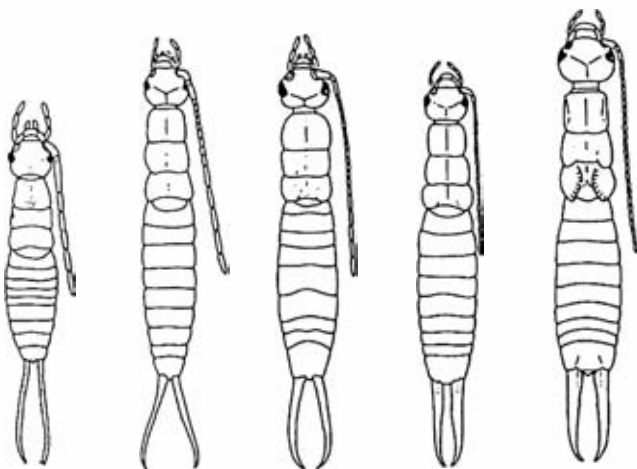


Fig. 24.4. Ninfas de *Labidura riparia*, pertenecientes a cinco estados sucesivos.

Terry observó el huevo y el desarrollo postembrionario de *Chelisoche morio* (Fabricius).

BIOLOGÍA

Las tijeretas principalmente se encuentran en zonas templadas, tropicales y calurosas, aunque muchos se encuentran en las regiones más frías. Viven dentro de hendiduras y debajo de corteza de árboles. Se alimentan de una gama amplia de materia viva y muerta, de origen tanto vegetal como animal. Poseen hábitos nocturnos.

Las hembras exhiben cuidados maternos (Fig. 24.5), permaneciendo en sus nidos con los huevos y las ninfas jóvenes. La excavación inicial del nido despierta mecanismos de defensa en la hembra, la cual atacará cualquier objeto que se acerque al nido. Las hembras cuidan los huevos lamiéndolos

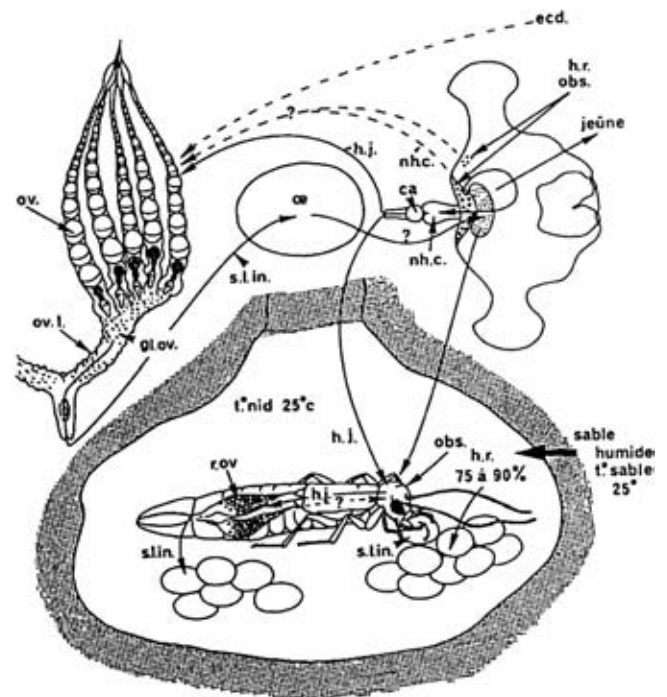


Fig. 24.5. Mecanismo de cuidados maternos. ov.= ovario; ov.l.= oviducto lateral; gl.ov.= glándula del oviducto lateral; ca.= corpura allata; ecd.= ecdisona; h. j.= hormona juvenil; h.r.= humedad relativa; s.l.in.= sustancia lipídica producida en la glándula ovárica; nh. c.= neurohormona cerebral; oe.= huevos.

y poniéndolos juntos. Este comportamiento quita esporas fúngicas u otros materiales extraños de la cáscara de los mismos.

Dependiendo de las especies, la ninfa muda cuatro o cinco veces antes de alcanzar la fase adulta. El periodo de inmadurez (de la salida del cascarón a las últimas mudas) varía de manera considerable, siendo aproximadamente de 100 días en *Labidura riparia*, 40-44 días en *Marava arachidis* y 165 días en *Anisolabis littorea*. El periodo varía de 42-49 días a 25 °C hasta 80-90 días a 15 °C en *Forficula auricularia*.

Hay pocos estudios de historia natural de Dermaptera: Herter (1960: *Anisolabis maritima*; 1963a, b: *Labidura riparia* y *Anisolabis maritima*; 1964: *Forficula pubescens*) y Günther & Herter (1974: revisión). El mecanismo de oviposición y el control hormonal del ciclo ovárico han sido estudiados por varios entomólogos franceses, como Caussanel y colaboradores (Caussanel & Breuzet, 1977; Caussanel, 1978, 1980, 1991; Caussanel & Karlinsky, 1981; Caussanel & Olivier, 1984). Los ovarios en esta especie sufren un desarrollo cíclico, requiriendo aproximadamente diez días para completar la vitelogénesis. De siete a nueve folículos en cada ovariola están cargados con vitelo y excretan un corion. Los ovarios permanecen en una fase menos desarrollada durante los diez días de cuidados maternos.

Entre los depredadores, los pájaros son los que más depredan a las especies de Dermaptera. Crumb *et al.* (1941) y Albouy & Caussanel (1990) informaron acerca de los parásitos y depredadores. Las tijeretas son atacadas por dos Diptera Tachinidae, *Tarthria setipennis* y *Ocytata pallipes*; dos nemátodos: *Mermis nigrescens* y *M. subnigrescens*, que se encontraron en el tórax y abdomen de *Labidura riparia*; y un hongo, *Metarrhizium ansopliae*, que Sorokin halló sobre *Forficula auricularia*. Asimismo, son depredadas por coleópteros de las familias Carabidae, Staphylinidae y Scarabaeidae.

IMPORTANCIA ECONÓMICA

Las tijeretas se reconocen como plagas, pues dañan las flores y las cosechas. *Nala lividipes* se ha detectado dañando cosechas en Queensland, Australia. La tijereta europea, *Forficula auricularia*, hoy

en día casi cosmopolita en regiones templadas, puede ser una molestia seria si está presente en poblaciones grandes en huertos o jardines. Se han observado Dermaptera dañando cultivos de frijoles, papas, betabeles, coliflores, chícharos, zanahorias, pepinos, dalias, rábanos, bayas, duraznos, melocotones, peras, ciruelas, uvas y melones.

FILOGENIA

Las primeras contribuciones que esclarecieron las relaciones de los Dermaptera con otros órdenes ortopteroides fueron realizadas por Giles (1963, 1974), Popham (1965, 1985) y Sakai (1987). Sakai (1987) presentó un análisis preliminar de las relaciones filogenéticas de las familias de Dermaptera (Fig. 24.6). Haas (1995) examinó 48 especies y 30 caracteres, obteniendo un cladograma (Fig.

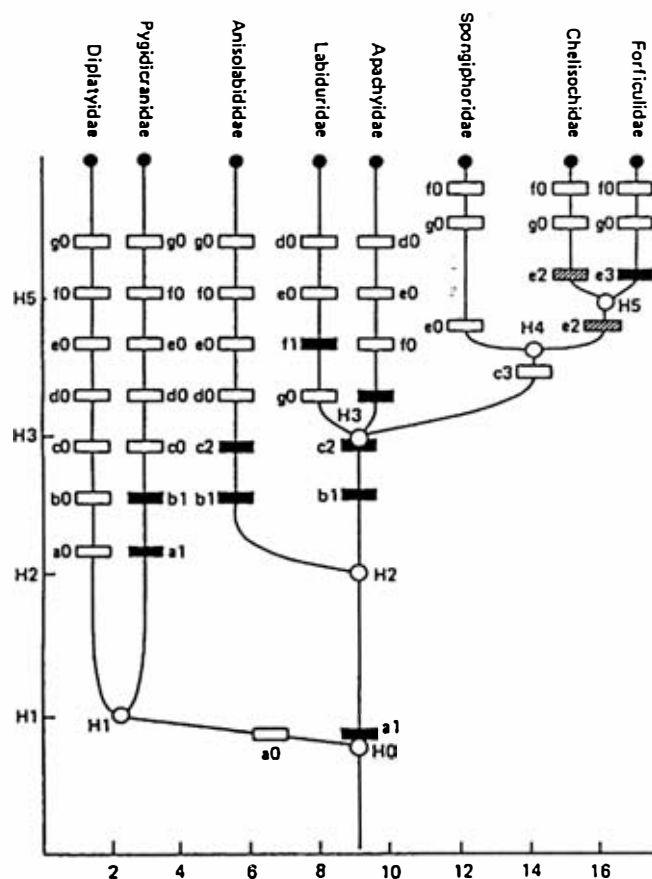
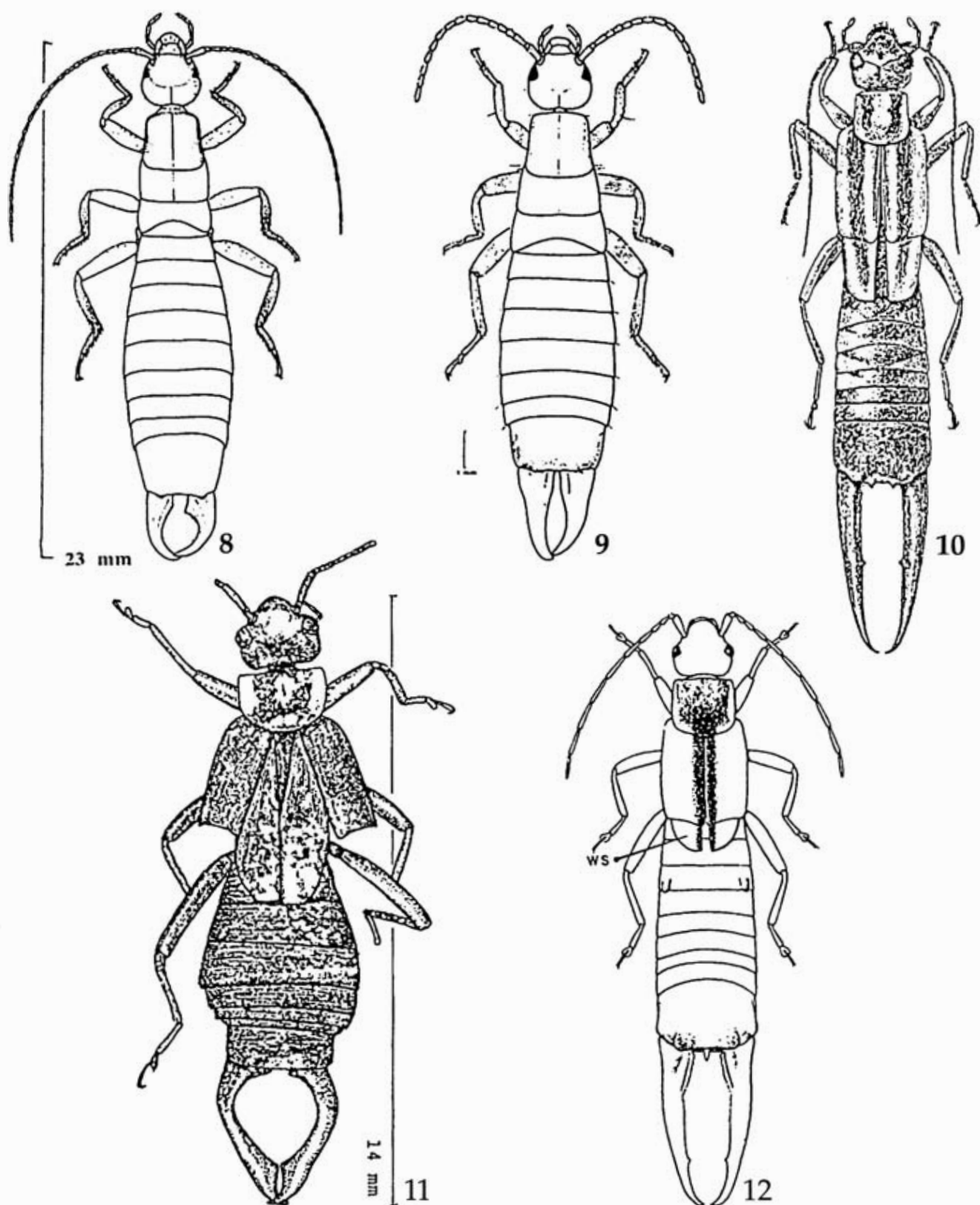


Fig. 24.6. Cladograma de las familias de Dermaptera. (Tomado de Sakai, 1987).



Figs. 24.8-12. Algunas especies mexicanas de Dermaptera. 8, *Anisolabis maritima*; 9, *Euborellia annulipes*; 10, *Labidura riparia*; 11, *Paracosmia gulosa*; 12, *Doru lineare*.

- der-Abdruck Sitz. Ver. Gesell. Nat. Freunde, Berlin, 1912, 5: 311-330.
- . 1912b. Die Deffilapteren des k.k. naturhistorischen Hofmuseum in Wien. *Annl. K. K. Naturhist. Hoj. Mus.* 26: 63-108.
- CAUSSANEL, C. 1978. Cycles de vitellogenèse et de dégénérescence folliculaire chez *Labidurariparia* [Derm. Labiduridae] variations quantitatives du diamètre et du nombre des follicules dans les ovarioles. *Ann. Soc. Ent. France* (N.S.), 14(1): 37-48.
- . 1980. Les controles hormonaux des cycles ovariens chez la femelle d'un insecte dermaptère *Labidura riparia* Palas. *Ann. Endocrin.*, 1980: 21-30.
- . 1991. Ecophysiologie des comportements des Dermapteres Existence de phenomenes sociaux. *Act. Coll. Ins. Soc.*, 7: 119-126.
- & M. BREUZET. 1977. Les controles hormonaux des cycles ovariens chez la femelle d'un insecte dermaptère: *Labidura riparia* Pallas, 38: 403-404. XIV e Réunion des Endocrinologistes de Langue Francaise,
- & A. KARLINSKY. 1981. Les soins maternels d'un perce-oreille. *La Recherche*, 12(125): 1004-1007.
- & A. OLIVIER. 1984. Ecophysiologie du comportement maternel d'un Forficule, *Labidura riparia*. (Derm.). *Bull. Soc. Ent. France*, 89(150): 932-939.
- CRUMB, S.E., P.M. EIDE & A. E. BONN. 1941. The European earwig. *U. S. Dept. Agric., Tech. Bull.*, 766: 1-76.
- GILES, E. T. 1963. The comparative external morphology and affinities of the Dermaptera. *Trans. Ent. Soc. London*, 115: 95-164.
- . 1974. The relationships between the Hemimerina and the other Dermaptera: a case for reinstating the Hemimerina within the Dermaptera, based upon a numerical procedure. *Trans. Ent. Soc. London*, 126: 189-206.
- GÜNTHER, K. & K. HERTER. 1974. Dermaptera (Ohrwürmer), 4 Band: Arthropoda-2: *Insecta, Handbuch der Zoologie*, Walter de Gruyter, Berlin.
- HAAS, F. 1995. The phylogeny of the Forficulina, a suborder of the Dermaptera. *Syst. Ent.*, 20: 85-98.
- HEBARD, M. 1917a. Notes on the Earwigs (Dermaptera) of North America, north of the Mexican Boundary. *Ent. News*, 28(7): 311-323.
- . 1917b. Notes on Mexican Dermaptera. *Trans. Amer. Ent. Soc.*, 43: 409-432.
- . 1920. American Dermaptera of the Museum National d'Histoire Naturelle, Paris, France. *Proc. Acad. Nat. Sci. Philadelphia*, 1920: 337-353.
- . 1923. Dermaptera and Orthoptera from the State of Sinaloa, Mexico. Part 1. Dermaptera and non-Saltatorial Orthoptera. *Trans. Amer. Ent. Soc.*, 48: 157-19.
- HERTER, K. 1960. Zur Fortpflanzungsbiologie des Meeressstrand-Ohrwunnes *Anisolabis maritima* Bon. *Zool. Beitr. (N.F.)*, 5: 199-239.
- . 1963a. Weitere Beobachtungen über die Fortpflanzungsbiologie des Meeresstrand-Ohrwunnes *Anisolabis maritima* Bon. *Sitzungs. Gesell. Naturf. Freunde Berlin* (N.F.), 3(2): 103-116.
- . 1963b. Zur Fortpflanzungsbiologie des Sandoder Uferohrwurmes *Labidura riparia* Pall. *Zool. Beitr. (N.F.)*, 8(2): 297-329.
- . 1964. Zur Fortpflanzungsbiologie des Ohrwurmes *Forficula pubescens* (Gené). *Zool. Beitr. (N.F.)* 10(1): 1-28.
- MOREIRA, C. 1930. Forficulideos do Brasil. *Minist. Agric. Ind. Comercio, Inst. Biol. Defesa Agr. Bol.*, 7: 5-34.
- NUTTING, W.L. & A.B. GURNEY. 1961. A new earwig in the genus *Vostox* (Dermaptera: Labiidae) from the Southwestern United States and Mexico. *Psyche*, 68(2-3): 45-52.
- POPHAM, E.J. 1959. The anatomy in relation to feeding habits of *Forficula auricularia* L. and other Dermaptera. *Proc. Zool. Soc. London*, 133 (2): 251-300.
- . 1961. On the systematic position of *Hemimerus* Walter: A case for ordinal status. *Proc. Roy. Ent. Soc. London*, 30 (1-2): 19-25.
- . 1965. The functional morphology of the reproductive organs of the common earwig (*Forficula auricularia*) and other Dermaptera with reference to the natural classification of the order. *J. Zool.*, 146:1-43.
- . 1985. The mutual affinities of the major earwig taxa (*Insecta, Dermaptera*). *Z. F. Zool. Syst. Evol. Forsch.*, 23(3): 199-214.
- REHN, J.A.G. 1901. Remarks on the some Mexican Orthoptera, with descriptions of new species. *Trans. Amer. Ent. Soc.*, 27: 218-219.
- . 1903. Studies in American Forficulidae. *Proc. Acad. Nat. Sci. Philadelphia*, 55: 298-312.
- SAKAI, S. 1987. Phylogenetic and evolutionary information on Dermaptera from the point of insect integrated taxonomy, 46: 496-513. En: *Evolutionary Biology of Orthopteroide insects*, edited by B. Baccetti.
- SCUDDER, S.H. 1876. A century of Orthoptera. Decade VI. Forficulariae (N. American). *Proc. Boston Soc. Nat. Hist.*, 18: 257-268.

APÉNDICE 24.1.

Lista de las especies de Dermaptera de México, elaborada con base en los trabajos de Scudder (1876), Bormans (1883, 1893), Rehn (1901, 1903), Borelli (1909, 1912, 1915), Burr (1910, 1912a,b), Hebard (1917a,b, 1920, 1923), Moreira (1930), Nutting & Gurney (1961) y Brindle (1971a,b, 1975).

Orden Dermaptera De Geer, 1773
 Suborden Forficulina Burr, 1911
 Infraorden Catadermaptera Steinmann, 1986
 Superfamilia Pygidicranoidea Poppham, 1965
 Familia Pygidicranidae Verhoeff, 1902
 Subfamilia Pyragrinae Burra, 1909
Pyragra Serville, 1831
P. f. fuscata Serville, 1831. Honduras, Costa Rica, Paraguay, Ecuador, Panamá, Guatemala, Guyana, Perú, Cuba, Jamaica, Nicaragua, Colombia, Brasil y México (VER: San Rafael, Córdoba, Fortín, Motzorongo y Minatitlán).
 Superfamilia Anisolabidoidea Sakai, 1982
 Familia Anisolabididae Verhoeff, 1902
 Subfamilia Idolopsalidinae Steinmann, 1975
Idolopsalis Borelli, 1910

l. azteca (Dohrn, 1862). México a Perú, Paraguay y Antillas.
Subfamilia Anisolabidinae Zacher
Anisolabis Fieber, 1853

A. (A.) maritima (Bonelli in Gené, 1832) (= *Labidura advena* Meinert, 1868; *Labidurodes singularis* Shiraki, 1905; *Anisolabis picea* Shiraki, 1905; *A. addita* Burr, 1913; *A. quadrata* Liu, 1946). Cosmopolita. México: AGS: Aguascalientes; VER: Veracruz. *Euborellia* Burr, 1910 (= *Landex* Burr, 1915; *Mongolabis* Popham & Brindle, 1966; *Heterolabis* Popham & Brindle, 1966; *Gelotolabis* Popham & Brindle, 1966; *Horidolabis* Popham & Brindle, 1966)

E. (E.) annulipes (Lucas, 1847) (= *Anisolabis annulicornis* Blanchard in Gay, 1851; *Forficula variicomis* Smith, 1876; *Anisolabis antenna* Kirby, 1891; *A. bormansi* Scudder, 1893; *A. fallax* Shiraki, 1906; *A. tripolitana* Wemer, 1908; *A. eteronoma* Borelli, 1909; *A. aporonomia* Borelli, 1909; *A. nana* Boeseman, 1954). Cosmopolita. México: SON: Hermosillo; SIN: Los Mochis y Mazatlán; VER: Orizaba y Minatitlán.

E. (E.) antoni (Dohm, 1864). América Central y del Sur y México: VER: Minatitlán y Atoyac; SLP; CHIS: Tonalá.

E. (E.) mexicana Brindle, 1971. México.

Familia Labiduridae Verhoeff, 1902

Subfamilia Labidurinae Burr, 1909

Labidura Leach, 1815

L. riparia (Pallas, 1773) (= *Forficula pallipes* Fabricius, 1775; *F. maxima* Villiers, 1780; *F. bilineata* Herbst, 1786; *F. gigantea* Fabricius, 1787; *F. bidens* Olivier, 1791; *F. crenata* Olivier (1791); *F. flavipes* Fabricius, 1793; *F. erythrocephala* Fabricius, 1793; *F. rufescens* Beauvois, 1805; *Psalis morbida* Serville, 1831; *F. orficesila affinis* Guérin-Méneville, 1836; *Forficesila gigantea* Burmeister, 1838; *F. bivittata* Klug in Burmeister, 1838; *F. orficesila suturalis* Burmeister, 1838; *F. marginella* Costa, 1839; *F. orficesila terminalis* Serville, 1839; *F. orficesila icterica* Serville, 1839; *F. bicolor* Motschulsky, 1846; *F. fischeri* Motschulsky, 1846; *F. amurensis* Motschulsky, 1858; *Labidura bengalensis* Dohm, 1863; *L. servilleri* Dohm, 1863; *L. auditor* Scudder, 1876; *L. granulosa* Kirby, 1891; *L. pluviialis* Kirby, 1891; *L. clarki* Kirby, 1891; *L. distincta* Rodzianko, 1897; *Apterygida huseinae* Rehn, 1901; *L. truncata* Kirby, 1903; *Tomopygia sinensis* Burr, 1904; *L. mongolica* Rehn, 1906; *L. riparia herculeana* Semenov, 1908; *L. leucotarsata* Møberg, 1913; *L. confusa* Capra, 1929; *L. cryptera* Liu, 1946; *L. elegans* Liu, 1946; *Diplatys himalayanus* Baijal & Singh, 1954; *Spongiphora nainitalensis* Baijal & Singh, 1954; *Erotesis jeolikotensis* Baijal & Singh, 1954; *Elaunon nainitalensis* Baijal & Singh, 1954). Cosmopolita. México: OAX: Río Antonio y VER: Córdoba.

Infraorden Eudermaptera Verhoeff 1902

Superfamilia Forficuloidea Tillyard, 1926

Familia Spongiphoridae Verhoeff, 1902

Subfamilia Strongylopsalinae Burr, 1911

Strongylopsalis Burr, 1900

S. cheliduroides (Bormans, 1880) (= *Strongylopsalis inca* Burr, 1900). México y Perú.

Subfamilia Sparattinae Verhoeff, 1902

Tribu Sparattini Steinmann, 1989

Sparatta Serville, 1839 (= *Prosparatta* Burr, 1911 y *Parasparatta* Burr, 1911)

S. pelvimetra Serville, 1839. Brasil y México.

S. bormansi Kirby, 1896. Colombia y México.

Parasparatta Burr, 1911

P. dentifera dentifera (Rehn, 1901) (= *Sparatta lobata* Borelli, 1909; *P. guyanensis* Hebard, 1920; *P. panamae* Hebard, 1933). América Central y del Sur y México: VER: Orizaba; MEX: Sierra de Talpajahua, cerca de Toluca y JAL: Guadalajara.

Prosparatta Burr, 1911

P. flavipennula (Rehn, 1903). Guatemala y México: VER: Motzorongo y Veracruz.

P. humilis Hebard, 1917. México (COL), Panamá, Venezuela y Nicaragua.

P. sinaloae Hebard, 1923. México (SIN: Venadio).

Subfamilia Spongiphorinae Burr, 1911

Spongiphora Serville, 1831 (= *Psaldiphora* Serville, 1839; *Spongophora* Agassiz, 1846; *Pilex* Burr, 1910)

S. proluxa (Scudder, 1876). Guatemala, Costa Rica, Ecuador y México (VER: Córdoba y San Rafael; PUE: Mesa de San Diego).

Vostox Burr, 1911

V. brunneipennis (Serville, 1839) (= *Psaldiphora insignis* Stål, 1855; *P. punctipennis* Stål, 1858; *Spongiphora geayi* Burr, 1904; *Labia insularis* Bruner, 1906). Canadá, E.U.A., México (VER: Motzorongo, Córdoba, Orizaba; SIN: Venadio) y América del Sur.

V. apicedentatus (Caudell, 1904). E.U.A. y México (AGS: Aguascalientes).

V. dugueti Borelli, 1912. México (PUE: Tehuacán).

V. excavatus Nutting & Gurney, 1961. E.U.A. y México (SIN: Venadio; BCS: 25 mi W La Paz).

Spongovostox Burr, 1911 (= *Andex* Burr, 1911; *Microvostox* Hebard, 1917; *Afrolabia* Hincks, 1949)

S. schwarzi (Caudell, 1907) (= *Microvostox septentrionalis* Hebard, 1917). Guatemala, Guyana y México (VER: Montzorongo; TAMPS: Tampico).

Marava Burr, 1911 (= *Prolabia* Burr, 1911; *Landex* Burr, 1911; *Laprobia* Hincks, 1957)

M. arachidis (Yersin, 1860) (= *Forficula nigripennis* Motschulsky, 1863; *F. walcei* Oohm, 1865; *F. gravidula* Gerstaecker, 1873; *Labia brunnea* Scudder, 1876; *L. grandis* Oubrony, 1879; *Prolabia ascensionis* Hebard, 1917). Cosmopolita. México (VER: Veracruz).

M. rotundata (Scudder, 1876). Guatemala, Antillas, Perú y México.

M. mexicana mexicana (Bormans, 1883). México.

M. mexicana longipennis Borelli, 1915. México (VER: Xalapa).

M. triquetra Hebard, 1917. México (VER: Orizaba).

Subfamilia Labiinae Burr, 1911

Paralabella Steinmann, 1989

P. dorsalis (Burmeister, 1838) (= *Labia chalybea* Dohm, 1864; *L. glabricula* Kirby, 1891; *L. trinitatis* Bruner, 1906). Región Neotropical, Panama, Colombia and Mexico (VER: Motzorongo y Córdoba).

Circolabia Steinmann, 1987

C. arcuata (Scudder, 1876). América Central y del Sur y México (VER: Córdoba, Orizaba, Fortín).

Purex Burr, 1911

P. sinuatus Brindle, 1971 (= *Purex trituberculatus* Brindle, 1971). Venezuela y México.

Familia Forficulidae Stephens, 1829

Subfamilia Cosmiellinae Steinmann, 1975

Mixocosmia Borelli, 1909

M. tolteca (Scudder, 1876). Guatemala y México (VER: Orizaba).

Kleter Burr, 1907 (= *Sarakas* Burr, 1907; *Dinex* Burr, 1910)

K. americanus (Bormans, 1893). Guatemala, Panamá, Vene-

- zuela, Colombia, Surinam, Brasil, Perú y México (TAB: Teapa). Subfamilia Ancistrogasterinae Verhoeff, 1902 (= Rhyacolinae Steinmann, 1975)
- Ancistrogaster* Stål, 1855 (= *Vlax* Burr, 1907)
- A. spinax* Dohm, 1862. Guatemala y México (VER: Xalapa, Teocelo).
- A. maculifera* (Dohm, 1865) (= *Forficula petropolis* Wood, 1877). Venezuela, Colombia, Brasil y México.
- A. uncinata* (Borelli, 1915). México (Xalapa y Córdoba).
- Praos* Burr, 1907 (= *Vlax* [partim] Burr, 1907; *Rhyacolabis* Rehn, 1921)
- P. intermedius* (Burr, 1900). Perú, Ecuador y México (VER: Xalapa).
- Paracosmia* Borelli, 1909
- P. gulosa* (Scudder), 1876. Colombia y México (PUE; VER: Orizaba, Córdoba y Xalapa).
- P. impennis* (Bormans), 1893. Costa Rica y México (GRO: Xucumanatlán).
- P. silvestrii* Borelli, 1909. Costa Rica y México (MOR: Cuernavaca).
- P. dugesi* Borelli, 1909. México (GTO: Guanajuato; VER: Xalapa). Subfamilia Neolobophorinae Burr, 1907
- Metresura* Rehn, 1921
- M. ruficeps* (Burmeister), 1838. México hasta Panamá. Mexico (VER: Orizaba, Córdoba, Atoyac y Fortín; Ventanas).
- M. volsella* (Scudder), 1876. México (VER: Fortín, Atoyac y Orizaba).
- M. borelli* (Burr), 1906. México (JAL: Cerca de Guadalajara, VER: Xalapa, Córdoba).
- M. pygmaea* Brindle, 1970. México (DF: Desierto de los Leones; ZAC: 13 mi W Milpallas).
- Subfamilia Forficulidae Verhoeff, 1902
- Skalistes* Burr, 1907 (= *Anechurella* [como subgénero])
- S. lugubris lugubris* (Oohm), 1862. México (YUC; MOR: Cuernavaca; VER: Orizaba).
- S. l. metricus* (Rehn), 1903. Guatemala, Costa Rica y México (VER: Orizaba).
- S. vara* (Scudder, 1876). México (PUE: Chalchicomula y Puebla; MEX: Amecameca, MOR: Cuernavaca).
- S. smithi* (Borrnans, 1893). México (MOR: Cuernavaca; GRO: distrito Petlacala).
- S. inopinatus* (Burr, 1900). Guatemala, Costa Rica, Ecuador, Perú y México.
- S. cacaensis* (Caudell, 1907). Guatemala y México (JAL; SLP, GRO, NAY y PUE).
- S. cornuta* (Burr, 1908). México (GRO: Chipancingo; MOR: Cuernavaca y TAB: Teapa).
- S. linsleyi* Brindle, 1970. México (MICH).
- S. lucasi* Brindle, 1974. México (límite Chiapas-Oaxaca, 21 Km W Rizo de Oro, SE Cerro Baul)
- Doru* Burr, 1907 (= *Phaulex* Burr, 1911)
- D. lineare* (Eschscholtz, 1822) (= *Forficula suturalis* Serville, 1839; *F. taeniata* Dohm, 1862). Sur de E.U.A. hasta Brasil y Argentina. Mexico: Rascón, entre San Luis Potosí y Tampico; JAL: Huejotitlán; Tepatitlán; Lago Chapala; SIN: Los Mochis; PUE: Villa Juárez; SON: Alamos; MICH: Jacona; Cerro Curutaran, Jacona; Zamora; El Cerrito, Zamora; MOR: Progreso; 321 Carr. México-Guadalajara; Cuernavaca; Amacuzac; 15 km Sur de Cuernavaca; CHIS: Villa "Las Margaritas"; Rancho "La Esperanza", Comitán; OAX: Sarabia; km 140 y 190 Carr. Colima-Manzanillo; km 554 Carr. México-Tehuantepec; HGO: El Mexe; Ixmiquilpan; VER: Cotaxtla; Hueyapan; Xalapa; MEX: Chapingo.

25

ZORAPTERA

Michael S. Engel¹

RESUMEN. Se presenta una revisión general del orden de insectos hemimetábolos Zoraptera, con información acerca de su historia evolutiva y su biología. Una sola especie, *Zorotypus mexicanus*, ha sido registrada para México, si bien es posible que existan otras.

INTRODUCTION

“The Zoraptera...remain the least known insect order.”

Kristensen, 1995

Zoraptera are an order of minute, hemimetabolous insects, superficially resembling barklice (Psocoptera) or termites (Isoptera). Frequently referred to simply as zorapterans, the order has also acquired the uncommon names of ‘angel insects’ or more inappropriate ‘Bodenläuse’ (meaning ‘soil lice’). Individuals are generally less than 3 mm in total body length, exclusive of their antennae, and are gregarious. Small colonies of 15-120 individuals occur in the crevices or under dead bark of moist, decaying logs (they will also colonize man-made sawdust piles). Zorapterans feed principally on fungal hyphae and spores, but can also be general scavengers or predators, victimizing nematodes, mites, or other tiny arthropods. Other aspects of their biology and behavior are considered by Valentine (1986), Choe (1994a, b, 1995, 1997), and Engel (2003).

Scientists and laymen alike are typically unfamiliar with the Zoraptera and it is not uncommon for many entomologists to have never seen individuals alive or in collections. Overall, zorapterans are quite homogenous in their morphology. In-

dividuals of each species occur in two morphs: eyed and winged forms that then shed their wings after dispersal (e.g., Fig. 25.1) or blind and apterous forms that predominate in colonies. The order can be characterized by the following diagnostic combination of traits (updated from Engel & Grimaldi, 2000).

DIAGNOSIS

Order Zoraptera Silvestri, 1913

Adults minute (around 3 mm), hemimetabolous Neoptera; mouthparts mandibulate; lacinia fused to stipes, lacinia with strong inner, apical tooth; maxillary palpus five-segmented; labial palpus three-segmented; distal palpal segment of labial and maxillary palpi larger than preceding palpal segments; prementum divided; antennae nine-segmented (except in †*Zorotypus nascimbenei* and †*Z. acanthothorax* where it is eight-segmented), moniliform; compound eyes and ocelli present in winged forms; 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. 25.1), metatibial depressors greatly developed (*versus* the greatly developed metatibial levators of saltatorial groups such as Orthoptera); tarsi two-segmented, first segment minute, second segment elongate; claws simple; abdomen 11-segmented; two abdominal ganglia; cerci present, short, unsegmented (except in †*Z. goeleti* a weak, distal second segment is evident); ovipositor absent; male genitalia asymmetrical, gonostylus absent; female with 4-6 panoistic ovarioles; six Malpighian tubules; gregarious.

¹ Division of Entomology, Natural History Museum, and Department of Ecology and Evolutionary Biology, Snow Hall, 1460 Jayhawk Boulevard, University of Kansas, Lawrence, Kansas 66045-7523, USA. E-mail: msengel@ku.edu.

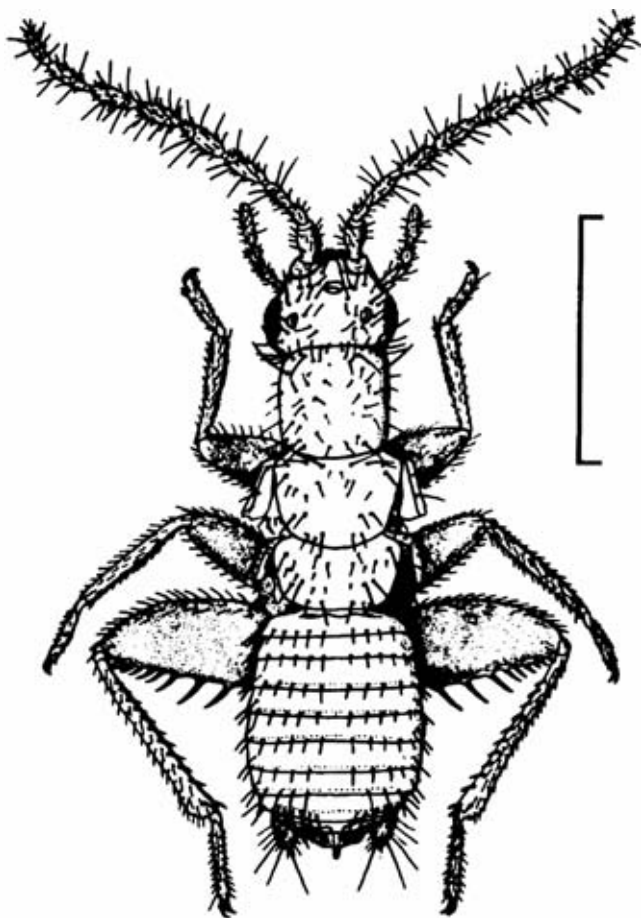


Fig. 25.1. Dorsal habitus of dealate male of *Zorotypus mexicanus* (modified from Bolívar & Pieltain, 1940). Scale bar = 1 mm.

CLASSIFICATION, EVOLUTION, AND BIOGEOGRAPHY

The order contains a single family, Zorotypidae, with two genera: *Zorotypus* and †*Xenozorotypus*, the latter known only from the Middle Cretaceous (Cenomanian) of southeast Asia (Engel & Grimaldi, 2002). Although some authors have attempted to fragment *Zorotypus* into multiple genera (Kukulová-Peck & Peck, 1993; Chao & Chen, 2000), these have all resulted in artificial groups and furthermore render *Zorotypus* in the strict sense paraphyletic (Engel & Grimaldi, 2000). All such 'genera' are now considered synonyms of *Zorotypus* (Engel & Grimaldi, 2000).

Although there are numerous hypotheses concerning the phylogenetic placement of Zoraptera

(e.g., Boudreaux, 1979; Hennig, 1981; Rasnitsyn, 1998; Wheeler *et al.*, 2001), a conclusive assignment of the order to a superordinal clade remains controversial. At present, the most well-supported position recognizes the Zoraptera as polyneopterans, sister to the webspinners (Embiidina = Embioptera) (Engel & Grimaldi, 2000). This conclusion is based on numerous shared apomorphic traits the most notable being the unique hyper-development of the metatibial depressors in both orders, dehiscent wings, reduced anal region of wings (*i.e.*, narrow, paddle-shaped wings), gregarious behavior, apterous morphs (occurs among some male Embiidina). Additional shared traits are discussed by Engel & Grimaldi (2000). Continued cladistic work on the relationships among major hexapod lineages will undoubtedly provide significant insights into the affinities of Zoraptera.

The order is clearly of ancient origin, perhaps diverging from relatives such as the Embiidina during the Late Triassic or Early Jurassic. Relatively apomorphic species of both orders are known from the Middle Cretaceous (Engel & Grimaldi, 2002; Grimaldi *et al.*, 2002) and in fact Cretaceous zorapterans already exhibit the development of dual morphs within species. Thus, typical zorapterans (and even the genus *Zorotypus*) had appeared by the Middle Cretaceous. Unfortunately, pre-Cretaceous records of Zoraptera will be challenging to discover since these minute, delicate insects require remarkable fidelity in preservation to allow meaningful identification, something best achieved in amber. Presently, however, insect-bearing ambers are known only back as far as the earliest Cretaceous.

Zorapterans are principally distributed pantropically, with only four species occurring north of the Tropic of Cancer (*i.e.*, North of 23.5° N): *Z. hubbardi* in the United States, *Z. snyderi* in Florida, and *Z. sinensis* and *Z. medoensis* in Tibet. Almost all of the northernmost records for *Zorotypus* in North America are from sawdust piles rather than natural logs, suggesting that the distribution in regions with considerable winter frosts is artificially influenced by human activity (Engel, 2003; however, see, Short, 2002), which may represent a seasonal migration perhaps followed by local population extinction during the winter months. The effects of global climate change on northern

migrations of *Zorotypus* are uncertain. Aside from the aforementioned four species, all zorapterans are tropical. Even those fossil records of Zoraptera discussed above all stem from ambers formed in warm-tropical paleoclimates (Engel & Grimaldi, 2002). Although species have at times been considered highly endemic owing to poor dispersal abilities (e.g., Huang, 1980), increasingly species are being discovered to have larger geographic ranges than previously understood (e.g., New, 2000; Engel, 2001). Such species provide evidence of some degree of dispersal ability in zorapterans so as to maintain specific integrity over these ranges. Furthermore, the presence of zorapterans on distantly isolated islands of relatively recent geological age such as Hawaii indicates some dispersal capabilities.

HABITAT AND COLLECTION

Once a successful 'search-image' is developed for locating zorapteran habitats, then species are typically not difficult to locate. In fact, the 'rarity' of zorapterans may be merely apparent and more a result of poor collecting than any actual scarcity. Certainly some species are uncommon, but overall the actual abundance of the order likely does not live up to its reputation for scant occurrence. Wilson (1959) went so far as to identify a 'Zoraptera stage' in decomposition whereby logs can be easily torn with an ordinary collecting tool. Naturally-formed spaces in logs not reached by light harbor zorapteran colonies. Once the wood is disturbed individuals will quickly scatter to avoid detection, thus 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.

ZORAPTERA IN MEXICO

Presently, a single species, *Zorotypus mexicanus*, has been discovered in Mexico (Bolívar & Pieltain, 1940); however, there are certainly numerous discoveries waiting to be made concerning zorapteran diversity and biogeography within the coun-

try. Zoraptera are infrequently collected, perhaps principally because of their diminutive size, and most entomologists are unfamiliar with them. As mentioned above, when collecting attempts have been more focused on zorapterans these have been successful in locating colonies. Thus, the diversity of suitable habitats in southern Mexico (as well as numerous other Mesoamerican countries; e.g., Guatemala, Honduras, El Salvador, Nicaragua) suggests that the absence of records is perhaps artificial and due to poor collecting efforts. Once southern Mexico is more critically examined for zorapterans not only will the broader distribution of *Z. mexicanus* become elucidated but additional species will undoubtedly be discovered (both undescribed and described; e.g., wide ranging species like *Z. barberi* may also occur in tropical Mexico). Similarly, the presence of two *Zorotypus* species in the slightly younger (ca. Early Miocene) amber from the Dominican Republic suggests that zorapterans may eventually be discovered in Mexican amber (Oligocene-Miocene). For now, however, *Z. mexicanus* remains the only zorapteran recorded from Mexico as well as an apparent endemic to the mountains of Chiapas (altitudes of 750-800 m).

ACKNOWLEDGMENTS

I extend my appreciation to J. Llorente Bousquets and J. J. Morrone for inviting me to contribute to this volume; to I. A. Hinojosa-Diaz for translating my abstract into Spanish; and to the aforementioned colleagues as well as Molly G. Rightmyer for comments on the manuscript. This is contribution Nr. 3325 of the Division of Entomology, Natural History Museum and Biodiversity Research Center, University of Kansas.

REFERENCES

- BOLÍVAR & PIELTAIN, C. 1940. Estudio de un nuevo zoráptero de México. *An. Esc. Nac. Cienc. Biol.*, IPN, México 1: 515-522.
- BOUDREAUX, H.B. 1979. *Arthropod phylogeny with special reference to insects*. Wiley Interscience, New York.
- CHAO, R. F. & C. S. CHEN. 2000. *Formosozoros newi*, a new genus and species of Zoraptera (Insecta) from Taiwan. *Pan-Pac. Ent.*, 76: 24-27.

- 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.
- _____. 1994b. Sexual selection and mating system in *Zorotypus gurneyi* Choe (Insecta: Zoraptera). II. Determinants and dynamics of dominance. *Behav. Ecol. Sociobiol.*, 34: 233-237.
- _____. 1995. Courtship feeding and repeated mating in *Zorotypus barberi* (Insecta: Zoraptera). *Anim. Behav.*, 49: 1511-1520.
- _____. 1997. The evolution of mating systems in the Zoraptera: Mating variations and sexual conflicts, pp. 130-145. In J.C. Choe & B.J. Crespi (eds.), *The evolution of mating systems in insects and arachnids*. Cambridge University Press, Cambridge.
- ENGEL, M.S. 2001. New Neotropical records for three *Zorotypus* species (Zoraptera: Zorotypidae). *Ent. News*, 112: 278-280.
- _____. 2003. Zoraptera, pp. 1201-1203. In: V. H. Resh & R. T. Cardé (eds.), *Encyclopedia of Insects*. Academic Press, California.
- _____. & 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: 149-164.
- _____. & _____. 2002. The first Mesozoic Zoraptera (Insecta). *Am. Mus. Novit.*, 3362: 1-20.
- GRIMALDI, D.A., M.S. ENGEL & P.C. NASCIMBENE. 2002. Fossiliferous Cretaceous amber from Myanmar (Burma): Its rediscovery, biotic diversity, and paleontological significance. *Am. Mus. Novit.*, 3361: 1-72.
- HENNIG, W. 1981. *Insect phylogeny*. Wiley Inter-Science, New York.
- HUANG, F.-S. 1980. The order Zoraptera and its geographical distribution, pp. 1087-1090. In: *Geological and Ecological Studies of Qinghai-Xizang Plateau: Proceedings of Symposium on Qinghai-Xizang (Tibet) Plateau*. Science Press, Beijing.
- KRISTENSEN, N.P. 1995. Forty years' insect phylogenetic systematics: Hennig's "Kritische Bemerkungen..." and subsequent developments. *Zool. Beitr.*, 36: 83-124.
- 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: 333-350.
- NEW, T.R. 2000. Zoraptera (Insecta) in East Malaysia: Notes on *Zorotypus caudelli* Karny. *Oriental Ins.*, 34: 77-82.
- RASNITSYN, A.P. 1998. On the taxonomic position of the insect order Zorotypida = Zoraptera. *Zool. Anz.*, 237: 185-194.
- SHORT, A.E.Z. 2002. New record of Zoraptera in Delaware. *Ent. News*, 113: 215.
- SILVESTRI, F., 1913. Descrizione di un nuovo ordine di insetti. *Boll. Lab. Zool. Gen. Agr., Portici*, 7: 193-209.
- VALENTINE, B.D. 1986. Grooming behavior in Embioptera and Zoraptera (Insecta). *Ohio J. Sci.*, 86: 150-152.
- WHEELER, W. C., M. WHITING, Q. D. WHEELER & J. M. CARPENTER. 2001. The phylogeny of the extant hexapod orders. *Cladistics*, 17: 113-169, 403-404.
- WILSON, E.O. 1959. Some ecological characteristics of ants in New Guinea rain forests. *Ecology*, 40: 437-447.

HYDRAENIDAE (COLEOPTERA)

José Luis Navarrete-Heredia¹ & Georgina A. Quiroz-Rocha¹

ABSTRACT. In this paper we provide an overview of the Hydraenidae (Coleoptera) of Mexico. At present, the Mexican hydraenid fauna includes a total of 71 species belonging to two subfamilies and four genera: *Hydraena*, *Limnebius*, *Ochthebius* and *Gymnochthebius*. The minute moss beetles have been collected in 27 of the 31 Mexican states. Highest diversity is in Baja California and Chiapas, with 15 species. Campeche, Querétaro, Quintana Roo, and Tabasco lack specific records. 21 species are shared with the United States and sometimes also with Canada; seven are shared with Neotropical countries, primarily from Central America; four are widely distributed from the United States south to Latin American countries, some including the Antilles. A higher proportion of the species is endemic to Mexico: 36 species (50.7%). The checklist of the Hydraenidae of Mexico, with notes on distribution by state, is provided. Also are included notes on biology, history of taxonomy and a key for the Mexican genera.

INTRODUCCIÓN

La familia Hydraenidae es una de las siete familias que forman la superfamilia Staphylinoidea (*sensu* Lawrence & Newton, 1995) del orden Coleoptera. A los miembros de esta familia (Fig. 26.1) se los puede reconocer por la siguiente combinación de caracteres: longitud corporal de 1-3 mm; cuerpo alargado y aplanado, glabro o con pubescencia fina; antenas con nueve artejos incluyendo

la maza antenal formada por cinco antenómeros, con una cúpula en la base de la maza; palpos maxilares algunas veces muy largos; inserciones antenales ocultas; porción visible de la procoxa, de transversa a globular, con el trocántin al menos parcialmente expuesto; cavidades procoxales externa e internamente abiertas a cerradas; mesocoxas separadas por al menos 0.4X de la anchura coxal o hasta 1X, cavidades mesocoxales abiertas lateralmente; fórmula tarsal 5-5-5; con seis o siete ventritos, ninguno connado (Lawrence, 2001). Una descripción más detallada puede consultarse en los trabajos de Perkins (1981, 2000).

En general, las especies son relativamente fáciles de reconocer, debido a su tamaño pequeño, que a menudo es menor a 2 mm, además de tener una cúpula en la base de la maza antenal, como se presenta en muchas especies acuáticas de Hydrophilidae. Al igual que en varias especies de Hydrophilidae, algunas presentan el palpo maxilar muy grande (particularmente especies de *Hydraena*), sin embargo, a diferencia de ellos, la maza antenal es de cinco artejos (en Hydrophilidae generalmente son tres), además de que tienen seis o siete ventritos, en lugar de cinco (Lawrence, 2001).

La información presentada procede principalmente de la revisión realizada por Perkins (1981, 2000) y Hansen (1998). En este trabajo se sigue la clasificación propuesta por Hansen (1998), incluyendo los cambios taxonómicos para algunas especies. Con base en la información obtenida se mencionan aspectos sobre la distribución de las especies conocidas para México, incluyendo la distribución por estado. El material fotográfico fue obtenido con una cámara Sony adaptada a un microscopio Zeiss. Los ejemplares proceden de Temascaltepec, Estado de México, y se encuentran depositados en la Colección Entomológica del Centro de Estudios en Zoología.

¹ Entomología, Centro de Estudios en Zoología, CUCBA, Universidad de Guadalajara, Apdo. Postal 234, 45100 Zapopan, Jalisco, México.



Fig. 26.1. Vista dorsal de *Ochthebius* sp., procedente de Temascaltepec, Estado de México.

BIOLOGÍA

En general, los hidrénidos son coleópteros acuáticos o de lugares muy húmedos (Perkins, 1981, 2000). Algunas especies se encuentran en cascadas, arroyos o bien en la hojarasca que se acumula en los ríos. Otras especies viven en musgos, pastos y nidos de aves marinas (Spangler, 1982). Otras especies son arenícolas y viven en la arena húmeda, en la orilla de las corrientes, charcos o estanques, pero existen pocos géneros considerados como completamente terrestres (Jäch, 1995).

Aunque para algunas de las especies mexicanas se carece de información sobre su biología, muchas de ellas se han recolectado en ambientes acuá-

ticos y semiacuáticos, tanto permanentes como temporales. Varias especies se han recolectado en musgos, por ejemplo *Hydraena leechi* Perkins. Otras se han recolectado en cuerpos de agua en zonas áridas, por ejemplo *Hydraena campbelli* Perkins y *Limnebius angustulus* Casey, entre otras. *Gymnochthebius fossatus* (LeConte) y *Ochthebius mexcavatus* Perkins en Morelos se recolectaron en pozas pequeñas de Huajintlán (Santiago-Fragoso & Vázquez-Navarrete, 1989), mientras que los ejemplares de Temascaltepec se encontraron asociados a algas verdes filamentosas.

HISTORIA DE LA TAXONOMÍA EN MÉXICO

Para México se conocen 70 especies (Apéndice 26.1), las cuales fueron descritas por siete autores (LeConte, 1852, 1855, 1878; Horn, 1872; Sharp, 1882, 1887; Casey, 1886; Orchymont, 1923; Perkins, 1981; Jäch, 1992) en un periodo de 140 años (1852-1992) (Figs. 26.2-3). En general, la actividad de descripción de las especies mexicanas, muestra un comportamiento particular; con incrementos importantes en algunos años, pero periodos largos de inactividad (Fig. 26.3). En este sentido, el evento más importante para la taxonomía de los hidrénidos mexicanos es la revisión de las especies americanas realizado por Perkins en 1981 (Fig. 26.2-4). De las espe-

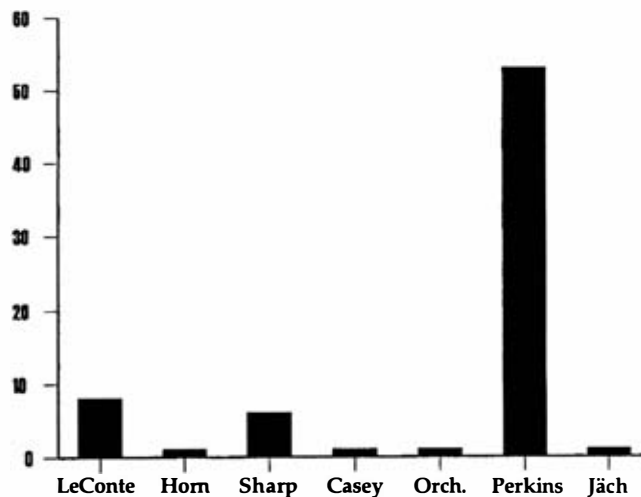


Fig. 26.2. Especialistas que describieron las especies de hidrénidos mexicanos y el número de especies descritas.

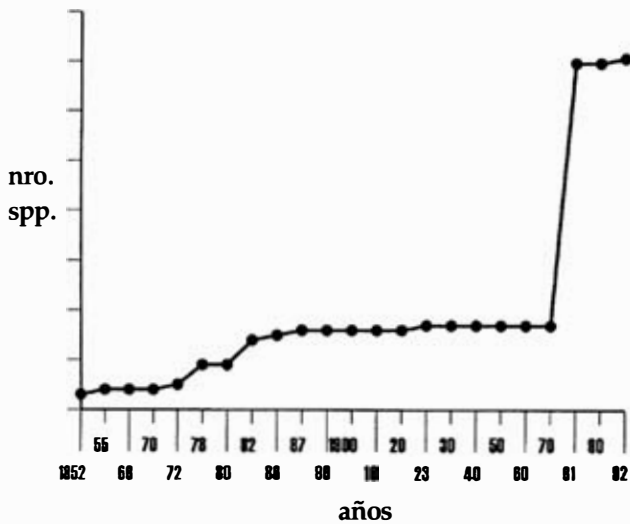


Fig. 26.3. Curva de acumulación de especies de hidrénidos descritas de México.

cies conocidas para el país, este autor describió 53, correspondiendo al 74.64% (Fig. 26.2). Los ejemplares tipo de las especies mexicanas se encuentran depositados en varios museos, principalmente de los Estados Unidos, Canadá e Inglaterra.

Sharp (1882: 90-94) en la *Biologia Centrali-Americana* incluyó a las especies de *Ochthebius* e *Hydraena* en la familia Hydrophilidae, de las cuales dos fueron recolectadas en México, ambas de Guanajuato: *Ochthebius parvulus* Sharp y *O. obscurus* Sharp, mismos que actualmente son conocidos como: *Gymnochthebius fossatus* y *Ochthebius sharpi* Jäch, respectivamente. Después, Villada (1901: 26) las citó utilizando los nombres de Sharp en el *Catálogo de la colección de coleópteros mexicanos del Museo Nacional, formada y clasificada por Eugenio Dugès*. En el catálogo de Blackwelder (1944: 85) las cuatro especies de hidrénidos se mencionan como pertenecientes a Limnebiidae, mientras que el nombre Hydraenidae queda como sinónimo. Posterior a la revisión de Perkins (1981) los trabajos que mencionan a la familia Hydraenidae o nombres de especies de hidrénidos mexicanos son los de Santiago-Fragoso & Vázquez-Navarrete (1989) quienes citan a *Gymnochthebius fossatus* y *Ochthebius mexcavatus* para Morelos recolectados en pozas pequeñas, Arce-Pérez (1995) los cita en su sinopsis de los coleópteros acuáticos y semiacuáticos del río Amacuzac.

CLASIFICACIÓN DE LA FAUNA MEXICANA

A nivel mundial se conocen alrededor de 1200 especies, pertenecientes a 38 géneros y agrupadas en cuatro subfamilias (Hansen, 1998; Perkins, 2000). Las especies mexicanas se incluyen en dos subfamilias: Hydraeninae (*Hydraena* y *Limnebius*) y Ochthebiinae (*Ochthebius* y *Gymnochthebius*). En la región Neártica, además se conocen los géneros *Neochthebius* y *Enicocerus* (Ochthebiinae), ambos representados por una especie cada uno. Al sur de México también se encuentran, *Hydraenida*, *Parhydraenida* y *Meropathus*. El género *Spanglerina* descrito por Perkins (1981) fue sinonimizado con *Hydraena* por el mismo (1997). La riqueza de hidrénidos mexicanos ocupa un lugar importante si se compara con la de otras regiones, por ejemplo Canadá, Estados Unidos, España, Lituania y China (Fig. 26.4).

CLAVE PARA LOS GÉNEROS DE HYDRAENIDAE DE MÉXICO (Modificada de Perkins, 2000)

1. Tercer palpómero maxilar más corto y menos robusto que el cuarto..... Hydraeninae 2

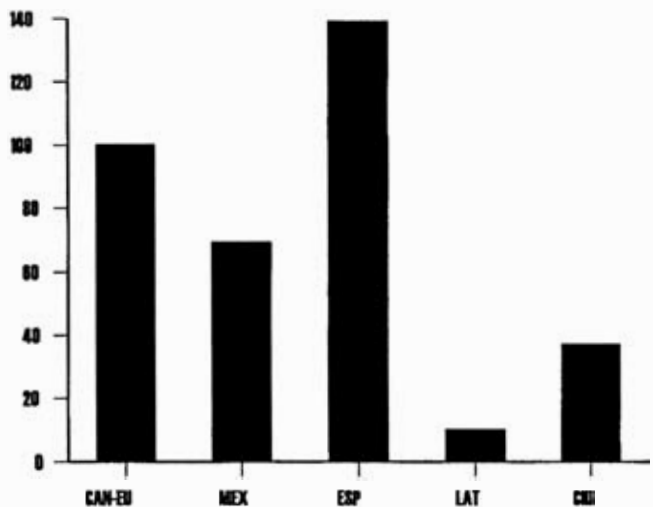


Fig. 26.4. Número de especies de Hydraenidae presentes en algunos países. CAN-EU= Canadá y Estados Unidos, MEX= México, ESP= España, LAT= Lituania, CHI= China. Datos tomados de: Hansen (1998), Jäch (1995), Perkins (1981, 2000), Ribera *et al.* (1999) y Telnov *et al.* (1997).

- 1'. Tercer palpómero maxilar más largo y robusto que el cuarto.....Ochthebiinae 3
- 2. Palpo maxilar muy largo, mucho más largo que las antenas, segundo palpómero muy alargado y adelgazado.....*Hydraena*
- 2'. Palpo maxilar no muy largo, segundo palpómero nunca alargado.....*Limnebius*
- 3. Pronoto con lóbulos anterolaterales conspicuos; edéago con lóbulo medio bífido apicalmente...
.....*Gymnochthebius*
- 3'. Pronoto sin lóbulos anterolaterales diferenciados; edéago con lóbulo medio nunca bífido en su ápice, pero con un proceso insertado preapicalmente.....*Ochthebius*

mayoría de los estados al menos tienen una especie registrada en la entidad, con excepción de Querétaro, Tlaxcala, Tabasco, Campeche y Quintana Roo. Los estados con mayor riqueza específica son Baja California y Chiapas con 15 especies cada uno y Durango con 14, mientras que Baja California Sur, Coahuila, Nuevo León, Guanajuato, Michoacán y Guerrero solo tienen a una especie.

Por ahora, de las 71 especies formalmente descritas para el país: 21 (29.57%) son comunes con Estados Unidos (pocas veces incluye también a Canadá); siete (9.85%) son comunes con otras partes de la región Neotropical (especialmente América Central); cuatro (5.63%) presentan una distribución más amplia incluyendo Estados Unidos-Guatemala (2) o Estados Unidos y el resto de Latinoamérica, incluyendo las Antillas (2); finalmente, 36 (50.7%) especies son endémicas.

Estos valores son relativamente similares a los observados para las especies de Staphylinidae (Navarrete-Heredia *et al.*, 2002) en cuanto a la proporción de especies endémicas y de amplia distribución, pero se invierten en las especies compar-

DISTRIBUCIÓN Y DIVERSIDAD DE LOS HIDRÉNIDOS MEXICANOS

Las especies de Hydraenidae en México muestran un patrón peculiar de distribución (Fig. 26.5). La



Fig. 26.5. Número de especies de hidrénidos conocidas en México por estado.

tidas con Estados Unidos y Canadá o Latinoamérica. Para los hidrénidos, el valor mayor se comparte con Estados Unidos y Canadá mientras que para las Staphylinidae, esto es con países de la región Neotropical.

La mayor diversidad a nivel genérico se presenta en *Hydraena* con 36 especies, seguido de *Ochthebius* con 24, *Limnebius* con seis y finalmente *Gymnochthebius* con tres. En la región Neártica (excluyendo la porción correspondiente a México), estos géneros están representados por 43 especies (*Ochthebius*), 29 especies (*Hydraena*), 13 especies (*Limnebius*) y siete especies (*Gymnochthebius*) (Perkins, 2000).

PERSPECTIVAS

Aunque pudiera pensarse que este grupo está relativamente bien conocido, debido a la existencia de una revisión taxonómica reciente, la situación es diferente. Para explicarlo, se tomó como base la información específica de las localidades de las especies presentes en los estados con mayor riqueza: Baja California, Durango y Chiapas. De las 15 especies conocidas para Baja California, éstas fueron recolectadas en 16 sitios, sin embargo, tres de ellos se encuentran en la Sierra de Juárez, dos cercanos al Rancho Hamilton, tres en la Sierra de San Pedro Mártir y dos en la Misión de San Miguel, lo que reduce a diez las localidades muestreadas en la entidad. Para las especies de Chiapas, éstas se recolectaron en nueve sitios, de los cuales dos corresponden a localidades cercanas a Bochil, lo que reduce a ocho las localidades en la entidad. Por último, en Durango, las 14 especies se recolectaron en 12 sitios de recolecta, de los cuales tres se encuentran cerca de los Bancos y dos cercanos a Morcillo, reduciéndose a nueve las localidades en la entidad.

En Baja California es donde se ha muestreado un poco más en comparación con otros estados. Así, dos de las localidades con mayor número de especies en la entidad son La Suerte (Sierra de San Pedro Mártir) con seis especies: *Hydraena circulatoria*, *Limnebius piceus*, *Ochthebius arenicolus*, *O. discretus*, *O. puncticollis* y *O. tubus*; el Arroyo la Purísima con cinco especies (*Gymnochthebius fossatus*, *G. laevipennis*, *Ochthebius lineatus*, *O. sculptus* y *O. tubus*),

sin embargo, todas las especies se comparten al menos con los Estados Unidos. En Chiapas y Durango, las especies por sitio de recolecta van de una a cuatro.

De las 36 especies endémicas para México, 27 solo se conocen de un estado, destacando Chiapas, Durango y Oaxaca con cinco especies cada uno. En Chiapas y Durango, hay ocho especies endémicas que fueron recolectadas en un solo sitio, mientras que *Hydraena alternata* e *H. breedlovei* se recolectaron en dos y tres sitios respectivamente. Por lo anterior y con base en el hecho que México posee una riqueza importante en recursos hídricos (para mayores detalles consultar el trabajo de Arriaga *et al.*, 2000), el conocimiento que se tiene sobre los hidrénidos mexicanos es producto de recolectas no sistematizadas en pocos sitios de la República Mexicana. Baja California y Chiapas han sido de los estados más visitados por especialistas de Estados Unidos, el primero por su cercanía geográfica y el segundo por su importancia como región tropical. Ante esta situación, es importante promover el desarrollo de estudios taxonómicos con especies de este grupo de coleópteros que seguramente proporcionará un número importante de especies nuevas, además de precisar los patrones de distribución hasta ahora conocidos, por ejemplo para el estado de Morelos se desconocían registros de hidrénidos, pero Santiago-Fragoso & Vázquez-Navarrete (1989) en su estudio en el río Amacuzac citaron a dos especies. Mientras que para Coahuila se conocía una especie, Jäch (1994) incrementó el número a cinco con una sola recolecta en Acuña, localidad muy cercana a la frontera con Estados Unidos.

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos al M. en C. Roberto Arce (Instituto de Ecología) por la donación del trabajo de Perkins (1981). Ésta es una contribución al proyecto: "Colección Entomológica del Centro de Estudios en Zoología, Universidad de Guadalajara", apoyado por la Universidad de Guadalajara, así como del proyecto "Catálogo de autoridad de las familias Histeridae, Hydraenidae y Erotylidae", apoyado por la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad", clave BE004.

REFERENCIAS

- ARCE-PÉREZ, R. 1995. Lista preliminar de coleópteros acuáticos del estado de Morelos, México. *Acta Zool. Mex.* (n.s.), 65: 43-53.
- ARRIAGA CABRERA, L., V. AGUILAR SIERRA & J. ALCO-CERDURAND. 2000. *Aguas continentales y diversidad biológica de México*. Comisión para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México.
- BLACKWELDER, R. E. 1944. Checklist of the coleopterous insects of Mexico, Central America, the West Indies, and South America. part 1. *Smithson. Inst. U. S. Mus. Bull.*, 185(1): 1-188.
- CASEY, T.L. 1886. Descriptive notices of North American Coleoptera. I. *Bull. California Acad. Sci.*, 2(6): 157-264.
- HASEN, M. 1998. *World catalogue of insects*. Vol. 1. *Hydraenidae* (Coleoptera). Apollo Books, Stenstrup.
- HORN, G.H. 1872. Descriptions of some new North American Coleoptera. *Trans. Amer. Ent. Soc.*, 4: 143-152.
- JÄCH, M.A. 1992 (1991). Revision of the Palearctic species of the genus *Octhebius* Leach. VII. The subgenus *Enicocerus* Stephens (Coleoptera: Hydraenidae). *Elytron*, 5: 139-158.
- . 1994. Descriptions of new species of Hydraenidae (Coleoptera) from Texas, Indiana and Oklahoma, with faunistic and taxonomic notes on the family in Texas. *Coleop. Bull.*, 48(4): 301-308.
- . 1995. Hydraenidae (Coleoptera), pp. 173-180. En: Jäch, M. A. & L. Ji (eds.). *Water beetles of China*. Vol. I. Zoologisch-Botanische Gesellschaft and Wiener Coleopterologenverein, Viena.
- LAWRENCE, J. F. 2001. Las familias de coleópteros de Costa Rica. <http://www.inbio.ac.cr/papers/coleoptera/Index2.html>. Consultada en el mes de marzo 2003.
- & A.F. NEWTON, Jr. 1995. Families and subfamilies of Coleoptera (with selected genera, notes, references and data on family-group names), pp. 779-1006. En: Pakaluk, J. & Slipinski (eds.). *Biology, Phylogeny and classification of Coleoptera: Papers celebrating the 80th birthday of Roy A. Crowson*. Muzeum i Instytut Zoologii PAN, Varsovia.
- LECONTE, J.L. 1852. Descriptions of new Coleoptera from California. *Ann. Lyceum Nat. Hist. New York*, 5: 185-216.
- . 1855. Synopsis of the Hydrophilidae of the United States. *Proc. Acad. Nat. Sci. Philadelphia*, 7: 356-375.
- . 1878. Additional descriptions of new species. *Proc. Amer. Phil. Soc.*, 17: 373-434.
- NAVARRETE-HEREDIA, J. L., A. F. NEWTON, M. K. THAYER, J. S. ASHE & D. S. CHANDLER. 2002. *Guía ilustrada para los géneros de Staphylinidae (Coleoptera) de México. Illustrated guide to the genera of Staphylinidae (Coleoptera) de México*. Universidad de Guadalajara y Conabio, México.
- ORCHYMONT, A. d'. 1923. Les *Hydraena* américaines. *Ann. Soc. Ent. Belgique*, 63: 33-44.
- PERKINS, P.D. 1981 (1980). Aquatic beetles of the family Hydraenidae in the Western Hemisphere. *Quaest. Ent.*, 16(1-2): 1-553.
- . 1997. Life on the effective bubble: exocrine secretion delivery systems (ESDS) and the evolution and classification of beetles in the family Hydraenidae (Insecta: Coleoptera). *Ann. Carnegie Mus.*, 66(2): 89-207.
- . 2000. 16. Hydraenidae Mulsant, 1844, pp. 228-232. En: Arnett, R.H., Jr. & M.C. Thomas (eds.). *American Beetles: Archostemata, Myxophaga, Adephaga, Polyphaga: Staphyliniformia*. Vol. 1. CRC Press, Boca Raton.
- RIBERA, I., C. HERNANDO & P. AGUILERA. 1999 (1998). An annotated checklist of the Iberian water beetles (Coleoptera). *Zapateri Rev. Aragonesa Ent.*, 8: 43-111.
- SANTIAGO-FRAGOSO, S. & L. VÁZQUEZ-NAVARRETE. 1989. Coleópteros acuáticos y semiacuáticos del río Amacuzac (Huajintla y El Estudiante) Morelos, México. *An. Inst. Biol., UNAM, serie Zoología*, 60(3): 405-426.
- SHARP, D. 1882. *Biologia Centrali-Americana, Insecta, Coleoptera, Haliplidae, Dytiscidae, Gyrinidae, Hydrophilidae, Heteroceridae, Parnidae, Georissidae, Cyatocheridae*. pp. 1-144. Vol. 1 (2). , Londres.
- . 1887. *Biologia Centrali-Americana, Insecta, Coleoptera, Supplement*. pp. 673-820. Vol. 1(2), Londres.
- SPANGLER, P.J. 1982. Coleoptera, pp. 328-397. En: Hurlbert, S. H. & A. Villalobos-Figueroa (eds.). *Aquatic biota of Mexico, Central America and the West Indies*. San Diego State University, San Diego.
- TELNOV, D., A. BARSEVSKIS, F. SAVICH, F. KOVALEVSKY, S. BERDNIKOV, M. DORONIN, R. CIBULSKIS, D. RATNIECE. 1997. The updated list of Latvian Beetles (Coleoptera). *Mitteil. Internat. Ent. Ver., Suppl.*, 5: 1-140.
- VILLADA, M. 1901. *Catálogo de la Colección de coleópteros mexicanos del Museo Nacional, formada y clasificada por el Dr. D. Eugenio Dugés (salón de entomología)*. Imprenta del Museo Nacional, México.

APÉNDICE 26.1.

Lista de especies de Hydraenidae conocidas para México. MÉXICO= México sin localidad precisa. Elaborada a partir de los trabajos de Perkins (1981) y Hansen (1998).

Hydraenidae**Hydraeninae**

- Hydraena alternata* Perkins, 1981. DGO.
- H. argutipes* Perkins, 1981. DGO.
- H. arizonica* Perkins, 1981. DGO. Estados Unidos.
- H. barricula* Perkins, 1981. CHIS.
- H. bractea* Perkins, 1981. DGO.
- H. bractoides* Perkins, 1981. DGO.
- H. breedlovei* Perkins, 1981. DGO.
- H. brevis* Sharp, 1882. COL, CHIS, GRO, OAX. Guatemala, Honduras y Panamá.
- H. campbelli* Perkins, 1981. CHIS.
- H. canticacollis* Perkins, 1981. ZAC.
- H. chiapa* Perkins, 1981. CHIS.
- H. circulata* Perkins, 1981. BCN. Canadá, Estados Unidos.
- H. colymba* Perkins, 1981. CHIS. Guatemala, Costa Rica y Honduras.
- H. crystallina* Perkins, 1981. JAL.
- H. cuspidicollis* Perkins, 1981. OAX, JAL, MEX, VER, COL.
- H. d. destina* Perkins, 1981. CHIS.

- H. exilipes* Perkins, 1981. TAMPS.
H. fluvicola (Perkins, 1981). OAX.
H. frondicola (Perkins, 1981). NAY, JAL.
H. geminya Perkins, 1981. OAX.
H. grouvellei d'Orchymont, 1923. MEXICO.
H. ingens (Perkins, 1981). MEX.
H. leechi Perkins, 1981. CHIH, TAMPS. Estados Unidos.
H. longicollis Sharp, 1882. CHIS. Guatemala y Nicaragua.
H. mazamitla Perkins, 1981. JAL.
H. mexicana Perkins, 1981. CHIS, SLP, VER.
H. oaxaca Perkins, 1981. OAX.
H. oblio Perkins, 1981. CHIS. Guatemala.
H. prieto Perkins, 1981. DGO. TAMPS.
H. pulsatrix Perkins, 1981. TAMPS, VER. Estados Unidos.
H. sabella Perkins, 1981. CHIS. Guatemala.
H. scintilla Perkins, 1981. OAX, HGO, SLP.
H. scolops Perkins, 1981. MEX.
H. scopula Perkins, 1981. JAL.
H. splecoma Perkins, 1981. CHIS.
H. vela Perkins, 1981. NAY.
H. zapatina Perkins, 1981. JAL.
Limnebius angustulus (Casey, 1886). TAMPS. Estados Unidos.
L. arenicolus Perkins, 1980. BCN. Estados Unidos.
L. mexicanus Perkins, 1980. OAX.
L. mitus Perkins, 1980. ZAC, NAY.
L. piceus (Horn, 1872). BCN. Estados Unidos.
L. sinuatus (Sharp, 1882). CHIS, DGO, JAL, SLP, ZAC, OAX.
 Estados Unidos y Guatemala
Ochthebiinae
Gymnochthebius fossatus (LeConte, 1855). AGS, BCN, CHIS, DF, DGO, HGO, JAL, MEX, MICH, MOR, OAX, PUE, SLP, TAMPS, ZAC. Argentina, Bolivia, Brasil, Colombia, Cuba, Guatemala, Honduras, Jamaica y Puerto Rico
G. laevipennis (LeConte, 1878). BCN. Estados Unidos.
G. oppositus Perkins, 1981. BCS, VER. Estados Unidos.
Ochthebius angularidus Perkins, 1981. COAH, NL. Estados Unidos.
O. apache Perkins, 1981. ZAC. Estados Unidos.
O. apicalis Sharp, 1882. CHIS, VER. Guatemala.
O. arenicolus Perkins, 1981. BCN. Estados Unidos.
O. attritus LeConte, 1878. YUC. Estados Unidos, Brasil, Colombia, Cuba, Puerto Rico y República Dominicana.
O. aztecus Sharp, 1887. DF, DGO, MEX, PUE. Estados Unidos.
O. borealis Perkins, 1981. BCN. Estados Unidos y Canadá.
O. browni Perkins, 1981. MEX.
O. discretus LeConte, 1878. BCN. Canadá y Estados Unidos.
O. gruwelli Perkins, 1981. BCN. Estados Unidos.
O. interruptus LeConte, 1852. BCN. Canadá y Estados Unidos.
O. lineatus LeConte, 1852. BCN, CHIH, NAY, OAX, SIN, SON. Canadá, Estados Unidos y Colombia
O. madrensis Perkins, 1981. DGO. Estados Unidos.
O. mesoamericanus Perkins, 1981. CHIS, DGO, JAL, SLP, SIN, SON. Guatemala.
O. mexcavatus Perkins, 1981. DGO, MOR, SIN, SON.
O. mexicanus Perkins, 1981. MEX.
O. pauli Perkins, 1981. OAX.
O. puncticollis LeConte, 1852. BCN. Estados Unidos.
O. similis Sharp, 1882. HGO, VER. Estados Unidos y Guatemala.
O. rectusalsus Perkins, 1981. BCN. Estados Unidos.
O. reticulocostus Perkins, 1981. MEX, NAY.
O. sculptoides Perkins, 1981. AGS, DGO, SLP, SIN, ZAC. Estados Unidos.
O. sculptus LeConte, 1878. BCN. Estados Unidos.
O. sharpi Jäch, 1992. GTO, HGO, MEX.
O. tubus Perkins, 1981. BCN, SLP, TAMPS. Estados Unidos.

HISTERIDAE (COLEOPTERA)

José Luis Navarrete-Heredia¹, Georgina A. Quiroz Rocha¹, Peter W. Kovarik²,
Michael S. Caterino³, Alexei Tishechkin⁴ & Miguel Vásquez-Bolaños¹

ABSTRACT. We provide an overview of the Histeridae (Coleoptera) of Mexico. The Mexican histerid fauna includes 281 species, belonging to 63 genera; of them, one genus and one species was described recently and the publication is in press. Eight subfamilies are recognized for the Mexican fauna: Abraeinae, Dendrophilinae, Hetaeriinae, Histerinae, Onthophilinae, Sapriniinae, Tribalinae, and Trypanaeinae. The checklist of the Mexican Histeridae is provided. Also notes on biology and a brief history of their taxonomy is included.

INTRODUCCIÓN

La familia Histeridae está incluida en la superfamilia Hydrophiloidea (*sensu* Lawrence & Newton, 1995) del orden Coleoptera, la cual está constituida por cuatro familias. A nivel mundial, se conocen alrededor de 3900 especies descritas y 330 géneros incluidos en once subfamilias (Mazur, 1997; Caterino & Vogler, 2002).

A los miembros de esta familia se los puede reconocer por la siguiente combinación de caracteres: longitud del cuerpo de 0.5 a 20 mm; forma del cuerpo variada (Figs. 27.1-4), generalmente carecen de ornamentaciones, excepto aquellas espe-

cies mirmecófilas que tienen formas bizarras y conjuntos de sedas modificadas; antenas geniculadas, formadas por once artejos y con maza antenal compacta, integrada por tres artejos fusionados fuertemente; en algunas especies los anillos de la maza antenal no son visibles; inserciones antenales expuestas u ocultas; porción visible de las procoxas transversa, con el trocántin oculto; cavidad procoxal abierta tanto interna como externamente; mesocoxas separadas por más de 1x del ancho de la coxa, con las cavidades mesocoxales abiertas lateralmente; fórmula tarsal 5-5-5 ó 5-5-4; con cinco ventritos, ninguno connado; y élitros truncados exponiendo de uno a dos artejos. Las características de la forma y el lustre del cuerpo, además de las antenas geniculadas y la maza antenal, permiten reconocer con facilidad a muchas especies de esta familia (Lawrence, 2001).

FAUNA MEXICANA

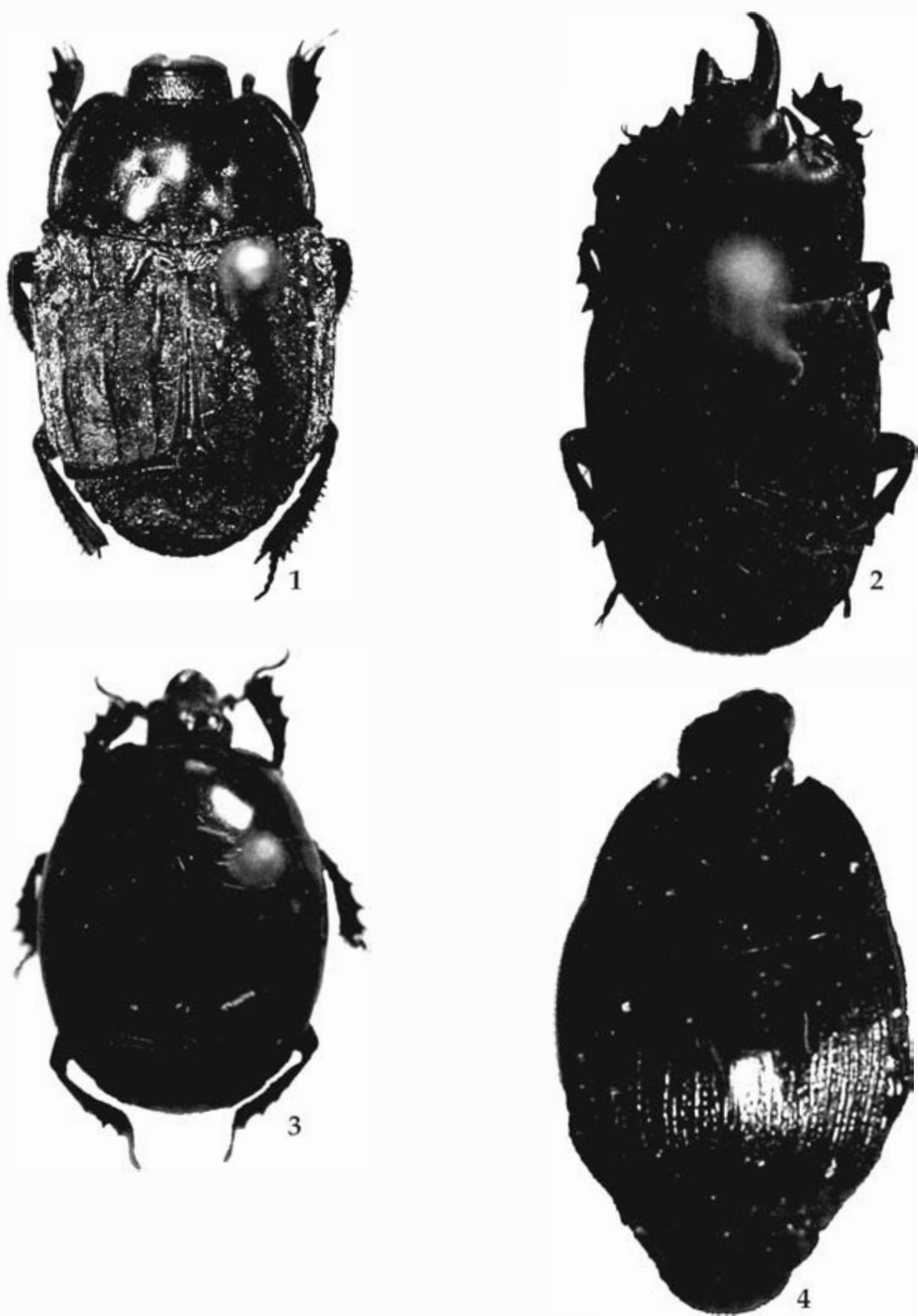
La lista de especies conocidas para México en su mayor parte procede de la síntesis de las Histeridae de México, recientemente realizada por Mazur (2001), así como de información original obtenida a partir de una revisión no exhaustiva de material depositado en las colecciones entomológicas donde laboran los autores. La lista del apéndice 27.1 solo incluye el sinónimo *senior* para las especies de México; las sinonimias pueden consultarse en Mazur (1997) y Caterino (1999a, b, 2002). La diversidad conocida para el país se compara con el de otros países, tanto de América como de Europa. El material fotográfico fue obtenido con una cámara Sony adaptada a un microscopio Zeiss. Los ejemplares fotografiados se depositaron en la Colección Entomológica del Centro de Estudios en Zoología (CZUG).

¹ Entomología, Centro de Estudios en Zoología, Universidad de Guadalajara, Apdo. Postal 234, 45100 Zapopan, Jalisco, México.

² Museum of Biological Diversity, Ohio State University, 1315 Kinnear Rd., Columbus, OH 43212, USA.

³ Santa Barbara Museum of Natural History, 2559 Puesta del Sol Road, Santa Barbara, CA 93105, USA.

⁴ Department of Entomology, Louisiana State University, 403 Life Science Building, Baton Rouge, LA 70803, USA.



Figs. 27.1-4. 1, *Epiglyptus costatus* (J.L. LeConte); 2, *Hololepta* sp.; 3, *Omalodes* sp.; 4, *Xestipyge multistriatum* Lewis.

BIOLOGÍA

Las Histeridae principalmente son depredadoras de otros insectos, con preferencia de las larvas y huevecillos de dípteros ciclorrafos. De ahí que regularmente se las recolecte en sustratos en descomposición, además de otros hábitats especializados. Al tomar como base a los histéridos asociados con materia orgánica en descomposición, Kovarik & Caterino (2000) reconocieron tres grupos de especies: (a) asociadas con carroña y excremento, (b) asociadas con material vegetal en descomposición, y (c) asociadas con hongos en descomposición.

Las especies asociadas con excremento y carroña localizan estos sustratos debido a la detección de los compuestos volátiles producidos por la actividad de los microorganismos asociados con esos sustratos. Se han recolectado especies pertenecientes a varios géneros en estos ambientes. En México, la recolecta de estos histéridos ha sido de manera directa (en excremento) o bien con el uso de necrotrampas permanentes modelo NTP 80. Entre las especies recolectadas en excremento se han registrado especies de *Euspilotus*, *Geomysaprinus*, *Hister*, *Phelister* y *Xestipyge*, mientras que con necrotrampas se han recolectado especies de *Aeletes*, *Euspilotus*, *Hypocaccus*, *Hister*, *Reninus*, *Saprinus*, *Yarmister* y *Xerosaprinus* (Morón & Terrón, 1984; Morales *et al.*, 1998; obs. pers.). Aunque se han recolectado especímenes de *Reninus* en necrotrampas, las especies de este género normalmente se encuentran asociadas con hormigas Attini. Es interesante el registro de *Yarmister* para México, ya que solo se conocen dos especies, una en Florida y la otra de Brasil (Mazur, 1997), sin embargo, se requiere examinar el material para determinar apropiadamente a dichos ejemplares.

En fechas recientes se ha tenido oportunidad de recolectar ejemplares de Coleoptera asociados con cadáveres humanos en diferentes localidades del estado de Jalisco, como parte de la colaboración que se lleva a cabo entre el Instituto Jalisciense de Ciencias Forenses y el Centro de Estudios en Zoología, con la finalidad de desarrollar estudios sobre entomología forense en la entidad. Dichos trabajos han estado a cargo de David González. Como parte de estas actividades, se han recolectado a los histéridos como habitantes frecuentes de la fase en descomposición, particularmente de

los géneros *Carcinops*, *Euspilotus*, *Hister*, *Saprinus* y *Xerosaprinus* (González & Labrador, 2003).

Muchas especies se encuentran asociadas con material vegetal en descomposición. Los productos volátiles de la fermentación atraen a los histéridos y a otros insectos. Las larvas de dípteros que se desarrollan en estos sustratos sirven como alimento a los histéridos. Algunas especies de *Hololepta* son atraídas a palmas en descomposición y bromelias. *Hister litus* y especies de *Hololepta* se han recolectado en *Martillocactus geometrizzans*. *Omalodes grossus*, *Hololepta yucateca*, *Iliotona cacti* y varias especies de *Carcinops* se han encontrado en asociación con cactus en descomposición. Las especies de *Omalodes* se han hallado en frutos en descomposición. Los histéridos también se localizan debajo de la corteza de árboles muertos o moribundos. Estas especies tienden a estar aplanadas dorsoventralmente y por lo general se alimentan de las larvas de moscas que han colonizado el floema y cambium fermentado de algunos árboles en las primeras etapas de descomposición. En México, las especies de *Hololepta*, *Paromalus*, *Carcinops* y *Baconia* se encuentran en estos hábitats. Otros taxones, incluyendo especies de *Epierus*, *Plagiogramma*, *Idolia* y *Bacanius* a menudo están debajo de la corteza laxa de árboles muertos, incluyendo especies de *Quercus*. Normalmente se ubican donde se ha acumulado detrito orgánico húmedo (Kovarik, 1995). Algunas especies con frecuencia están asociadas con hojarasca o madera vieja; aquí se incluye a *Plagiogramma schmidti*, así como especies de *Baconia*, *Acritus* y *Aeletes*.

Las galerías de madera infestada por escarabajos descortezadores y bostríquidos también se encuentran habitadas por varias especies de Histeridae, las cuales tienen una forma del cuerpo cilíndrica. Los árboles de pinos infestados con escarabajos descortezadores atraen especies de *Platysoma* y *Plegaderus*; y los árboles de *Acacia* infestados con bostríquidos a especies de *Teretrius* y *Teretriosoma*. Finalmente, las especies de *Trypanaeus* pueden depredar selectivamente especies de Curculionidae: Platypodinae. Los histéridos asociados con hongos en descomposición principalmente pertenecen a especies del género *Hister*. Navarrete Heredia (1996) citó tres especies, incluyendo la lista de hongos donde se recolectaron. Otros géneros que se pueden encontrar en los esporóforos

son *Acritus*, *Onthophilus* y *Saprinus*. Algunos histéridos se asocian con las acumulaciones de algas en descomposición, principalmente en la costa oeste de México. Algunas de las especies recolectadas en estos ambientes son *Hypocaccus serrulatus*, *H. gaudens* y *Pachylopus rossi* (Kovarik et al., 1999).

Otro grupo de histéridos lo constituyen aquellas especies asociadas con nidos de animales, ya sean de insectos (principalmente termitas y hormigas), así como de reptiles, aves y mamíferos. Muchas de las especies mirmecófilas muestran modificaciones morfológicas bastante complejas. Helava et al. (1985) describieron con detalle este tema en miembros de la subfamilia Hetaeriinae. En México, en los detritos externos de *Atta mexicana* (F. Smith) se han recolectado varias especies (Hinton & Ancona 1934), entre las que destacan *Epiglyptus costatus*, *Xestipyge multistriatum*, *Pseudister rufulus*, *Plagiogramma pubifrons*, además de algunas especies de *Hister* y *Acritus* que son habitantes estrictos (Caterino, 1999a; Kovarik, obs. pers.). De manera particular, la mayoría de las especies de Hetaeriinae se encuentran asociadas con hormigas legionarias (Ecitoninae), particularmente de los géneros *Eciton*, *Labidus* y *Neivamyrmex*, detritos internos de especies de *Atta* (*Reninus salvini*), con especies de *Solenopsis* (especies de *Hippeutister*) y *Pheidole* (especies de *Terapus*, *Pinaxister*). Finalmente, Navarrete-Heredia (2001), en su sinopsis de los coleópteros asociados con hormigas Attini, citó varias especies de Histeridae, tanto de México como de otros países de América.

En México, se sabe poco de las especies que habitan en las madrigueras de vertebrados. Kovarik & Caterino (2000) señalaron a varias especies pertenecientes a los géneros *Chelyoxenus*, *Eremosaprinus*, *Geomysaprinus*, *Aphelosternus*, *Onthophilus*, *Spilodiscus*, *Margarinotus*, *Euspilotus* y *Phelister*, entre otros. Las madrigueras de las ardillas de tierra, perros de la pradera (*Cynomys*), ratas canguro (*Dipodomys*), ratas nopaleras (*Neotoma*) y tuzas, son las que con mayor frecuencia tienen especies de Histeridae. Algunos son visitantes ocasionales, mientras que otros requieren de estos microhábitats para la reproducción. Hasta ahora se han descrito tres especies de histéridos de México que se sabe o se sospecha son habitantes de las madrigueras de tuzas: *Onthophilus thomomysi* habita madrigueras de *Thomomys* sp. (Helava, 1978), mien-

tras el *O. reyesi* se encuentra en las de *Cratogeomys* (Kryzhanovskij, 1992). Aunque no existe información sobre las poblaciones mexicanas de *Spilodiscus flohri*, individuos de esta especie se han recolectado asociados con *Geomys* spp. en Texas (Caterino, 1998). *Eremosaprinus opacus*, especie en apariencia endémica de Baja California, probablemente habita las madrigueras de ratas canguro del género *Dipodomys*. Se han encontrado varios histéridos en asociación con nidos de ratas nopaleras, entre los que se encuentran *Hister lucanus*, *H. humilis* e *H. sarcinatus* (Caterino, 2002) y el complejo *Hister comes* (Caterino, 1999b). Finalmente, los estudios de insectos asociados con madrigueras están en sus inicios y algunos de los huéspedes potenciales más interesantes para este tipo de estudios, ahora se encuentran en peligro de extinción, por ejemplo la tuza *Zygoeomys trichopus* y el perro mexicano de las praderas *Cynomys mexicanus*, por lo que es conveniente fomentar proyectos encaminados a conocer la coleopterofauna asociada con estos ambientes.

Falta considerar los ambientes riparios, que también son lugares apropiados para la recolecta de histéridos, particularmente de los géneros *Anapleus* y *Peploglyptus*.

CICLO DE VIDA

Los histéridos, como todos los coleópteros, tienen tres estados preadultos: huevo, larva y pupa. Los huevos (Kovarik, 1995; Kovarik & Caterino, 2000) por lo general son de coloración marfil y alargado-ovales (raramente redondeados o con forma de bellota). En muchos histéridos el corion es delgado, liso y brillante, sin embargo, algunas especies de *Epierus* y *Plagiogramma* lo tienen de color café pálido opaco y algo coriáceo. El desarrollo de los huevecillos es variable. Para algunos saprininos asociados con excremento o con carroña, los huevecillos en promedio tardan en eclosionar alrededor de dos días a 25 °C, mientras que los de *Epierus divisus* a menudo requieren alrededor de once días a 25 °C antes de eclosionar.

Las larvas (Newton, 1991; Kovarik & Passoa, 1993; Kovarik, 1995; Kovarik & Caterino, 2001) por lo general son alargadas, con los lados paralelos, y su tamaño varía de unos cuantos milíme-

tros hasta varios centímetros. Las larvas de algunos géneros subcorticales, como *Hololepta* y *Baconia*, están aplanadas dorsoventralmente. En general, las únicas estructuras que se perciben esclerosadas y oscurecidas son las de la cabeza, pronoto, mesonoto y los urogonfis, por lo que la mayor parte del cuerpo parece membranoso. Sin embargo, aunque ligeramente pigmentado, se presentan muchos escleritos pequeños en el tórax y abdomen. La cutícula presenta sedas y poros numerosos. La cabeza es prognata, prolongada, y bien esclerosada. Las suturas epicraneales se presentan solo en el primer estadio. Las antenas poseen tres artejos y el labroclípeo todo fusionado en la cápsula cefálica, formando una estructura nasal asimétrica y denticulada de modo variable. Las mandíbulas son falcadas y por lo general presentan uno o dos dientes sobre el margen mesial y penicilio basal. El palpo maxilar está formado por cuatro o raramente con cinco artejos. El *mentum* labial está reducido y el *prementum* puede presentar espinas dorsalmente, además de lóbulos laterales. El palpo labial está formado por dos o tres artejos. Las patas torácicas están bastante reducidas y al parecer no juegan un papel significativo en la locomoción. Los movimientos son el resultado de ondas de contracciones musculares de los segmentos abdominales dirigidas anterior o posteriormente. En varias especies se presentan propatas con músculos retractores sobre los segmentos abdominales I-VIII. Los asperitos al parecer son una estructura que se presenta de manera general en las especies de Histeridae, pero varía en términos de morfología y cobertura. Asperitos alargados se presentan en asociación con ámpulas y propatas. Los asperitos de las propatas de las larvas de *Baconia* son de una apariencia similar a un gancho, semejando a las estructuras presentes en las orugas de mariposas. El segmento IX por lo general presenta un par de urogonfis, uni o biarticulado y en ocasiones un par de paragonfis palpiformes laterales. El segmento X está modificado en una estructura ambulatoria denominada pigópodo. En algunas especies, el estado larval se completa en menos de una semana a temperatura óptima mientras que en otras especies puede ser mucho más tiempo. Los histéridos solo tienen dos estadios larvales y las larvas se alimentan de líquidos

dirigiendo el alimento extraoralmente, consumiendo casi siempre insectos de cuerpo blando.

Las pupas (Kovarik, 1994, 1995) en general se asemejan a los adultos en la forma del cuerpo. Los estigmas funcionales se presentan solo sobre los segmentos abdominales I-IV. Pilosas variablemente y los élitros pueden estar costados o no. En algunos taxones el pigidio pupal presenta una carena media. El urogonfi pupal que se presenta en muchas especies tiene el ápice esclerosado y oscurecido. Por lo general se desarrolla en capullos elaborados por la larva en o cerca del sustrato donde se desarrollan. Estos capullos pueden estar reforzados o no con una sustancia cementante. El estado pupal por lo general toma un mínimo de una semana en llevarse a cabo a temperaturas óptimas.

CLASIFICACIÓN Y DIVERSIDAD EN MÉXICO

Para México, hasta la fecha se conocen 63 géneros y 281 especies pertenecientes a las subfamilias Abraeinae, Dendrophilinae, Hetaeriinae, Histerinae, Onthophilinae, Saprinae, Tribalinae y Trypanaeinae (Mazur, 2001; inf. orig.), cifra importante si se compara con la conocida para los Estados Unidos, Canadá, Brasil, Chile y España. De las especies conocidas, 71 son endémicas, así como cuatro géneros, de los cuales dos son monotípicos: *Hetaeriodes fraudulentus* y *Opadosister longipes*. En el género *Troglobacanius*, además de ser endémico, las cuatro especies conocidas son exclusivas de cuevas: *T. bolivari*, *T. maya*, *T. reddelli* y *T. sbordonii*.

Las especies mexicanas (Apéndice 27.1) han sido descritas por 38 autores en un periodo de 241 años, iniciando en 1758 con Linneo, hasta 1999 con especies descritas por Caterino, Kovarik y Verity. Durante este periodo, la actividad de descripción muestra incrementos importantes en algunas décadas, sin embargo, por la forma de la curva es de esperarse que exista un mayor número de especies en el país. De los 38 autores, los que más especies han descrito hasta ahora han sido Marseul con 86 especies, seguido de Lewis con 46. Entre los dos han contribuido con el 46.47% del total de especies conocidas.

Lewis (1888) en la *Biologia Centrali-Americana* realizó una de las síntesis de la fauna de México y América Central que, aunque desactualizada, si-

que siendo marco de referencia para estudios recientes. En ese trabajo se citan muchas especies nuevas, además de incluir las especies descritas por Marseul. Uno de los trabajos más antiguos realizados por mexicanos donde se mencionan especies de Histeridae, es el de Villada (1901), '*Catálogo de la Colección de Coleópteros mexicanos del Museo Nacional, formada y clasificada por el Dr. Eugenio Dugès*', que cita 31 especies pertenecientes a 13 géneros. Actualmente este material se encuentra depositado en la Colección Nacional de Insectos del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México (Zaragoza, 1999). Muchas de las contribuciones mencionan a estos coleópteros a nivel familia o género; muy pocas veces se mencionan las especies (véanse por ejemplo Hinton & Ancona, 1934; Morón & Terrón, 1984; Navarrete-Heredia, 1996; Morales *et al.*, 1998; Navarrete-Heredia, 2001, entre otros).

PERSPECTIVAS

La riqueza de histéridos en México es cercana al 10% de la diversidad conocida a nivel mundial (Mazur, 1997, 2001), sin embargo, se carece de trabajos faunísticos en la mayor parte del territorio. Aunque es un grupo relativamente fácil de recolectar, el material de la mayoría de las colecciones mexicanas se encuentra determinado a nivel familia y solo algunos ejemplares están determinados a nivel de género o especie (varios ejemplos se mencionan en Anaya *et al.*, 1991). Esto, sumado a lo variado de su biología y la necesidad de resolver varias preguntas importantes para establecer relaciones filogenéticas apropiadas además de una clasificación satisfactoria, hacen de la familia Histeridae uno de los tantos grupos fascinantes de coleópteros, que requieren atención en varios niveles de estudio en nuestro país.

Una proporción importante del conocimiento de los histéridos de México se ha derivado de su recolecta en materia orgánica en descomposición y en detritos de hormigas Attini (Hinton & Ancona, 1934; Morón & Terrón, 1984; Márquez-Luna, 1994; Morales *et al.*, 1998; Navarrete-Heredia, 1996, 2001, entre otros), sin embargo, debido a que los histéridos son voladores activos, es recomendable fomentar la recolecta con trampas de intercep-

ción, la cual ha demostrado ser una herramienta efectiva para este grupo de coleópteros, incluyendo a especies mirmécofilas que son difíciles de capturar de otra manera.

Otro aspecto relevante es el hecho que por ahora se tiene la certeza de la presencia de algunos géneros no citados en la literatura, pero que se ha tenido oportunidad de revisar especímenes de algunas colecciones. En muchos casos, no ha sido posible determinar a nivel específico esos ejemplares o bien son parte de trabajos que actualmente se desarrollan por algunos de los autores. En estos casos se tienen a varias especies de los géneros *Scapicoelis*, *Bactactister*, *Iugulister*, *Ulkeus*, *Bacanius*, *Nevermannister*, *Parodites*, *Alloiodites*, *Latronister*, *Metasynodites*, *Monotonodites*, *Voratister* y *Tylois*, además de varios géneros en proceso de descripción (Caterino, Kovarik & Tsh., obs. pers.).

Si bien muchas localidades de México requieren ser muestreadas para tener un conocimiento más apropiado de la diversidad y distribución de las especies en el país, localidades con bosque mesófilo de montaña son prioritarias debido a la cantidad importante de especies no descritas que se han recolectado y su aparente endemismo a la localidad de estudio (Kovarik, obs. pers.). Sumado a esto, varios géneros que se han registrado en la frontera con otros países es posible que también posean especies en México. Ejemplos de ello son los géneros *Tylois*, *Daitrosister*, *Symphilister*, *Pulvinister* y *Nymphister*, entre otros.

Para el caso particular de las especies de la subfamilia Hetaeriinae, en donde la mayoría de las especies se encuentran asociadas con hormigas, es probable que algunas especies de *Clientister*, *Colonides*, *Cyclechinus*, *Ecclisister*, *Euxenister*, *Paratropinus*, *Anasynodites* y *Sternocoelopsis* conocidas de Costa Rica, puedan encontrarse en México, debido a que algunas se han encontrado asociadas con *Eciton hamatum* y *E. burchelli* (especies de Ecitoninae) cuya distribución también incluye a México. Un aspecto interesante con este grupo se deriva del análisis del material recolectado por J. Kukalová-Peck, S. Peck y A. F. Newton (muestras de hojarasca), B. Gill, H. y A. Howden, J. Kukalová-Peck y S. Peck (trampas de intercepción) y del muestreo directo en las colonias por A. F. Newton en las décadas de los 70-80's. Muchas especies y géneros nue-

vos fueron encontrados. Ante la carencia de recolectas específicas posteriores a esa fecha, nada nuevo se ha derivado. Por lo anterior, la cifra de 281 especies para el país no es más que una aproximación a la cantidad real de especies que pueden existir en México.

AGRADECIMIENTOS

A Sergio Guerrero Vázquez (Centro de Estudios en Zoología) por su apoyo con la información de las especies de mamíferos. Ésta es una contribución al proyecto 'Colección Entomológica del Centro de Estudios en Zoología', apoyado por la Universidad de Guadalajara, y al proyecto 'Catálogo de autoridad de las familias Histeridae, Hydraenidae y Erotylidae (Coleoptera)', apoyado por la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, clave BE004.

REFERENCIAS

- ANAYA, R., S., F. CERVANTES M., R. PEÑA M., N. BAUTISTA M. & R. CAMPOS B. 1991. *Colecciones entomológicas de México: Objetivos y estado actual. Memoria del Ier Simposio Nacional de Colecciones Entomológicas*. Sociedad Mexicana de Entomología, Veracruz.
- CATERINO, M.S. 1998. A phylogenetic revision of *Spilodiscus* Lewis (Coleoptera: Histeridae). *J. Nat. Hist.*, 32: 1129-1168.
- . 1999a. The taxonomy and phylogenetics of the *coenosus* group of *Hister* Linnaeus (Coleoptera: Histeridae). *Univ. California Publ., Ent.*, 119: 1-75 + i-viii, 15 pl.
- . 1999b. Taxonomy and phylogeny of the *Hister servus* group (Coleoptera: Histeridae): A Neotropical radiation. *Syst. Ent.*, 24: 351-376.
- . 2002. Revision of the *Hister militaris* group (Coleoptera: Histeridae). *Ann. Amer. Ent. Soc.*, 95(3): 323-334.
- & A.P. VOGLER. 2002. The phylogeny of the Histeroidea (Coleoptera: Staphyliniformia). *Cladistics*, 18: 394-415.
- GONZÁLEZ, E., D. & G. LABRADOR C. 2003. Insectos relacionados con cadáveres humanos. *Rev. Jalisc. Cienc. For.*, 1(4): 40-46.
- HELAVA, J. 1978. A revision of the Nearctic species of the genus *Onthophilus* Leach (Coleoptera: Histeridae). *Contrib. Amer. Ent. Inst.*, 15: 1-43
- , H. F. HOWDEN, & A. J. RITCHIE. 1985. A review of the New World genera of the myrmecophilous and termitophilous subfamily Hetaeriinae. *Sociobiology*, 10(2): 1-386.
- HINTON, H. E. & L. ANCONA H. 1934. Fauna de coleópteros en nidos de hormigas (*Atta*), en México y Centro-América. *An. Inst. Biol.*, UNAM, 5(3): 243-248.
- KOVARIK, P. W. 1994. Pupal chaetotaxy of Histeridae with a description of the pupa of *Onthophilus kirni* Ross. *Col. Bull.*, 48: 254-260.
- . 1995. Development of *Epiurus divisus* Marseul (Coleoptera: Histeridae). *Col. Bull.*, 49: 253-260.
- & M. CATERINO. 2000. Family 15. Histeridae Gyllenhal, 1808, pp. 212-227. En: Arnett, R. H. Jr. & M. C. Thomas (eds.), *American Beetles. Volume 1. Archostemata, Myxophaga, Adephaga, Polyphaga: Staphyliniformia*. CRC Press, Boca Raton.
- & S. PASSOA, S. 1993. Chaetotaxy of larval Histeridae based on a description of *Onthophilus nodatus* LeConte. *Ann. Ent. Soc. Amer.*, 86: 560-576.
- , D.S. VERITY & J.C. MITCHELL. 1999. Two new Saprinine histeridae from southwestern North America (Coleoptera: Hydrophiloidea). *Col. Bull.*, 53: 187-189.
- KRYZHANOVSKIJ, O.L. 1992. A new species of *Onthophilus* (Coleoptera: Histeridae) from Mexico. *Folia Ent. Mex.*, 85: 21-23.
- LAWRENCE, J. F. 2001. Las familias de coleópteros de Costa Rica. <http://www.inbio.ac.cr/papers/coleoptera/Index2.html>.
- & A.F. NEWTON, Jr. 1995. Families and subfamilies of Coleoptera with selected genera, notes, references and data on family-group names, pp. 779-1006. En: Pakaluk, J. and Slipinski (eds.), *Biology, phylogeny and classification of Coleoptera: Papers celebrating the 80th birthday of Roy A. Crowson*. Muzeum i Instytut Zoologii PAN, Varsovia.
- LEWIS, G. 1888. Histeridae. En: *Biologia Centrali-Americana. Insecta: Coleoptera. Vol. II. Part 1*. Francis and Taylor, Londres.
- MÁRQUEZ-LUNA, J. 1994. Coleopterofauna asociada a detritos de *Atta mexicana* (F. Smith) (Hymenoptera: Formicidae) en dos localidades de Morelos, México. Tesis Profesional, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
- MAZUR, S. 1997. A World catalogue of the Histeridae (Coleoptera: Histeroidea). *Genus, Int. J. Invert. Taxon. (Suppl.)*: 1-373.
- . 2001. Review of the Histeridae (Coleoptera) of Mexico. *Dugesiana*, 8(2): 17-66.
- MORALES M., A., S. CHÁZARO-OLVERA & J.R. PADILLARAMÍREZ. 1998. Análisis de la comunidad de Coleoptera necrófilos de "Las Escolleras", Alvarado, Veracruz, México. *Dugesiana*, 5(1): 23-40.
- MORÓN, M.A. & R.A. TERRÓN. 1984. Distribución altitudinal y estacional de los insectos necrófilos en la Sierra Norte de Hidalgo, México. *Acta Zool. Mex.*, (n.s.), (3): 1-47.
- NAVARRETE-HEREDIA, J.L. 1996. Coleópteros micetócolos de Basidiomycetes de San José de los Laureles, Morelos, México. Tesis de Maestría en Ciencias (Biología Animal), Facultad de Ciencias, UNAM, México, D.F.
- . 2001. Beetles associated with *Atta* and *Acromyrmex* ants (Hymenoptera: Formicidae: Attini). *Trans. Amer. Ent. Soc.*, 127(3): 381-429.
- NEWTON, A. F. Jr. 1991. Histeridae. In: Stehr, F. W. (ed.), *Immature Insects. Vol. 2*. Dubuque, Kendall/Hunt.
- VILLADA, M. 1901. *Catálogo de la Colección de coleópteros mexicanos del Museo Nacional, formada y clasificada por el Dr. D. Eugenio Dugès (salón de entomología)*. Imprenta del Museo Nacional, México.
- ZARAGOZA C. S. 1999. Eugenio Dugès: Un precursor de la entomología en México. *Dugesiana*, 6(2): 1-26.

APÉNDICE 27.1

Lista de especies de Histeridae conocidas para México.

- Acritus exiguus* (Erichson, 1834)
A. komai Lewis, 1879
A. mexicanus (Lewis, 1888)
A. substriatus Marseul, 1856
Aeletes dybasi Wenzel, 1944
A. simpliculus (Marseul, 1856)
Anapleus mexicanus Casey, 1916
A. wenzeli Vomero, 1977
Aphanister fungifer Reichensperger, 1933
Atholus bimaculatus (Linnaeus, 1758)
A. nubilus (LeConte, 1859)
Bacanius gomyi Yélamos, 1995
B. hamatus Lewis, 1888
B. pusillus Wenzel, 1944
B. scalptus Lewis, 1888
B. subcarinatus Wenzel & Dybas, 1941
Baconia dives (Marseul, 1862)
Carcinops bellula Marseul, 1862
C. collaris Marseul, 1862
C. consors (LeConte, 1851)
C. gilensis (LeConte, 1851)
C. lanista Marseul, 1862
C. merula Marseul, 1862
C. misella Marseul, 1855
C. prasina Lewis, 1899
C. pumilio (Erichson, 1834)
C. punctinotum Lewis, 1888
C. tantilla Marseul, 1855
C. tejonica (Horn, 1873)
C. tenella (Erichson, 1834)
C. viridicollis Marseul, 1855
Cheilister lucidulus Reichensperger, 1924
Coptotrophis proboscideus (Fabricius, 1801)
Epielus alutaceus Marseul, 1854
E. antillarum Marseul, 1854
E. brunnipennis Marseul, 1854
E. cornutus Casey, 1893
E. decipiens LeConte, 1851
E. foveolatus Hinton, 1935
E. incultus Marseul, 1854
E. longulus Marseul, 1854
E. lucidulus Erichson, 1834
E. mehicanus LeConte, 1860
E. mundus Erichson, 1834
E. planulus Erichson, 1834
Epiglyptus costatus (LeConte, 1852)
Eremosaprinus falli (Ross, 1939)
E. opacus (Horn, 1873)
Euclasea obliqua Lewis, 1893
E. godmani Lewis, 1888
Euspilotus arrogans (Marseul, 1855)
E. auctus (Schmidt, 1890)
E. azurescens (Marseul, 1855)
E. blandus (Erichson, 1834)
E. campechianus (Marseul, 1855)
E. milium (Marseul, 1855)
E. placidus (Erichson, 1834)
E. pusio (Hinton, 1935)
E. pygidialis (Lewis, 1903)
E. scrupularis (LeConte, 1860)
Geomysaprinus belioculus (Marseul, 1862)
G. formicus (Hinton, 1935)
G. oblongus (Wenzel, 1944)
G. pectoralis (LeConte, 1851)
G. posthumus (Marseul, 1855)
G. quaesitus (Lewis, 1881)
G. triangulifer (Marseul, 1855)
Gnathoncus rotundatus (Kugelann, 1792)
Haeterius helenae Mann, 1914
H. morsus LeConte, 1859
Halacritus blackwelderi pacificus Gomy, 1989
Hemicolonides parvulus (Lewis, 1891)
Hetaeriodes fraudulentus Schmidt, 1893
Hetaeriomorphus perplexus Schmidt, 1893
Hippeutister amabilis (Wenzel, 1938)
H. castaneus (Lewis, 1891)
H. manicatus (Lewis, 1891)
Hister abbreviatus Fabricius, 1775
H. bullatus Lewis, 1888
H. californicus Marseul, 1854
H. cavifrons Marseul, 1854
H. ciliatus Lewis, 1888
H. coenosus Erichson, 1834
H. comes Lewis, 1888
H. coronatus Marseul, 1861
H. criticus Marseul, 1861
H. doyenii Caterino, 1999
H. gringo Caterino, 1999
H. guatemalica Caterino, 1999
H. hormiguera Caterino, 1999
H. humilis Fall, 1910
H. kovariki Caterino, 1999
H. laevipes Germar, 1824
H. latimargo Schmidt, 1893
H. latistrius Lewis, 1891
H. litus Marseul, 1861
H. lucanus Horn, 1873
H. malkini Caterino, 1999
H. matador Caterino, 1999
H. montivagus Lewis, 1888
H. newtoni Caterino, 1999
H. pioti Marseul, 1870
H. politus Lewis, 1888
H. sallei Marseul, 1854
H. sarcinatus Lewis, 1898
H. servus Erichson, 1834
H. subquadratus (Marseul, 1853)
H. tricuspis Lewis, 1903
Hololepta aradiformis Erichson, 1834
H. clauda Marseul, 1860
H. confusa Marseul, 1853
H. excisa Marseul, 1853
H. guidonis Marseul, 1860
H. meridiana Marseul, 1853

- H. obscura* Marseul, 1853
H. pervalida Blaisdell, 1892
H. polita Marseul, 1853
H. pontavicei Marseul, 1860
H. populnea Leconte, 1851
H. quadridentata (Olivier, 1879)
H. quadriformis Marseul, 1853
H. reichii (Marseul, 1853)
H. subhumilis Marseul, 1853
H. subnitida (Lewis, 1888)
H. vernicis Casey, 1893
H. vulpes Marseul, 1870
H. yucateca (Marseul, 1853)
Hypocaccus bigemmus (LeConte, 1851)
H. brasiliensis (Paykull, 1811)
H. consputus (Marseul, 1855)
H. gaudens (LeConte, 1851)
H. gemmus (Lewis, 1888)
H. prosternalis Hinton, 1935
H. serrulatus (LeConte, 1851)
H. strigithorax Hinton, 1935
Idolia gibba Lewis, 1886
I. laevis (LeConte, 1852)
Iliotona cacti (Leconte, 1851)
I. dorcoides (Lewis, 1888)
Kaszabister carinatus (Lewis, 1888)
Latinolister columellaris (Lewis, 1888)
L. cylindroides (Marseul, 1853)
Margarinotus sexstriatus (Leconte, 1851)
Mesynodites detritus (Schmidt, 1893)
Neopachylopus sulcifrons (Mannerheim, 1843)
Omalodes fassli Bickhardt, 1911
O. fortunatus Lewis, 1898
O. gagatinus Erichson, 1847
O. grossus Marseul, 1853
O. humerosus Schmidt, 1889
O. monilifer Marseul, 1853
O. obliquistrius Lewis, 1908
O. sobrinus Erichson, 1834
O. soulouquii Marseul, 1861
O. vapulo Marseul, 1861
Onthophilus deflectus Helava, 1978
O. flohri Lewis, 1888
O. julii Lewis, 1892
O. reyesi Kryzhanovskij, 1992
O. thomomysi Helava, 1978
Opadosister longipes Helava, 1985
Operclipygus dubius (Lewis, 1888)
O. propygidialis (Hinton, 1935)
Pachylopus rossi Kovarik & Verity, 1999
Paromalus bilineatus Marseul, 1862
P. convexus Marseul, 1855
P. cordipygus Marseul, 1862
P. durangoensis (Casey, 1916)
P. hariolus Marseul, 1862
P. infimus Marseul, 1855
P. inunctus Marseul, 1862
P. luderti Marseul, 1862
P. malus Marseul, 1862
P. mysticus (Casey, 1916)
P. pupillus Lewis, 1888
P. sagillatus Lewis, 1888
P. selectus Lewis, 1888
P. seminulum Erichson, 1834
Peploglyptus golbachii Kanaar, 1981
Phelister aduncus Schmidt, 1893
P. affinis LeConte, 1860
P. brevis Bickhardt, 1917
P. brevistriatus Casey, 1916
P. completus Schmidt, 1893
P. gracilis Schmidt, 1889
P. haemorrhous Marseul, 1853
P. hamistrius Schmidt, 1893
P. impunctipennis Hinton, 1935
P. insolitus Schmidt, 1893
P. luculentus Bickhardt, 1917
P. miramon Marseul, 1861
P. panamensis LeConte, 1860
P. parallelisternus Schmidt, 1893
P. plicicollis Schmidt, 1893
P. pulvis Marseul, 1861
P. pusillus Hinton, 1935
P. pusio (Erichson, 1847)
P. rouzeti (Fairmaire, 1849)
P. rubidus Hinton, 1935
P. rufinotus Marseul, 1861
P. sculpturatus Schmidt, 1893
P. subgibbosus Hinton, 1935
P. taepensis Marseul, 1853
P. tristriatus Hinton, 1935
P. uncistrius Lewis, 1888
P. vernus (Say, 1825)
P. wickhami Casey, 1916
P. williamsi Wenzel & Dybas, 1941
Philoxenus desertorum Mazur, 1991
Pinaxister peninsularis (Mann, 1924)
Plagiogramma caviscuta (Marseul, 1861)
P. frater (Marseul, 1854)
P. intermedia (Marseul, 1854)
P. lucens (Marseul, 1854)
P. pubifrons Hinton, 1935
P. schmidti (Wenzel & Dybas, 1941)
P. singulistrius (Hinton, 1935)
P. trux (Marseul, 1861)
Platyentidium williamsi Dillon, 1935
Plegaderus comonforti Marseul, 1862
P. densus Casey, 1916
P. monachus Marseul, 1870
P. transversus (Say, 1825)
Psalidister distinctus Reiche, 1935
Pseudister rufulus (Lewis, 1888)
P. striatifrons Hinton, 1935
Reninus salvini Lewis, 1888
Saprinus alienus LeConte, 1851
S. blissoni Marseul, 1855
S. guyanensis Marseul, 1855
S. impressus LeConte, 1844
S. inausus Marseul, 1862

- S. lugens* Erichson, 1834
S. oregonensis LeConte, 1844
S. subdiptychus Marseul, 1870
Spilodiscus biplagiatus (LeConte, 1845) (aunque se cita para México en Lewis (1888), no se tienen registros recientes de su presencia en el país)
S. flohri (Lewis, 1898)
S. ulkei (Horn, 1870)
S. sellatus (LeConte, 1857)
Terapus balloui Hinton, 1934
T. manni Hinton, 1945
T. mexicanus Mann, 1926
T. mnizechi Marseul, 1862
T. nigritus Hinton, 1934
Teretriosoma cavifrons Lewis, 1888
T. paradoxum Lewis, 1888
Teretrius longulus Lewis, 1888
T. nigrescens (Lewis, 1891)
T. orbus Lewis, 1888
Trichoreninus flohri Lewis, 1891
Troglobacanius bolivari Vomero, 1974
T. maya Vomero, 1974
T. reddelli Vomero, 1974
T. sbordonii Vomero, 1974
Troglosternus ecitonis Mann, 1925
Trypanaeus flavipennis Marseul, 1856
T. hubenthalii Bickhardt, 1920
T. luteivestis Marseul, 1860
T. noxius Marseul, 1860
T. punctinotus Marseul, 1862
T. quadricollis Marseul, 1856
Xerosaprinus bispeculatus (Casey, 1916)
X. ciliatoides (Fall, 1917)
X. ciliatus (LeConte, 1851)
X. coerulescens (LeConte, 1851)
X. diptychus (Marseul, 1855)
X. fimbriatus (LeConte, 1851)
X. hidalgo Mazur, 1990
X. ignotus (Marseul, 1855)
X. lubricus (LeConte, 1851)
X. martini (Fall, 1917)
X. orbiculatus (Marseul, 1855)
X. psyche (Casey, 1916)
X. vafer (Marseul, 1855)
X. vitiosus (LeConte, 1851)
Xestipyge garbiglietti Marseul, 1867
X. multistriatum Lewis, 1888
Xylonaeus bifidus (Lewis, 1888)
X. pungens Bickhardt, 1916
X. tuberculifrons (Marseul, 1860)

EROTYLIDAE (COLEOPTERA)

José Luis Navarrete-Heredia¹, Paul E. Skelley² & Georgina A. Quiroz-Rocha¹

ABSTRACT. We provide an overview of the Erotylidae (Coleoptera) of Mexico. Erotylidae are treated in the sense of Lawrence & Newton (1995). The Mexican erotylid fauna includes a total of 123 species assigned to five subfamilies. *Mycotretus* and *Ischyryus* are the two richest genera, with 27 and 24 species, respectively. Eight genera are recorded with one species each: *Cyclo-morphus*, *Dacne*, *Erotylina*, *Mycomystes*, *Mycophorus*, *Prepopharus*, *Strongylosomus*, and *Tritomapara*. Pleasing fungus beetles have been collected in 25 of the 31 Mexican states. Eight species have no specific distribution data. Until now, Veracruz is the state with the highest diversity (79 species), followed by Chiapas (29), Oaxaca (24), and Yucatan (23). Aguascalientes, Baja California Sur, Coahuila, Distrito Federal, Tlaxcala, and Zacatecas lack any species records. The checklist of the Mexican Erotylidae, notes on their biology, and history of their taxonomy are also provided.

INTRODUCCIÓN

La familia Erotylidae está incluida en la superfamilia Cucujoidea (*sensu* Lawrence & Newton, 1995) del orden Coleoptera. A nivel mundial, se conocen 2500 especies agrupadas en cinco subfamilias (Alvarenga, 1994; Boyle, 1956; Delkeskamp, 1981; Chûjô & Chûjô 1988, 1989, 1990). Estos coleópteros pueden reconocerse por la presencia de tres (raramente cuatro) artejos en la maza antenal; fórmula tarsal 5-5-5 (aunque en muchas especies

aparenta ser 4-4-4, debido a la reducción del tarso mérito cuarto); cavidades procoxales cerradas; y muchas especies con el último artejo del palpo maxilar dilatado. La longitud corporal puede variar entre 3-20 mm, y por lo general presentan colores brillantes y el cuerpo lustroso (Figs. 28.1-4).

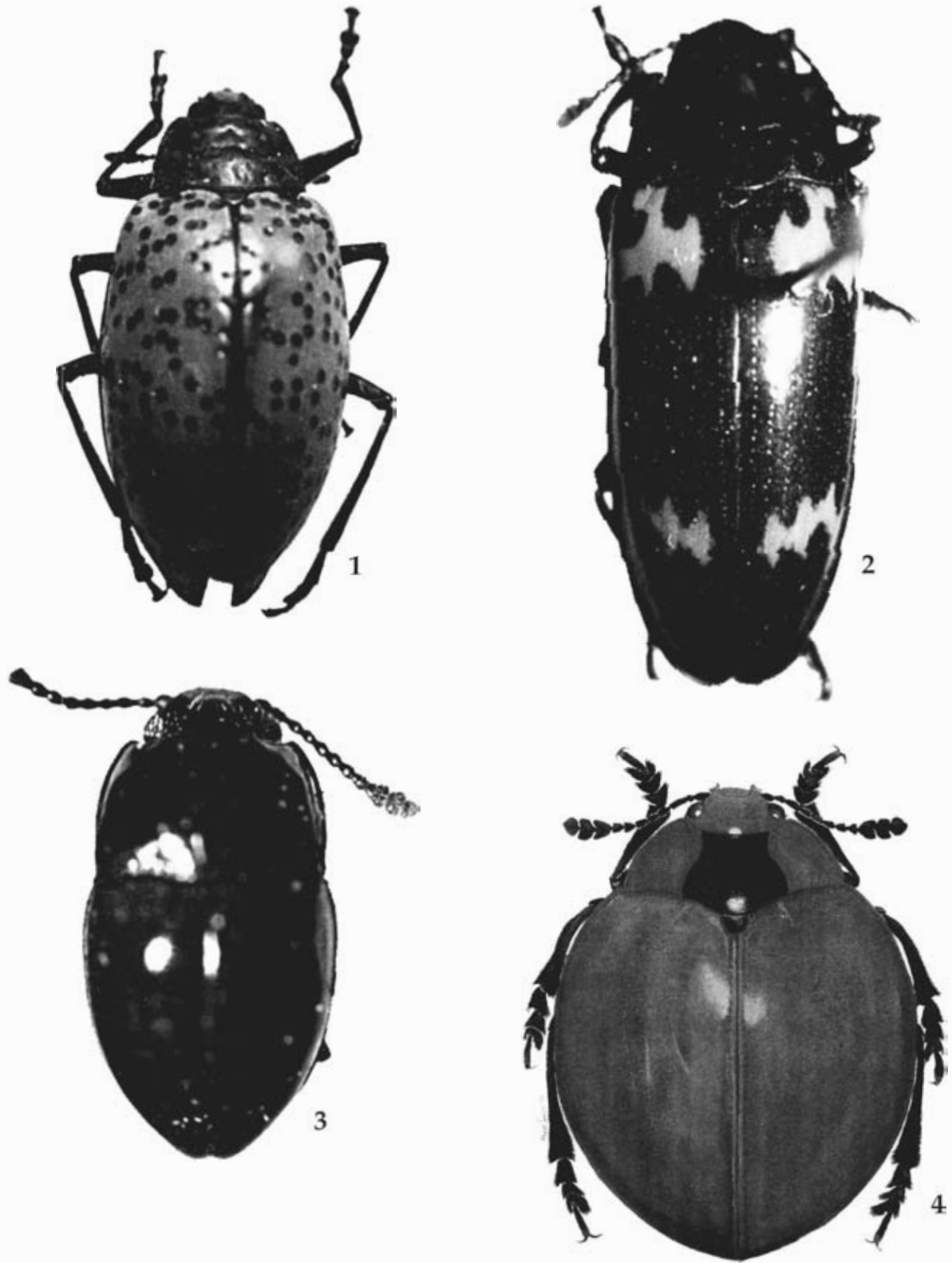
Con cierta frecuencia, los erotílicos se confunden con miembros de la familia Nitidulidae, pero pueden distinguirse porque en estos últimos el trocánter procoxal está expuesto; por lo general son mucho más pequeños (2-10 mm) y tienen una maza antenal formada por tres artejos, pero fuertemente capitada. Aquellos nitidúlidos que coexisten con especies de Erotylidae tienen caracteres exclusivos: élitros cortos que exponen el pigidio o bien un escutelo muy grande. En las Erotylidae, los élitros son completos y el escutelo es pequeño.

FAUNA MEXICANA

La lista de especies conocidas para México procede del catálogo de Alvarenga (1994), con modificaciones y actualizaciones derivadas de Skelley (1994, 1997, 1998) para los géneros *Lybas*, *Scaphengis* e *Ischyryus*, además de información específica obtenida de ejemplares depositados en la colección de P. E. Skelley (PESC) y del Centro de Estudios en Zoología, Universidad de Guadalajara (CZUG). Con base en Slipinski (1991), *Brachylon* (una especie de Guerrero), incluido en Alvarenga (1994), es sinónimo de *Mychocerus* (Cerylonidae), por lo que no se lo considera en este trabajo. Se describen aspectos generales sobre la biología y la distribución de las especies conocidas en México. Se presenta un mapa con el número de especies conocidas por estado. Los registros estatales fueron obtenidos de los trabajos realizados por Lacordaire (1842), Crotch (1876), Gorham (1887, 1888, 1898), Casey (1916), Pallister

¹ Entomología, Centro de Estudios en Zoología, Universidad de Guadalajara, Apdo. Postal 234, 45100 Zapopan, Jalisco, México. Correoselectrónicos: snavarre@maiz.cucba.udg.mx y gaquiroz@maiz.cucba.udg.mx.

² Florida State Collection of Arthropods, Florida Department of Agriculture & Consumer Services, 1911 SW 34th Street, Gainesville, FL 32614-7100, USA.



Figs. 28-4. 1, *Gibbifer boisduvali* (Chevrolat); 2, *Megalodacne audouini* (Lacordaire); 3, *Scaphengis kiwi* Skelley; 4, *Aegithus cardinalis* Chevrolat.

(1955a, b), Johnson (1967) y Skelley (1997, 1998), así como del material examinado. La información se encuentra en una base de datos elaborada en 'Access'. El catálogo también se elaboró en el programa Biótica 4.1 y se encuentra depositado en la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO) y la Colección Entomológica del Centro de Estudios en Zoología.

Recientemente, Wyrzynowicz (2002) y Leschen (2003) llevaron a cabo análisis filogenéticos de la familia, cuyos resultados tienen implicaciones en su clasificación supragenérica. En síntesis, la 'familia Languriidae' es incluida dentro de Erotylidae, como fue sugerido en Leschen y Wyrzynowicz (1998). Por cuestiones prácticas, en este trabajo se incluye la información solo para aquellas especies consideradas como pertenecientes a las Erotylidae *sensu* Lawrence & Newton (1995) o el equivalente a Erotylinae *sensu* Leschen (2003). La lista de especies de 'Languriidae' se incluirá en un trabajo posterior.

CLASIFICACIÓN Y DIVERSIDAD

En el mundo se conocen alrededor de 2500 especies descritas (Boyle, 1956; Chûjô & Chûjô, 1988, 1989, 1990; Delkeskamp, 1981; Alvarenga, 1994). Para México, se conocen 123 especies (Apéndice 28.1) de 25 géneros y cinco subfamilias: Dacninae, Encaustinae, Erotylinae, Megalodacninae y Tritominae. Los géneros con mayor número de especies son *Mycotretus* (27 especies), seguido de *Ischyryus* (24) y *Aegithus* (12), mientras que ocho géneros están representados por una especie: *Cyclomorpha*, *Dacne*, *Erotylina*, *Mycomyastes*, *Mycophtorus*, *Prepopharus*, *Strongylosumus* y *Tritomapara*. El número total de especies conocidas hasta ahora es superior si se compara con otros países del hemisferio norte (Canadá y Estados Unidos, Lituania y Eslovaquia), no así comparado con Brasil, país con una de las faunas más ricas en Erotylidae americanos (Kuhnt, 1909; Lawrence, 1991; Costa, 2000; Franc, 2001).

HISTORIA DE LA TAXONOMÍA EN MÉXICO

De las 123 especies conocidas para México, éstas fueron descritas por 18 autores en un periodo de

240 años (1758-1998), desde Linneo (1758) hasta Skelley (1998). Durante este periodo, la actividad de descripción muestra incrementos importantes en algunas décadas, normalmente ligadas a trabajos de síntesis o revisión: Lacordaire (1842): '*Monographie des Erotyliens*', Crotch (1876): '*A revision of the Coleopterous family Erotylidae*', Gorham (1887, 1888, 1898): '*Biologia Centrali-Americana: Erotylidae*', Boyle (1956): '*A revision of the Erotylidae of America North of Mexico (Coleoptera)*' y Skelley (1997, 1998): revisiones de los géneros *Scaphengis* e *Ischyryus*, respectivamente. Por la forma de la curva, similar a lo observado previo al trabajo de Lacordaire (1842), es de esperarse un número mayor de especies en el país al incrementar el trabajo de campo en lugares diferentes de México.

De los 18 autores, los que más especies han descrito hasta ahora han sido Lacordaire con 34 especies y Gorham con 32. Entre los dos han contribuido con el 53.65% del total de especies conocido para el país. Los ejemplares tipo de las especies mexicanas se encuentran depositados en varios museos, principalmente de los Estados Unidos e Inglaterra.

Para México se conocen pocos trabajos relativamente que citen a alguna especie de Erotylidae, sin contar aquellos trabajos donde se hace referencia a la descripción de especies nuevas. El trabajo más antiguo conocido por nosotros es el de Villada (1901), donde se citan 31 especies y una variedad (incluyendo algunas de *Languria*), pertenecientes a nueve géneros (hoy agrupadas en 10). El material en el que se basa esta información procede de la colección E. Dugès, actualmente depositada en la Colección Nacional de Insectos del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México (Zaragoza, 1999). Posteriormente, como parte de los trabajos de investigación realizados por el Museo Americano de Historia Natural (Nueva York), se citan algunas especies recolectadas en México (Pallister, 1955a,b). Navarrete-Heredia (1994) citó especies de *Pselaphacus* asociadas con hongos poliporáceos en el estado de Veracruz; y, en 1996, registró seis especies asociadas con macromicetos, destacando las especies de *Triplax* asociadas con *Pleurotus*. Finalmente, Navarrete-Heredia & Novelo-Gutiérrez (2000) describieron el comportamiento gregario de *Aegithus melaspis* en la base de un árbol de *Ficus petiolaris*.

No existen trabajos faunísticos de alguna región, pero algunos realizados en otras áreas en los Estados Unidos y Belice, de manera interesante coinciden en el número de especies (16), pero difieren en la composición faunística, lo cual está relacionado con las localidades de estudio. Uno de ellos se realizó en Beall Woods State Park, Wabash Co., Illinois (Estados Unidos) y el otro en Rio Bravo Conservation and Management Area, Belice (Goodrich, 1997; Skelley, 2001). En Beall Woods predominan las especies de *Triplax* (género predominantemente holártico), mientras que en Río Bravo predominan las especies tropicales de *Mycotretus* (predominantemente neotropical).

BIOLOGÍA

Los erotílicos a menudo se encuentran asociados con cuerpos fructíferos de macromicetos (Basidiomycetes), tanto en hongos de repisa (Aphylliphorales) como en hongos carnosos (Agaricales). Muchas especies forrajean sobre la superficie del hongo y otras en las láminas o en el contexto tanto del píleo como del estípite. Algunas especies poco representadas en colecciones (recolectadas raramente) pueden alimentarse de esporóforos no perceptibles a simple vista (*v. gr.*, aquellas del género *Inonotus* que crece entre los huecos de los troncos, pero con frecuencia ocultos por la corteza) o bien de aquellas especies subterráneas. Pocas especies pueden alimentarse de las hifas que producen los esporóforos (Skelley *et al.*, 1991).

Skelley *et al.* (1991) proporcionan una lista de las especies de Erotylidae de los Estados Unidos y Canadá y las especies de hongos en las que han sido recolectadas. Para México, Navarrete-Heredia (1996) citó seis especies y sus respectivos huéspedes en una localidad de Morelos. Muchos de los datos de México coinciden con lo conocido hasta ahora para las diferentes especies de Erotylidae, con excepción de una especie de *Triplax* del grupo *thoracica* (*sensu* Boyle, 1956), cuyos individuos principalmente se recolectaron en esporóforos de *Russula* y *Boletus*, en lugar de *Pleurotus*.

El ciclo de vida incluye tres estadios larvales, cuya duración al parecer está relacionada con la textura y la persistencia de los huéspedes, como se ha observado en especies de Gyrophaenina (Sta-

phylinidae: Aleocharinae) (Ashe, 1984; Skelley *et al.*, 1991). Las larvas de los géneros considerados como primitivos (*v. gr.*, *Megalodacne* o *Dacne*) se encuentran elaborando galerías en hongos de repisa, mientras que en aquellos considerados como más derivados, las larvas forrajean en la superficie de hongos resupinados o dentro de hongos carnosos (*v. gr.*, *Ischyryus* y *Triplax*, entre otros) (Skelley & McHugh, 2002). A pesar de que las larvas muchas veces pueden encontrarse asociadas con los adultos, el trabajo taxonómico de los estados inmaduros es incipiente; algunas caracterizaciones pueden encontrarse en Bøving & Craighead (1931), Costa *et al.* (1988), Skelley (1988) y Lawrence (1991), entre otros. McHugh (1995) realizó un análisis filogenético de la familia Erotylidae con base en la información de las larvas y, posteriormente, sintetizó la información conocida sobre éstas (McHugh, 2001). Ahora se encuentra preparando un manuscrito que incluye descripciones detalladas de varias especies.

La pupación ocurre en sitios diferentes, principalmente fuera del huésped (en el suelo o en madera), con excepción de las especies de *Megalodacne*, cuyas pupas se encuentran en el interior de los esporóforos (McHugh, 1995; McHugh *et al.*, 1997; Navarrete-Heredia (obs. pers.) de *M. indica* en Minas Gerais, Brasil, o de aquellas de *Gibbifer* que quedan suspendidas en los troncos de los huéspedes como ha sido descrito para *G. californicus* (Graves, 1965). En general, las pupas se transforman rápidamente en adultos sin un periodo de quiescencia, siendo el adulto el estado más longevo, pero se tiene noticia de algunas especies de Polonia que durante el invierno se han encontrado en estado de pupa debajo de la corteza o dentro de los hongos (Skelley *et al.*, 1991; Wygrzynowicz, 2002).

Aunque los adultos normalmente se encuentran en hongos, también pueden recolectarse en hojarasca, troncos caídos (aparentemente sin evidencia de hongos), con trampas de luz, necrotrampas y trampas de intercepción, entre otros. Los adultos de muchas especies pasan el invierno debajo de la corteza o debajo de los troncos donde se encuentran sus huéspedes, mostrando un comportamiento gregario con una cantidad considerable de individuos. Smyth (1934) describió este comportamiento para *Gibbifer californicus* (como *G. bois-*

duvali), *Aegithus rufipennis* y *Megalodacne heros*; Goodrich & Skelley (1991) para especies de *Megalodacne* (Goodrich & Skelley, 1991), y Navarrete-Heredia & Novelo-Gutiérrez (2000) para *Aegithus melaspis*. Finalmente, Leschen (1994) discutió la correlación entre ecología, comportamiento larval e inversión del cuidado parental en varias familias de coleópteros micófagos, incluyendo información sobre varios géneros de Erotylidae. Un aspecto peculiar asociado con este comportamiento, son los cuidados parentales observados en especies de *Pselaphacus* en Perú (*P. nigropunctatus* y *P. puncticollis*), donde los adultos protegen a las larvas mientras éstas se alimentan sobre los esporóforos de *Favolus* (Leschen 1994). En México, en localidades tropicales de Jalisco y Veracruz, se ha observado este comportamiento en *P. puncticollis* y en *P. semiclatratus* en *F. brasiliensis* (Navarrete-Heredia, obs. pers.). Muchas de las especies con este comportamiento gregario tienen coloración aposemática.

DIVERSIDAD Y DISTRIBUCIÓN

¿Cuántas especies de Erotylidae existen en México? Un ejercicio simple, considerando dos revisiones recientes realizadas por Skelley (1997, 1998) con los géneros *Scaphengis* e *Ischyryus*, muestra un incremento para la cifra de especies conocidas entre el 700 y 33.33%, respectivamente (Cuadro 28.1), cuyo valor promedio es de 366.5%. Si se considera este valor como promedio y se generaliza el procedimiento, el número de especies que habría en México sería cercano a las 450 especies. Por otro lado, con base en el material examinado y considerando a Chiapas como un estado 'atractivo' para el trabajo de campo, por ubicarse en una zona tropical pero también con áreas templadas, el número de especies conocidas aumentó de 16 a 29 (81.25% de incremento de especies citadas para el

estado). Considerando a Jalisco como entidad poco muestreada, también se tiene un comportamiento peculiar. Para el estado se conocían seis especies, de las cuales cuatro fueron descritas recientemente en las revisiones de Skelley (1997, 1998). Actualmente se conocen 11 (83.33% de incremento), cinco de ellas procedentes del material que se ha recolectado en salidas no sistemáticas entre 1993-2002.

Considerando como base este porcentaje de incrementos (33.3, 81.25, 83.33 y 700%; 224.47% en promedio), nuestra estimación más conservadora sugiere la presencia de al menos 250 especies para el país (por mencionar una cifra cerrada). ¿Qué hacer para conocer esas especies? Actualmente la distribución conocida de las especies por estado es inadecuada. Pocos estados tienen una buena representación, por ejemplo Veracruz, Chiapas o Oaxaca; mientras que otros carecen de alguna especie registrada, a pesar de su cercanía con entidades de las que se conocen algunas especies o que tienen ambientes apropiados para su presencia, por ejemplo Coahuila, Distrito Federal y Zacatecas, entre otros. Es conveniente desarrollar estudios en aquellos estados cuyo número de especies es muy bajo o nulo. Esto sumado a que de las 123 especies conocidas, 43 (34.95%) corresponden a especies endémicas.

Los esporóforos de macromicetos son el hábitat usual de estos coleópteros. Es importante su muestreo para incrementar nuestro conocimiento de éstos y otros insectos asociados con hongos. En este sentido, para la mayoría de las especies se desconocen sus huéspedes. También debe implementarse otro tipo de muestreos, por ejemplo utilizando trampas de intercepción, cernidores para hojarasca y otras técnicas especiales para microcoleópteros, muchas de ellas descritas en Martin (1977). Muchas especies se han recolectado a través de estas técnicas, debido a su biología peculiar. Por ejemplo, las especies del género *Scaphengis* que son

Cuadro 28.1. Comparación entre el número de especies conocidas para México previo a la realización de trabajos taxonómicos de revisión de dos géneros de Erotylidae (Skelley, 1997, 1998) y la cifra conocida actualmente.

Género	Especies en México	Especies conocidas	Especies nuevas	% de incremento
<i>Scaphengis</i>	8	1	7	700
<i>Ischyryus</i>	24	18	6	33

ápteras se recolectaron en muestras de hojarasca. Hasta ahora, la distribución conocida para la mayoría de las especies de *Scaphengis* es en áreas reducidas, con la excepción de *S. kiwi*, pero existe la posibilidad que el registro de Chiapas sea incorrecto o bien que los especímenes correspondan a una especie nueva (Skelley 1997).

Aun cuando los erotílidos aparentemente carecen de importancia económica directa (*T. wehrlei* y *T. alvarengai* se han recolectado dentro de las plantas de cultivos de *Pleurotus* en Jalisco y Chiapas; se desconoce su papel en estos sitios), su valor biológico como parte de la diversidad de nuestro país es indiscutible. Para conservar nuestra diversidad es importante conocerla. ¡Incrementemos el trabajo de campo para conocer a los erotílidos de México!

AGRADECIMIENTOS

Ésta es una contribución al proyecto 'Colección Entomológica del Centro de Estudios en Zoología', apoyado por la Universidad de Guadalajara, y al proyecto 'Catálogo de autoridad de las familias Histeridae, Hydraenidae y Erotylidae (Coleoptera)', apoyado por la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, clave BE004. También es una contribución del Florida Department of Agriculture and Consumer Services, Division of Plant Industry, Entomology Contribution no. 950.

REFERENCIAS

- ALVARENGA, M. 1994. Catálogo dos Erotylidae (Coleoptera) Neotropicales. *Rev. Bras. Zool.*, 11: 1-175.
- ASHE, J.S. 1984. Generic revision of the subtribe Gyrophaenina (Coleoptera: Staphylinidae. Aleocharinae) with a review of the described subgenera and major features of evolution. *Quaest. Ent.*, 20: 129-349.
- BØVING, A.G. & F.C. CRAIGHEAD. 1931. An illustrated synopsis of the principal larval forms of the order Coleoptera. *Ent. Amer. (N. Ser.)*, 11: 1-351.
- BOYLE, W.W. 1956. A revision of the Erotylidae of America north of Mexico (Coleoptera). *Bull. Amer. Mus. Nat. Hist.*, 110: 61-172.
- CASEY, T.L. 1916. Some random studies among the Clavicornia. *Mem. Col.*, 7: 35-292.
- CHŪJŌ, M. & M. CHŪJŌ. 1988. A catalog of the Erotylidae (Insecta, Coleoptera) from the Old World (excl. the Ethiopian Region). *Esakia*, 26: 139-185.
- & ———. 1989. A catalog of the Erotylidae (Insecta, Coleoptera) from the Old World (excl. the Ethiopian Region). *Esakia*, 28: 75-96.
- & ———. 1990. A catalog of the Erotylidae (Insecta, Coleoptera) from the Old World (excl. the Ethiopian Region). III. *Esakia*, 29: 1-67.
- COSTA, C. 2000. Estado de conocimiento de los Coleoptera neotropicales, pp. 99-114. En: Martín-Piera, F., J.J. Morrone & A. Melic (eds.), *Hacia un proyecto CYTED para el inventario y estimación de la Diversidad Entomológica en Iberoamérica: PriBES-2000. m3m: Monografías Tercer Milenio vol. 1*. SEA, Zaragoza.
- , VANIN S. A., CASARI-CHEN S. A. 1988. *Larvas de Coleoptera do Brasil*. Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, São Paulo.
- CROTCH, G.R. 1876. A revision of the Coleopterous family Erotylidae. *Cist. Ent.*, 1: 359-572.
- DELKESKAMP, K. 1981. Erotylidae von Africa und Madagascar. En: Wilcox, J.A. (ed.). *Coleopterorum Catalogus Supplementa Pars 34*. W Junk Publishers, La Haya.
- FRANC, V. 2001. Beetles of the family Erotylidae (Coleoptera) in the Slovakian fauna. *Acta Zool. Univ. Comen.*, 44: 63-69.
- GOODRICH, M.A. 1997. The pleasing fungus beetles (Coleoptera: Erotylidae) of Beall Woods State Park, Wabash Co., Illinois. *Trans. Illinois St. Acad. Sci.*, 90(3-4): 139-145.
- & P.E. SKELLEY. 1991. The pleasing fungus beetles of Illinois (Coleoptera: Erotylidae). Part I. The Dacninae. *Trans. Illinois St. Acad. Sci.*, 84(3-4): 155-172.
- GORHAM, H.S. 1887. Erotylidae. En: Godman, F. & O. Salvin (eds.). *Biologia Centrali-Americana. Insecta. Coleoptera, Vol. VII*. Londres.
- . 1888. Erotylidae. En: Godman, F. & O. Salvin (eds.). *Biologia Centrali-Americana. Insecta. Coleoptera, Vol. VII*. Londres.
- . 1898. Supplement. En: Godman, F. & O. Salvin (eds.). *Biologia Centrali-Americana. Insecta. Coleoptera, Vol. VII*. Londres.
- GRAVES, R.C. 1965. Observations on the ecology, behavior and life cycle of the fungus-feeding beetle, *Cypherotulus californicus*, with a description of the pupa (Coleoptera: Erotylidae). *Col. Bull.*, 19: 117-122.
- JOHNSON, D.H. 1967. Neotropical species of genus *Triplax* Herbst and review of genus *Haematochiton* Gorham (Coleoptera: Erotylidae). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, 123 (3601): 1-25.
- KUHNT, P. 1909. Coleoptera. Fam. Erotylidae. Subfam. Erotylinae. En: Wytzman, P. (ed.). *Genera Insectorum*. P. Wytzman, Bruselas.
- . 1911. Erotylidae. En: Junk, W. & S. Schenkling (eds.). *Coleopterorum Catalogus, Pars. 34*. W. Junk, Berlin.
- LACORDAIRE, T. 1842. *Monographie des Erotyliens, famille de l'ordre des Coléptères*. Paris.
- LAWRENCE, J.F. 1991. Erotylidae (Cucujoidea) (Including Dacnidae), pp. 473-375. En: Stehr, F.W. (ed.), *Immature insects, Vol. II*. Kendall/Hunt, Dubuque.
- & A.F. NEWTON, Jr. 1995. Families and subfamilies of Coleoptera with selected genera, notes, references and data on family-group names, pp. 779-1006. En: Pakaluk, J. & Slipinski (eds.), *Biology, phylogeny and classification of Coleoptera: Papers celebrating the 80th birthday of Roy A. Crowson*. Muzeum i Instytut Zoologii PAN, Varsovia.

- LESCHEN, R.A.B. 1994. Ecological and behavioral correlates among mycophagous Coleoptera. *Folia Ent. Mex.*, 92: 9-19.
- . 2003. Erotylidae (Insecta: Coleoptera: Cucujoidea): Phylogeny and review. *Fauna New Zealand*, 47: 1-108.
- & P. WYGRZYNOWICZ. 1998. Generic catalogue and taxonomic status of Languriidae (Cucujoidea). *Ann. Zool. (Warszawa)*, 48(3-4): 221-243.
- LINNAEUS, F. 1758. *Systema Naturae per regna tria naturae, secundum classes, ordines, genera, species, cum characteribus, differentiis, synonymis, locis. Tomus I. Editio decima, reformata*. Impensis Direct. Laurentii Salvii, Holmiae.
- MARTIN, J. E. H. 1977. *The insects and arachnids of Canada. Part 1. Collecting, preparing, and preserving insects, mites, and spiders*. Canada Department of Agriculture, Québec.
- McHUGH, J. V. 1995. A phylogenetic analysis of Erotylidae (Coleoptera) based on larval morphology, with a study on the ecological interactions of erotylids and a morphological study of the adults form of *Megalodacne heros* Say. Ph.D. Dissertation, Cornell University, Ithaca, Nueva York.
- . 2001. Description of immature stages for *Megischyrus* (Erotylidae: Triplacinae) and a review of literature on larval Erotylidae. *Annales Zoologici*, 51(3): 113-124.
- , C.J. MARSHALL & F.L. FAWCETT. 1997. A study of adult morphology in *Megalodacne heros* (Say). *Trans. Amer. Ent. Soc.*, 123: 167-223.
- NAVARRETE-HEREDIA, J. L. 1994. Coleópteros asociados a Basidiomycetes, pp. 379-380. En: González S., E., R. Dirzo & R. C. Vogt. (eds.). *Historia natural de Los Tuxtlas*. UNAM-CONABIO, México.
- . 1996. Coleópteros micetócolos de Basidiomycetes de San José de los Laureles, Morelos, México. Tesis de Maestría en Ciencias (Biología Animal), Facultad de Ciencias, UNAM, México.
- & R. NOVELO-GUTIÉRREZ. 2000. New distributional data and first record of gregarious behavior for *Aegithus melaspis* (Coleoptera: Erotylidae) from Mexico. *Ent. News*, 111: 21-24.
- PALLISTER, J.C. 1955a. The pleasing fungus beetles of North Central Mexico collected on the David Rockefeller Mexican expedition of 1947 (Coleoptera: Erotylidae). *Amer. Mus. Novit.*, (1703): 1-6.
- . 1955b. The pleasing fungus beetles collected on the explorers Club-American Museum of Natural History Entomological Expedition to Yucatan, Mexico, in 1952 (Coleoptera, Erotylidae). *Amer. Mus. Novit.*, 1745: 1-8.
- SKELLEY, P. E. 1988. *The pleasing fungus beetles of Florida (Coleoptera: Erotylidae)*. Master Thesis, University of Florida, Gainesville.
- . 1994. Case 2885: *Ischyryus* Lacordaire, 1842, *Lybas* Lacordaire, 1842, *Mycotretus* Lacordaire, 1842 and *Megischyrus* Crotch, 1873 (Insecta, Coleoptera): proposed conservation. *Bull. Zool. Nomencl.*, 51(2): 128-132.
- . 1997. Revision of the genus *Scaphengis* Gorham (Erotylidae: Encaustinae). *Col. Bull.*, 51(2): 155-167.
- . 1998. Revision of the genus *Ischyryus* Lacordaire (1842) of North and Central America (Coleoptera: Erotylidae: Tritominae). *Occas. Pap. Florida St. Coll. Arthrop.*, 9: vii + 134 pp.
- . 2001. Checklist of Erotylidae of Rio Bravo Conservation and Management Area. Belize. <http://www.agctr.lsu.edu/Inst/Research/Departments/arthropodmuseum/riobravo%20erotylidae.htm>.
- , M. A. GOODRICH & R. A. B. LESCHEN. 1991. Fungal host records for Erotylidae (Coleoptera: Cucujoidea) of America North of México. *Ent. News*, 102(2): 57-72.
- & J.V. McHUGH. 2002. 87. Erotylidae Leach 1815, pp. 348-353. En: Arnett, R.H. Jr., M.C. Thomas, P. E. Skelley & J. H. Frank (eds.). CRC Press, Boca Raton.
- SLIPINSKI, S.A. 1991. A monograph of the world Cerylonidae (Coleoptera; Cucujoidea). Part 1. Introduction and higher classification. *Ann. Mus. Civ. St. Nat. "Giacomo Doria"*, 88: 1-273.
- SMYTH, E. G. 1934. The gregarious habit of beetles. *J. Kansas Ent. Soc.*, 7: 102-199.
- VILLADA, M. 1901. *Catálogo de la Colección de coleópteros mexicanos del Museo Nacional, formada y clasificada por el Dr. D. Eugenio Dugès (Salón de Entomología)*. Imprenta del Museo Nacional, México, D.F.
- WYGRZYNOWICZ, P. 2002. Morphology, phylogeny and classification of the family Erotylidae basen on adult characters (Coleoptera: Cucujoidea). *Genus*, 13(4): 435-504.
- ZARAGOZA C., S. 1999. Eugenio Dugès: Un precursor de la entomología en México. *Dugesiana*, 6(2): 1-26.

APÉNDICE 28.1.

Especies de Erotylidae conocidas para México.

- Erotylidae Leach, 1815
 Dacninae Gistel, 1856
Dacne Latreille, 1796
D. californica (Horn, 1870)
 Encaustinae Chûjô, 1969
Scaphengis Gorham, 1888
S. auk Skelley, 1997
S. dodo Skelley, 1997
S. emu Skelley, 1997
S. kakapo Skelley, 1997
S. kiwi Skelley, 1997
S. picipes Gorham, 1888
S. rhea Skelley, 1997
S. takahe Skelley, 1997
 Megalodacninae Sen Gupta, 1969
Megalodacne Crotch, 1873
M. (Megalodacne) Crotch, 1873: 352
M. (M.) fasciata (Fabricius, 1777)
M. (Psephodacne) Heller, 1918
M. (P.) audouini (Lacordaire, 1842)
M. (P.) tortuosa (Lacordaire, 1842)
 Tritominae Curtis, 1834 (= Triplacini Crotch, 1876)
Pselaphacus Percheron, 1835
P. curvipes Guérin-Méneville, 1841
P. puncticollis Guérin-Méneville, 1841
P. semiclythratus Lacordaire, 1842
Megischyrus Crotch, 1873
M. discipennis Lacordaire, 1842

- M. mexicanus* Lacordaire, 1842
M. sanguinolentus Lacordaire, 1842
Ischyryus Lacordaire, 1842
I. aleator Boyle, 1954
I. audbalus Skelley, 1998
I. auriculatus Lacordaire, 1842
I. bogotae Crotch, 1876
I. celatus Skelley, 1998
I. chacojae Gorham, 1887
I. distinguendus Lacordaire, 1842
I. elegantulus Lacordaire, 1842
I. episcaphulinus Gorham, 1887
I. frontalis Lacordaire, 1842
I. impressus Skelley, 1998
I. incertus Lacordaire, 1842
I. insolens Crotch, 1876: 53 (429)
I. malleus Skelley, 1998
I. parcarum Skelley, 1998
I. pictus Gorham, 1887
I. proximus Lacordaire, 1842
I. pyropodus Skelley, 1998
I. quadripunctatus chiasticus Boyle 1954
I. q. quadripunctatus (Olivier, 1792)
I. scriptus (Olivier, 1807)
I. scutellaris Gorham, 1887
I. septemsignatus Gorham, 1887
I. tripunctatus Crotch, 1873
I. vespertilio Lacordaire, 1842
Callischyryus Crotch, 1876
C. amoenus (Guérin-Ménéville, 1841)
C. c. cyanopterus (Erichson, 1847)
C. venustus Lacordaire, 1842
Mycotretus Lacordaire, 1842
M. bistrigatus Lacordaire, 1842
M. centralis Arrow, 1909
M. crudus Gorham, 1888
M. distinguendus Arrow, 1909
M. dytiscoides Lacordaire, 1842
M. epopterus Gorham, 1888
M. erraticus Gorham, 1898: 254
M. fasciolatus Lacordaire, 1842
M. fuscitarsis Lacordaire, 1842
M. illustris Crotch, 1876
M. incarnatus Gorham, 1888: 62
M. lesueuri Chevrolat, 1835
M. miniatus Lacordaire, 1842
M. nigricollis Gorham, 1888
M. nigromaculatus (Kuhnt, 1909)
M. nigromanicas Boyle, 1954
M. nitescens Crotch, 1876
M. normalis Gorham, 1888
M. oppositipunctum Gorham, 1888
M. pallidior Crotch, 1876
M. pygmaeus Lacordaire, 1842
M. rufipennis Gorham, 1888
M. sallei Crotch, 1876
M. savignyi Lacordaire, 1842
M. scitulus Lacordaire, 1842
M. ternotatus Gorham, 1888
M. vittatus Gorham, 1888
Mycomystes Gorham, 1888
M. ferrugineus Gorham, 1888
Tritomapara Alvarenga, 1970
T. dimidiata Gorham, 1888: 72
Haematochiton Gorham, 1888
H. carbonarius (Gorham, 1888)
H. elateroides Gorham, 1888
Triplax Herbst, 1793
T. alvarengai Johnson, 1967
T. divisa Gorham, 1888
T. errans Boyle, 1956
T. flavicollis Lacordaire, 1842
T. mesosternalis Schaeffer, 1905
T. sola Johnson, 1967
T. wehrlei Boyle, 1954
Mycophthorus Lacordaire, 1842
M. vernix Casey, 1916
Lybas Lacordaire, 1842
L. carbunculus Lacordaire, 1842
L. granatus Lacordaire, 1842
L. interpunctatus Gorham, 1888
 Erotylinae Latreille, 1802
Cyclomorpha Hope, 1841
C. sordidus Gorham, 1898
Strongylosomus Chevrolat, 1837
S. emys Lacordaire, 1842
Aegithus Fabricius, 1801
A. abruptus Casey, 1916
A. binarius Casey, 1916
A. cardinalis Chevrolat, 1834
A. clavicornis (Linnaeus, 1758)
A. hogei Gorham, 1888
A. melaspis Gorham, 1888
A. meridionalis Crotch, 1873
A. quadrinotatus Chevrolat, 1834
A. rufipennis Chevrolat, 1834, fasc. 4
A. stillatus Gorham, 1888:91
A. trilineatus Kuhnt, 1908
A. uva Lacordaire, 1842
Iphiclus Chevrolat, 1837
I. (Megaprotus) Lacordaire, 1842: 297
I. (M.) nuculus (Gorham, 1888)
I. (Habrodactylus) Lacordaire, 1842: 311
I. (H.) festivus (Lacordaire, 1842)
I. (H.) jejunos (Gorham, 1888)
I. (H.) multiguttatus (Gorham, 1888)
I. (H.) oblitus (Lacordaire, 1842)
I. (Neacronotus) Alvarenga, 1965: 87
I. (N.) annularis (Laporte, 1840)
Erotylina Curran, 1944
E. leoparda (Lacordaire, 1842)
Gibbifer Voet, 1778
G. alutaceus (Gorham, 1888)
G. boisduvali (Chevrolat, 1834)
G. californicus (Lacordaire, 1842)
G. fenestratus (Gorham, 1888)
G. gaumeri (Gorham, 1888)
G. guatemalae (Crotch, 1876)

G. vicinus (Guérin-Ménéville, 1841)
Oligocorynus Chevrolat, 1837
O. cacticus (Lacordaire, 1842)
O. zebra Fabricius, 1787
Prepopharus Erichson, 1847
P. duponcheli (Chevrolat, 1834)

Neopriotelus Alvarenga, 1965
N. apiatus (Chevrolat, 1835)
Ellipticus Chevrolat, 1837
E. (Gemmellatotelus) Mader, 1942: 168
E. (G.) gemellatus (Lacordaire, 1842)
E. (G.) mexicanus (Crotch, 1876)

ALTICINAE (COLEOPTERA: CHRYSOMELIDAE)

David G. Furth¹

RESUMEN. Se sintetizan datos acerca de la biología general, clasificación, diversidad, distribución y otros aspectos de las Alticinae (escarabajos pulga), especialmente las que pertenecen a la fauna mexicana. Se listan los géneros y especies registrados para cada estado de la República Mexicana, y también la fuente de la cual se obtuvieron los datos compilados a partir de la literatura, así como de ciertas colecciones biológicas. Existen 85 géneros y 501 especies conocidas para el país. Aunque preliminar, esto representa un incremento significativo respecto a la literatura. También se incluyen datos acerca del número de especies por cada entidad federativa y se ofrece una discusión preliminar de las afinidades biogeográficas de las Alticinae.

INTRODUCTION

Mexico is the biggest part (*ca.* 50%) of the Mesoamerican biodiversity 'hotspot', which is second in species diversity and endemism of the top 25 'hotspots' in the world (Mittermeier *et al.*, 1999). It has been called one of the world's 'megadiversity' countries (Mittermeier, 1988) and ranks third in this respect according to some. There are a number of important recent volumes dealing with the diversity and biogeography of the fauna and flora of Mexico. Ramamoorthy *et al.* (1993) covers a wide variety of subjects and groups and concerns the origins and distribution of a variety of large groups. The series on arthropods *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento* (Llorente *et al.*, 1996, 2000;

Llorente & Morrone, 2002), of which this volume is the fourth part, contains a wealth of recent information and coverage of the diversity and distribution many insect groups from Mexico. These books also contain good treatments of the geological history, tectonics, climate, vegetation, and other topics about Mexico that are necessary to understanding the biological diversity. Mexico is situated in a biogeographic transition zone between the Nearctic region to the north and the Neotropical region to the south. Therefore, generally in Mexico the Nearctic biotic elements are in the northern areas, the central arid plateau with some arid elements reaching as far south as Oaxaca. The Neotropical elements are in the south, with some elements reaching along the coasts to Tamaulipas in the east and to southern Sinaloa in the west. Species diversity/richness has been documented to be very high in many well-known groups, such as plants (Rzedowski, 1993, 1996), mammals (Fa & Morales, 1993; Mittermeier *et al.*, 1999), and butterflies (Llorente & Luis, 1993; Llorente *et al.*, 1996). Species diversity also varies from group to group and from state to state. Generally the highest diversity occurs in the more tropical states such as Chiapas, Oaxaca and Veracruz. Some examples of this from the insect world include Odonata (González & Novelo, 1996), Psocoptera (Mockford & García Aldrete, 1996), Passalidae (Reyes-Castillo, 2002), and Bruchinae with Jalisco and Morelos also high (Nápoles, 2002).

In Mexico there is a major biogeographic transition zone between the Nearctic and Neotropical regions and biogeographic affinities may also vary greatly depending on the group considered. Examples of this in the Coleoptera are species of Curculionidae, with 41% Neotropical and 14% Nearctic affinities (Anderson & O'Brien, 1996), and Carabidae, with 54% Nearctic and 14% Neotropi-

¹ Department of Systematic Biology - Entomology, National Museum of Natural History, Smithsonian Institution, Washington, D. C., USA.

cal, but in generic affinities 40% are Neotropical and 20% are Nearctic (Ball & Shpeley, 2000).

Levels of endemism vary greatly depending on the group considered and, of course, depending on the relative knowledge of the group. As with any country some vertebrate and plant groups are well known, whereas most insect groups are not. In mammals about 32% of the species are endemic (Fa & Morales, 1993) and in the phanerogamic plants 10% of the genera and 52% of the species are endemic (Rzedowski, 1993). Among the insects butterflies are well-known, yet in Mexico the Papilionidae have only 10% endemism there (Llorente & Luis, 1993). For native bees the level of endemism ranges from 25-60% depending on the region of Mexico, both the tropical state of Veracruz and the north of Baja California have 30%, whereas Guerrero has 50% and the Balsas (Guerrero-Oaxaca) has almost 60% (Ayala *et al.*, 1993). Species endemism is generally high, but may vary, for example, in Homoptera it varies from 4% in Membracidae to 63% in Aleyrodidae (O'Brien *et al.*, 1996), Psocoptera 74% (Mockford & García Aldrete, 1996), Carabidae 60% (Ball & Shpeley, 2000), Tenebrionidae 52% (Albu *et al.*, 2002), and Curculionidae 40.5% (Anderson & O'Brien, 1996).

MEXICAN ALTICINAE DIVERSITY

Nearctic Alticinae (*ca.* 40 genera) are reasonably well known at the genus and species level in comparison to the Neotropical taxa (over 200 genera); however, there are certainly many more new species to be discovered there. Recently there was an update of the treatment at the genus level (Riley *et al.*, 2002) including keys. Riley (pers. comm.) will soon publish a detailed checklist to the Nearctic Chrysomelidae. Neotropical Alticinae have been recently treated in a number of references by J. and B. Bechyné (see References below), D. Blake (see References below), Wilcox (1975), Scherer (1983), Furth & Savini (1996, 1998), and Furth *et al.* (2003). Almost half of the Alticinae genera occur in the Neotropics; about 230 generic names were listed in Scherer (1983), about 90 of which were described by Jan and Bohumila Bechyné.

In the historical literature, Jacoby in the *Biologia Centrali-Americana* (1884-1892) listed 334 species

in 50 genera from Mexico, many of these genera and species were listed under old names that were later changed. Heikertinger & Csiki (1939-40) added 23 species and three genera, *Argopistes* Motschulsky, *Blepharonycha* (Fall) and *Heikertingerella* (Csiki). Blackwelder (1946) added 12 species (nine from Baja California) and four genera: *Distigmoptera* (Blake), *Glyptina* (LeConte), *Dysphenges* (Horn), and *Euplectroscelis* (Crotch) - the first to correctly clarify this genus. From more recent literature, Furth & Savini (1996) listed 400 species in 73 genera. Furth & Savini (1998) added one genus and 11 species. Furth (1998) added 18 species of *Blepharida* Chevrolat and synonymized *Blepharonycha* as well as three species of *Blepharida* (*s.s.*) (see Table 29.1).

Mexico is a very large country, 14th largest in the world, so one would expect a high diversity of species compared to smaller countries in Central America. There are about 350 species in 89 genera currently known from Costa Rica, particularly because of some recent intensive quantitative inventorying done at a single site (Furth *et al.*, 2003). In contrast, in the smaller and less surveyed Panama there are only 270 species in 70 genera known (Furth & Savini, 1996, 1998).

Ashpaera abdominalis (Chevrolat) (Fig. 29.1) is one of the most common species in Mexico and, in fact in all of Central America. Another species common in Mexico as well as throughout Central America is *Alagoasa decemguttatus* (Fabricius) (Fig. 29.2). This species has many subspecies and variety names, because it has a variable color pattern on the elytra. As is apparent in this figure, even the male and female are sexually dimorphic in pat-

Table 29.1. Current Mexican Alticinae.

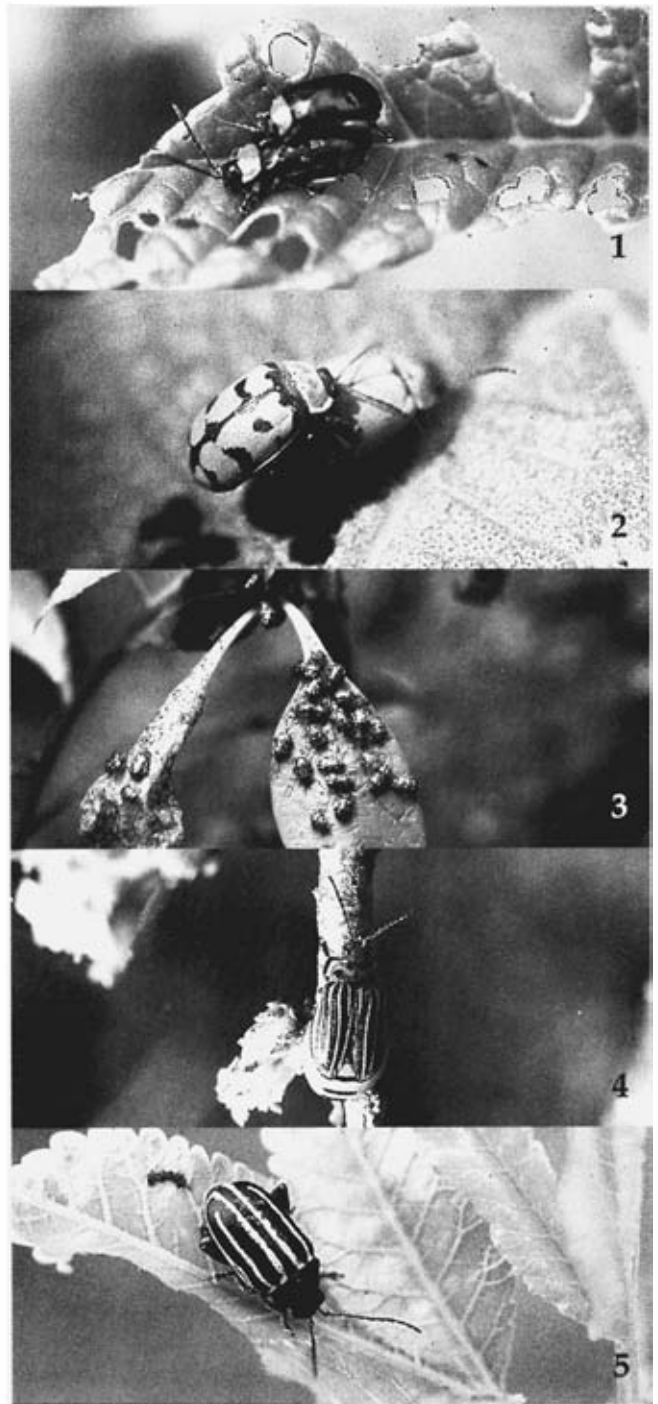
Genera	Species	Sources
73	400	Furth & Savini (1996)
1	11 (-1)	Furth & Savini (1998)
-1	18 (-3)	Furth (1998)
1	3	Savini <i>et al.</i> (2001)
0	3	Gilbert & Andrews (2002)
9	32	USNM
3	12	USNM-DGF
0	25	FCB
-1	4 (-3)	Corrections to Furth & Savini (1996)
85	501	TOTAL

tern. Another common species in Mexico is *Capraita conspurcatus* (Jacoby) (Fig. 29.3), that is often found in very large numbers and may completely destroy its host plants. New World *Blepharida* were monographed by Furth (1998) and of the 38 species, 31 are endemic to Mexico and all but two can be found in the country. Some species are apparently oligophagous and are recorded on several species of *Bursera* (Furth, 1998), such as *B. flavocostata* Jacoby (Fig. 29.4); however, most species are monophagous on species of *Bursera* (Burseraceae), such as *B. lineata* (Fig. 29.5).

CLASSIFICATION

Leaf beetles (Chrysomelidae) are one of the most diverse groups of animals, with about 40 000 described species from all regions of the world (Jolivet & Hawkeswood, 1995). There are various recently proposed systems of higher classification for the Chrysomelidae. These range from Seeno & Wilcox (1982) with 19 subfamilies to Reid (1995) that lumps them into 10 subfamilies that includes the seed weevils (Bruchinae), but splits off two former subfamilies into family level (Megalopodidae and Orsodacnidae). Kuschel & May (1990) added the Palophaginae, but these were later included in the Megalopodidae by Reid (1995). Reid (2000) added another subfamily, Spilopyrinae. Another significant change in the classification of Reid (1995) is the lumping of the Galerucinae and Alticinae *s. str.* into one extremely large subfamily Galerucinae *s. lat.* with over 1000 genera. The author does not follow this aspect of the classification of Reid (1995), but rather believes that there has not been careful enough analysis of ample characters to justify this (see also Furth & Suzuki, 1998; Furth & Lee, 2001; Jolivet, 2001). There are many chrysomelid researchers globally who also believe this and so the author continues to use Alticinae (*s. str.*), that contains over 500 genera worldwide (Seeno & Wilcox, 1982). Unlike most other leaf beetle subfamilies there is really no useful or tested system for dividing the Alticinae into tribes although there are several groups that appear to be monophyletic.

As mentioned above there is still considerable controversy about the relationship of the Galerucinae and Alticinae and whether they should be lumped together or kept as separate subfamilies



Figs. 29.1-5. 1, *Asphaera abdominalis* (Chevrolat) on *Ludwigia peploides* (Kunth) Raven in copula, Zacatecas, July 1995; 2, *Alagoasa decemguttatus* (Fabr.) in copula, Guerrero, July 1995; 3, *Capraita conspurcata* (Jacoby), Morelos, June 1993; 4, *Blepharida flavocostata* Jacoby on *Bursera copallifera* (Sessé & Mosc. ex DC), Michoacan, June 1993; 5, *Blepharida lineata* Furth on *Bursera trimera* Bullock, Guerrero, June 1993 (photographs: D. Furth).

(Reid, 1995; Schmitt, 1996; Furth & Suzuki, 1998; Farrell, 1998; Crowson & Crowson, 1999; etc.). There is no question that they are closely related, but the presence or absence of the metafemoral spring (Furth, 1985; Suzuki & Furth, 1992), asymmetrical aedeagus and other characteristics of the genitalia and wing venation (Furth & Suzuki, 1994, 1998), internal (Savini, pers. comm.), and external head morphology (Konstantinov, pers. comm.), male antennal segment morphology (Jolivet, 2001; Mohamedsaid, *in litt.*), larval similarity (Lawrence & Britton, 1991; Furth & Lee, 2001), etc. indicate the continued need to keep them apart until more definitive study can be conducted. There are examples of genera (e.g., *Orthaltica* Crotch) that have been traditionally included in the Alticinae that are considered Galerucinae (see Furth, 1985; Suzuki & Furth, 1992) or others (Furth & Suzuki, 1994). In the case of the Mexican fauna, two species of *Orthaltica*—*O. recticollis* (LeConte) and *O. capensis* Andrew and Gilbert—are known from Baja California and Baja California Sur, respectively.

FLEA BEETLE JUMPING

Flea beetles (Alticinae) get their name from the fact that they can jump very well like fleas (Siphonaptera). The jumping behavior is basically an escape behavior or even for locomotion. Unlike fleas, flea beetles jump with the aid of a special internal skeletal structure made of chitin called the metafemoral spring (Furth, 1982). It is actually a modified, sclerotized extensor tendon which retains the energy from contraction of the metafemoral muscles and releases this energy suddenly (Furth & Suzuki, 1990, 1998). An unexpected and unusual aspect of the metafemoral spring is that it can be used as a kind of generic morphological character, because its morphology is different between genera and the genera can be grouped according to this consistent form into metafemoral spring morpho-groups (Furth, 1980, 1988; Furth & Suzuki, 1998).

BIOLOGY

Like almost all groups of chrysomelids Alticinae are herbivores. Eggs are laid in the soil at the base

of the host plant. In most genera the larvae feed on the roots and the adults on the leaves of the same host plants. In some genera (e.g., *Altica* Geoffroy, *Blepharida*) both adults and larvae feed on leaves. Generally the last instar larvae form prepupal cells in the soil under their host plants and pupate there. While some Alticinae genera contain species that are monophagous (Furth, 1998), most species are oligophagous and feed on relatively few host plants in one or related plant families. Some genera, e.g., *Phyllotreta* Chevrolat, feed on plants in related plant families that contain similar secondary chemical compounds that act as feeding attractants or stimulants (Furth, 1979) and are good examples of insect-plant coevolution. Some genera, especially pest groups, have well-established host plant relationships, but for most Alticinae genera the hosts are unknown or very poorly known. Unfortunately, host plant relationships are often not accurately recorded and may only be reported from specimens resting on a plant, but not actually feeding. Jolivet & Hawkeswood (1995) listed many Alticinae hosts but many host plants are undocumented and with no traceable references.

There are some general references concerning many aspects of the classification, phylogeny, zoogeography, biology, ecology, genetics, etc. of Chrysomelidae, including Alticinae. Most recently there has been a large amount of such information in various edited books and symposium proceedings: Scherer (1982), Jolivet *et al.* (1988, 1994), Jolivet & Hawkeswood (1995), Jolivet & Cox (1996), Cox (1999), Furth & Seenó (1985, 1989), Furth (1994, 2003), Biondi *et al.* (1998), and Jolivet & Verma (2002).

BIOLOGICAL CONTROL OF WEEDS AND AGRICULTURAL PESTS

Many Chrysomelidae, including Alticinae, have been used successfully for the biological control of invasive weed species (White, 1996). A good example of this is *Agasicles hygophila* Selman and Vogt introduced into the Florida to control Alligator Weed, *Alternanthera philoxeroides* (Mart.) Griseb. (Amaranthaceae) that had become so dense in waterways there so as to severely slow or stop water

flow, boat traffic, recreation, etc. In searching the native habitat of the plant (Amazon Basin of Brazil) this undescribed beetle species was discovered, described, and introduced into Florida where it has successfully controlled this weed; neither the plant nor the beetle are currently found in significant numbers in Florida. To my knowledge no such biological control of invasive weeds has been done in Mexico; however, various external organizations have surveyed Mexican Alticinae for potential biocontrol agents of Mexican plants that have become invasive weeds in other countries (Furth, unpublished).

Many leaf beetles are of major pests to agricultural crops around the world. Many flea beetles such as members of the genus *Phyllotreta* consume millions of dollars worth of mustards, cabbage and other Brassicaceous crops annually. Members of the genus *Epitrix* Foudras are major pests of tobacco, potatoes, eggplant and other Solanaceous crops. *Diphaulaca aulica* (Olivier) is often a pest of beans in Mexico.

COLLECTIONS WITH MAJOR MEXICAN HOLDINGS OF ALTICINAE

California Academy of Sciences (San Francisco); County Museum of Los Angeles (Los Angeles); University of California, Berkeley; University of California, Davis; University of California, Riverside; California Department of Food and Agriculture (Sacramento); Texas A. & M. University (College Station); United States National Museum of Natural History, Smithsonian Institution (Washington, D. C.); Museum of Comparative Zoology, Harvard University (Cambridge) (F. C. Bowditch Collection); American Museum of Natural History (New York); The Natural History Museum (London); Museo del Instituto de Zoología Agrícola (Maracay, Venezuela) (Bechyné Collection); Naturhistorisches Museum (Basel, Switzerland) (G. Frey Collection); and in Mexico the Universidad Nacional Autónoma de México. There are very few specialists on Mexican Alticinae.

SPECIES OF MEXICAN ALTICINAE

Records of Mexican Alticinae were recovered in several ways for the current study. First a search

of published literature, especially the references in Furth & Savini (1996, 1998) as well as more recent publications, was made and the locality data for the Mexican states checked. The identified collections of the National Museum of Natural History (Smithsonian Institution) (USNM) were checked for Mexican state records using a recent species inventory funded by the Smithsonian Women's Committee and the author supervised a specimen-level inventory of the determined USNM Alticinae and reviewed much of this material for reasonable accuracy. Additional Mexican state distribution data was also extracted from the F. C. Bowditch Collection (FCB) on long-term loan to the author from the Museum of Comparative Zoology (Harvard University). Finally some material collected and determined by the author in Mexico was included (USNM-DGF). Some representative specimens will also be deposited at the Colección Nacional de Insectos, Instituto de Biología, Universidad Autónoma de México.

The primary result is a complete list of species found in the current study given in Appendix 29.1; there are 85 genera 501 species listed. As mentioned in Furth & Savini (1996), members of the true genus *Aphthona* Chevrolat are not found in the New World so '*Aphthona*' is indicated for those species whose proper placement in a New World genus has not been published.

Table 29.1 shows the total number of genera (85) and species (501) of Alticinae currently known from Mexico with the sources of those numbers. Corrections to Furth & Savini (1996), include *Alagoasa trilineata* (Jacoby, 1886), *Altica tombacina* (Pallister, 1953), *Disonycha fumata quinquerutata* (Pallister, 1953), and *Lupraea rubroviridis* (Blake, 1950), that are additions to the list, and *Alagoasa illigeri* (Jacoby), *A. ornate* (Jacoby), *Deuteraltica longicornis* (Jacoby), that were mistakenly listed in Furth & Savini (1996) as recorded from Mexico (a - number in Table 29.1). This means that there is one less genus and one additional species truly known from Mexico than was cited in Furth & Savini (1996).

Table 29.2 shows the newly recorded genera, including their sources, found in Mexico and their general known distribution. A partial survey of the USNM collection added nine genera new to the Mexican fauna: *Ayalai* Bechyné & Bechyné, *Egleraltica* Bechyné & Bechyné, *Exoceras* Jacoby, *Ge-*

Table 29.2. Mexican Alticinae genera: Old and new records.

Genera	General distribution	Source (Mexico)
72	Mexico, etc.	Furth & Savini (1996)
" <i>Crepidodera</i> "	Mexico (Baja California)	Furth & Savini (1998)
- (<i>Blepharonycha</i>)	Mexico	Furth (1998)
<i>Gioia</i>	Brazil, Venezuela, Colombia, Ecuador, Guadeloupe, Panama and Costa Rica	Savini <i>et al.</i> (2001)
<i>Ayalaia</i>	El Salvador	USNM
<i>Chalatenanganya</i>	Venezuela, Trinidad, El Salvador, Guatemala and Costa Rica	USNM-DGF
<i>Egleraltica</i>	Brazil, Venezuela and Costa Rica	USNM
<i>Exoceras</i>	Brazil, Bolivia, Venezuela, Trinidad, St. Vincent, St. Lucia, Dominica, Guadeloupe, Puerto Rico, Dominican Republic, Haiti, Jamaica, Cuba, Panama and Costa Rica	USNM
<i>Genaphthona</i>	Brazil, Paraguay, Bolivia, Venezuela, El Salvador, Costa Rica and Guatemala	USNM
<i>Hornaltica</i>	USA	USNM-DGF
<i>Leptophysa</i>	Brazil, Paraguay, Venezuela, Jamaica, Panama and Costa Rica	USNM
<i>Margaridisa</i>	Brazil, Venezuela, Costa Rica and Nicaragua	USNM
<i>Neothona</i>	Venezuela, Trinidad, El Salvador and Costa Rica	USNM
<i>Nesacrepida</i>	USA, Jamaica, Cuba and Puerto Rico	USNM-DGF
<i>Terpnochlorus</i>	Venezuela and Madagascar	USNM
<i>Tetragonotes</i>	Brazil, Bolivia, Peru, Ecuador, Colombia, Venezuela, Panama, Costa Rica, Nicaragua and Guatemala	USNM
85		TOTAL

naphthona Bechyné, *Leptophysa* Baly, *Margaridisa* Bechyné, *Neothona* Bechyné, *Terpnochlorus* Fairmaire, and *Tetragonotes* Clark. Table 29.1 and Appendix 29.1 demonstrate that the USNM collection also added 32 species and 81 new state records to the Mexican fauna. Because the author has the F. C. Bowditch Collection on long-term loan from Harvard University, he was also able to carefully check this collection for Mexican records and added 25 species new to Mexico (some are of questionable determination and need to be verified by careful examination). Some determined material collected by the author at the USNM (= USNM-DGF) is also included and added three genera new to Mexico (*Chalatenanganya* Bechyné & Bechyné, *Nesacrepida* Blake, *Hornaltica* Barber) as well as 12 species new to Mexico and 17 new state records. In the genus *Blepharida* (Furth, 1998) there was one genus synonymized (*Blepharonycha* Fall), 16 new species described, two species added to the Mexican fauna, and three Mexican species synonymized. Almost all Mexican state records for *Blepharida* were obtained from

survey of various collections, and new collecting by the author. Savini *et al.* (2001) described one new species (*Gioia mexicana*) and listed two additional undescribed *Gioia* species from Tamaulipas. Santiago Niño (pers. comm.) collected two species ('*Aphthona*' *ca. fulvipennis* and *Macrohaltica jamaicensis* at Reserva El Cielo, Tamaulipas) that have been determined by the author and deposited in USNM. Finally, most recently, Gilbert & Andrews (2002) added three new species of *Dysphenges* Horn from Baja California Sur.

Table 29.3 shows the number of species per Mexican state, including the standard abbreviations for each state. The states with the highest diversity are primarily in the south, *e.g.*, Veracruz (182), Guerrero (124), Oaxaca (96), Tabasco (74), and Chiapas (55), with two exceptions: Durango (87) and Morelos (60). Only Tlaxcala did not have any recorded Alticinae species. Querétaro and Quintana Roo recorded only one species each and Campeche, Yucatán and Zacatecas recorded only two species each.

DISCUSSION

The strategy of the author for producing a taxon inventory (faunal list) is threefold. First, document the historical record through the literature. Second, survey institutional collections, in the present case I began with USNM and USNM-DGF, then other major and minor collections, including the Mexican National Insect Collection (UNAM). Finally, conduct fieldwork. There have been extremely few Alticinae specialists that have collected in Mexico and none have ever lived there, so the above approach should prove very productive. Comparing the totals of genera and species recorded in the recent literature, the above-mentioned inventory method has significantly increased the totals, even at this preliminary stage. The number of recorded genera has risen from 74 to 85 and the species from 431 to 501. Of course a few of the records need to be studied in somewhat more detail, especially confirming some of the identifications in the F. C. Bowditch Collection.

Unlike many of the vertebrate, plant and even some insect groups mentioned above in the Introduction, Mexican Alticinae are quite poorly known. The present work is only an initial attempt to compile the recorded and a few collection records into a baseline from which to build in the future. Table 29.2 lists 12 genera new to the Mexican fauna. Most of these genera have Neotropical affinity and in fact most are distributed deep into South America. *Gioia* was discovered recently in Mexico (Savini *et al.*, 2001), but has a similar distribution to the 12 new genera recorded first in the current study. *Ayalaia* Bechyné & Bechyné is thus far only known from El Salvador. *Nesacrepada* Blake has an apparent Caribbean (Neotropical) affinity. *Hornaltica* Barber is the only one with Nearctic affinity. *Exoceras* Jacoby is particularly widely distributed even throughout many Caribbean islands in almost an arc from the northern South American continent. Given the extent of the known distribution of all of the above genera it is not really surprising to find them also in Mexico. The most unusual distribution with no obvious explanation is *Terpnochlorus* Fairmaire, found in both the Neotropics and Madagascar.

Among the other genera listed from Mexico in Appendix 29.1, the majority are of primarily Neo-

tropical affinity. Genera such as *Altica* Geoffroy, *Chaetocnema* Stephens, *Dibolia* Latreille, *Epitrix* Foudras, *Longitarsus* Berthold, *Phyllotreta* Chevrolat, and *Psylliodes* Berthold are cosmopolitan and have no particular affinity to the New World. As indicated above '*Aphthona*' is really not the true *Aphthona* Chevrolat in the Old World sense but rather species belonging to several New World, primarily Neotropical genera. As indicated by Riley (2002), *Glyptina* LeConte probably has strong tropical affinities and is not truly Nearctic as its present classification indicates. Some genera such as *Disonycha*

Table 29.3. Number of Mexican Alticinae species by states.

State	Abbrev.	No. spp.
Aguascalientes	AGS	3
Baja California	BC	16
Baja California Sur	BCS	10
Campeche	CAMP	2
Chiapas	CHIS	55
Chihuahua	CHIH	40
Coahuila	COAH	9
Colima	COL	14
Distrito Federal	DF	37
Durango	DGO	87
Guanajuato	GTO	39
Guerrero	GRO	124
Hidalgo	HGO	14
Jalisco	JAL	34
México	MEX	19
Michoacán	MICH	29
Morelos	MOR	60
Nayarit	NAY	9
Nuevo León	NL	5
Oaxaca	OAX	96
Puebla	PUE	39
Querétaro	QRO	1
Quintana Roo	QROO	1
San Luis Potosí	SLP	24
Sinaloa	SIN	9
Sonora	SON	23
Tabasco	TAB	74
Tamaulipas	TAMPS	26
Tlaxcala	TLAX	0
Veracruz	VER	182
Yucatán	YUC	2
Zacatecas	ZAC	2

Chevrolat, *Kuschelina* Bechyné, *Monomacra* Chevrolat, and *Systema* Chevrolat, although basically Neotropical also have significant penetration at the species level into the Nearctic region. *Crepidodera peninsularis* Horn may be a true *Crepidodera* Chevrolat, in which case this is a Nearctic affinity. It is apparent, however, that about 90% of the biogeographic affinity of Mexican Alticinae at the genus level is Neotropical. There are a few genera endemic to Mexico, such as *Caloscelis* Clark, *Euplectroscelis* Crotch from Baja California, possibly *Iphitroides* Jacoby with four species in Mexico and one recorded species in Venezuela, but after careful study this latter species may be reclassified. A few other genera, e.g., *Dysphenges* Horn, *Phydanis* Horn, *Pseudorthygia* Csiki, were previously known only to occur in Mexico, but recently (Riley, 2002) recorded as occurring in extreme southern USA. A few genera are not endemic to Mexico, but most of the species in them are, e.g., *Blepharida* Chevrolat, *Chrysogramma* Jacoby, *Phyrnocephala* Baly, and *Plectrotetra* Baly.

Blepharida has been well studied in Mexico (Furth, 1998) and there is an interesting eco-geographic pattern. New World *Blepharida* are distributed from the USA (one species) through Mexico (35 species) to Costa Rica and El Salvador (one species). One species is also only found in the Caribbean. The genus *Notozona* Chevrolat is distributed from southern Mexico through the rest of Central America into northern South America. These two genera are related and presumably have a similar biology, including food plants (Furth, 1998); therefore, one might conclude that there is a kind of eco-geographic replacement between these two genera.

Table 29.3, though very preliminary, does indicate some general trends about the diversity and biogeographic affinities of the Mexican Alticinae species. Similar to many other groups of animals the highest diversity is in the southern states with strong Neotropical affinities such as Oaxaca, Guerrero, Chiapas, Veracruz and Tabasco. The latter two have a significant Neotropical affinity that extends northward along the Caribbean coast. The rather high diversity in Durango and Morelos is not easily explainable at this time. Interestingly Morelos was also recorded to have high species diversity for Bruchinae (Nápoles, 2002); however, in Alticinae possibly both Durango and Morelos

and the very low number of species in the states of the Yucatán Península, Aguascalientes, Querétaro, Tlaxcala, Zacatecas and others is probably primarily a factor of collecting bias, i.e., better or poorly collected areas.

Thus, while it is more difficult to analyze the species level richness and biogeographic affinities at this very preliminary stage of knowledge of the Mexican fauna, superficially it appears that the vast majority of species also have more Neotropical affinities than Nearctic affinities.

ACKNOWLEDGEMENTS

I am grateful to E. O. Wilson and P. Perkins (MCZ, Harvard University, Cambridge) for the long-term use of the F. C. Bowditch Collection, Alexander Konstantinov (USNM, SEL, USDA) for help with the collection at USNM, Santiago Niño M. (Universidad Nacional Autónoma de Tamaulipas) for specimens and records from Tamaulipas, and Kira Zhaurova for compiling a specimen-level database of the USNM Mexican Alticinae. Support for the fieldwork by the author in Mexico (1991, 1993, 1995, 1997, 2002) was from personal funds.

REFERENCES

- AALBU, R. L., G. E. FLORES & C. A. TRIPLEHORN. 2002. Tenebrionidae, pp. 499-512. In: J. Llorente B. & J. J. Morrone (eds.). *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*. Vol. 3. UNAM, Mexico, D.F.
- ANDERSON, R. S. & C. W. O'BRIEN. 1996. Curculionidae (Coleoptera), pp. 329-351. In: J. Llorente B., A. N. García Aldrete & E. González S. (eds.). *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*. Vol. 1. UNAM, Mexico, D.F.
- AYALA, R., T. L. GRISWOLD & S. H. BULLOCK. 1993. The native bees of Mexico, pp. 179-227. In: Ramamoorthy, T. P., R. Bye, A. Lot & J. Fa (eds.). *Biological diversity of Mexico: Origins and distribution*. Oxford Univ. Press, New York.
- BALL, G. E. & D. SHPELEY. 2000. Carabidae (Coleoptera), pp. 363-399. In: J. Llorente B., E. González S. & N. Papavero (eds.). *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*. Vol. 2. UNAM, Mexico, D.F.
- BALSBAUGH, E. U. JR. 1980. New collection records of three rare species of flea beetles: *Distigmoptera foveolata* Balsbaugh, *D. texana* Blake, and *Altica nancyae* Stirrett. *J. Kansas Ent. Soc.*, 53(4): 833-836.

- BARBER, H. S. 1941. Some flea beetles injurious to beans in tropical America (genus *Diphaulaca*, family Chrysomelidae). *Proc. Ent. Soc. Washington*, 43(3): 65-68.
- BECHYNE, J. 1955. Reise des Herrn Georg Frey in Sudamerika: Alticinae (Col. Phytophaga). *Ent. Arbeiten Mus. G. Frey*, 6: 74-266.
- . 1958a. Notizen zu den neotropischen Chrysomeloidea (Col. Phytophaga). *Ent. Arb. Mus. G. Frey*, 9(2): 478-706.
- . 1958b. Notes sur les Chrysomeloidea néotropicaux des collections du Musée Zoologique de l'Université et de la ville de Strausbourg (Col. Phytophaga). *Bull. Soc. Ent. Mulhouse*, 1958 (Mar.-Avr.): 23-24.
- & B. BECHYNE. 1960. Beiträge zur Kenntnis der Salvadorensischen Chrysomeloidea (Col. Phytoph.). *Pesq. Zool.*, 6: 5-73.
- & ———. 1963. Beiträge zur Kenntnis der Salvadorensischen Chrysomeloidea (Col. Phytoph.). *Iheringia, Zool.*, 31: 1-79.
- & ———. 1964. Notes sur quelques Chrysomeloidea Néotropicaux (Col. Phytoph.). *Rev. Bras. Ent.*, 11: 117-137.
- BIONDI, M., M. DACCORDI & D. G. FURTH (eds.). 1998. Proceedings of the Fourth International Symposium on the Chrysomelidae. *Atti Mus. Reg. Sci. Nat. Torino*, 1998: 1-327.
- BLACKWELDER, R. E. 1946. Checklist of the coleopterous insects of Mexico, Central America, the West Indies, and South America. Part 4. *Bull. U. S. Natl. Mus.*, 185: 551-763.
- BLAKE, D. H. 1933. Two new species of *Systema*, with notes on differences in sexual coloration in the genus. *Proc. Ent. Soc. Washington*, 32(8): 180-183.
- . 1934. New West Indian and Central American Chrysomelidae. *Bull. Brooklyn Ent. Soc.*, 29(2): 45-56.
- . 1950. The generic status of *Altica picta* Say, with descriptions of four closely related species (Coleoptera: Chrysomelidae). *Proc. Ent. Soc. Washington*, 52(4): 178-183.
- . 1951. Synonymies and new species of flea-beetles (Coleoptera, Chrysomelidae). *Proc. Ent. Soc. Washington*, 53(3): 138-147.
- . 1953. The chrysomelid beetles of the genus *Strabala* Chevrolat. *Proc. U. S. Natl. Mus.*, 103(3319): 121-134.
- . 1955. Revision of the vittate species of the chrysomelid genus *Disonycha* from the Americas south of the United States. *Proc. U. S. Natl. Mus.*, 104(3338): 1-86.
- CHITTENDEN, F. H. 1923. Notes on the distribution and habits of North American *Phyllotreta* (Coleopt.). *Proc. Ent. Soc. Washington*, 25(5-6): 131-139.
- COX, M. L. 1999. *Advances in Chrysomelidae biology I*. Backhuys Publ., Leiden. 671 p.
- CROWSON, R. A. & E. A. CROWSON. 1996. The phylogenetic relations of Galerucinae-Alticinae, 1, pp. 97-118. In: P. H. A. Jolivet & M. L. Cox (eds.). *Chrysomelidae biology*, The classification, phylogeny and genetics, SPB Acad. Publ. bv, New York.
- DOMÍNGUEZ, Y. & J. L. CARRILLO. 1976. Lista de insectos en la colección entomológica del Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas. Segundo Suplemento. *Inst. Nac. Invest. Agric. Foll. Misc.*, 29: 1-242.
- DUCKETT, C. N. 1993. A revision of the genus *Pedilia* Clark and a cladistic analysis of series *Paralactica* and the Disonychini (Coleoptera: Chrysomelidae: Alticinae). Unpublished Ph.D. dissertation. Cornell University. 242 p.
- FA, J. E. & L. M. MORALES. 1993. Patterns of mammalian diversity in Mexico, pp. 319-361. In: T. P. Ramamoorthy, R. Bye, A. Lot & J. Fa (eds.), *Biological diversity of Mexico: Origins and distribution*, Oxford Univ. Press, New York.
- FARRELL, B. D. 1998. Inordinate fondness explained: Why are there so many beetles? *Science*, 281: 555-559.
- FURTH, D. G. 1979. Zoogeography and host plant ecology of the Alticinae of Israel, especially *Phyllotreta*: with descriptions of three new species (Coleoptera: Chrysomelidae). *Israel J. Zool.*, 28(1): 1-37.
- . 1980. Inter-generic differences in the metafemoral apodeme of flea beetles (Chrysomelidae: Alticinae). *Syst. Ent.*, 5: 263-271.
- . 1982. The metafemoral spring of flea beetles (Chrysomelidae: Alticinae). *Spixiana, Suppl.*, 7: 11-27.
- . 1985. Relationships of Palearctic and Nearctic genera of Alticinae. In: D. Furth and T. Seeno (eds.) *Proceedings of the First International Symposium on Chrysomelidae*. *Entomography*, 3: 375-392.
- . 1988. The jumping apparatus of Flea Beetles - the metafemoral spring. Chapter 17, pp. 285-297. In: P. Jolivet, E. Petitpierre & T. Hsiao (eds.). *Biology of Chrysomelidae*, Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Netherlands.
- (Ed.). 1994. *Proceedings of the Third International Symposium on the Chrysomelidae, Beijing, 1992*. Universal Book Services, Leiden. 150 p.
- . 1998. New World *Blepharida* Chevrolat 1836 (Coleoptera: Chrysomelidae: Alticinae). *Mem. Ent. Soc. Washington*, 21: 1-109.
- (ed.). 2003. *Special Topics in Leaf Beetle Biology: Proceedings of the Fifth International Symposium on the Chrysomelidae, 25-27 August 2000, Iguassu Falls, Brazil. XXI International Congress of Entomology*. Pensoft Publ., Sofia 337 p.
- & J. E. LEE. 2001. Larval biology and morphology of a North American and an Israeli *Altica* Geoffroy species (Coleoptera: Chrysomelidae: Alticinae). *Florida Ent.*, 83(3): 276-284
- , J. LONGINO & M. PANIAGUA. 2003. Survey and quantitative assessment of flea beetle diversity in a Costa Rican rainforest (Coleoptera: Chrysomelidae: Alticinae). pp. 1-23. In: Furth, D. G. (ed.), *Topics in Leaf Beetle Biology: Proceedings of the Fifth International Symposium on the Chrysomelidae, 25-27 August 2000, Iguassu Falls, Brazil. XXI International Congress of Entomology*. Pensoft Publishers, Sofia. 337 p.
- & V. SAVINI. 1996. Checklist of the Alticinae of Central America, including Mexico (Coleoptera: Chrysomelidae). *Insecta Mundi*, 10(1-4): 45-68.
- & ———. 1998. Corrections, clarifications, and additions to the checklist of the Alticinae of Central America, including Mexico (Coleoptera: Chrysomelidae). *Insecta Mundi*, 12(1-2): 133-138.
- & T. N. SEENO (eds.). 1985. Proceedings of the First International Symposium on Chrysomelidae. *Entomography*, 3: 371-504.

- _____ & _____ (eds.). 1989. Proceedings of the Second International Symposium on Chrysomelidae. *Entomography*, 6: 342-552.
- _____ & K. SUZUKI. 1990. The metatibial extensor and flexor tendons in Coleoptera. *Syst. Ent.*, 15: 443-448.
- _____ & _____. 1994. Character correlation studies of problematic genera of Alticinae in relation to Galeucinae. (Coleoptera: Chrysomelidae), pp. 116-135. In: D. G. Furth (ed.). *Proceedings of the Third International Symposium on the Chrysomelidae, Beijing, 1992*. Backhuys Publishers, Leiden.
- _____ & _____. 1998. Studies on Oriental and Australian Alticinae genera, based on the comparative morphology of the metafemoral spring, genitalia, and hind wing venation, pp. 91-124. In: M. Biondi, M. Daccordi & D. Furth (eds.). *Proceedings of the Fourth International Symposium on the Chrysomelidae*. Atti Museo Regionale Scienze Naturali Torino.
- GONZÁLEZ S., E. & R. NOVELO, G. 1996. Odonata, pp. 147-167. In: J. Llorente B., A. N. García Aldrete & E. González S. (eds.). *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*. Vol. 1. UNAM, Mexico, D.F.
- HEIKERTINGER, F. & E. CSIKI. 1939-1940. Chrysomelidae, Halticinae. *Coleopterorum Catalogus*. Volume XXV, Pars 166, pp. 1-336, Pars 169, pp. 337-635. Uitgeverij Dr. W. Junk, Gravenhage.
- HORN, G. H. 1895. Coleoptera of Baja California (Supplement I). *Proc. Calif. Acad. Sci.*, (2)5: 225-259.
- JACOBY, M. (1884-1886). Insecta, Coleoptera, Galerucidae, Halticinae. Phytophaga. *Biologia Centrali-Americana*, 6(1): 263-625.
- _____. (1891-1892). Insecta, Coleoptera, Galerucidae, Halticinae. Phytophaga. Supplement to Phytophaga. *Biologia Centrali-Americana*, 6(1): 1-374.
- _____. 1902. Descriptions of new species of Coleoptera of the family Halticidae from South and Central America. *Proc. Zool. Soc. London*, 1: 171-204.
- _____. 1905. Descriptions of new species of phytophagous Coleoptera of the genera *Homophoeta*, *Asphaera*, and *Oedionychis*. *Proc. Zool. Soc. London*, 2: 398-460.
- JOLIVET, P. 2001. What is a Chrysomelid? *Nowv. Rev. Ent.*, (N. S.) 18(2): 135-146.
- _____ & M. L. COX 1996. *Chrysomelidae Biology*. The classification, phylogeny and genetics 1: 1-444; Ecological studies 2: 1-465; General studies 3: 1-365. SPB Acad. Publ. bv, New York.
- _____ & E. PETITPIERRE. 1994. *Novel aspects of the biology of Chrysomelidae*. Kluwer Acad. Publ., Dordrecht. 582 p.
- _____ & T. J. HAWKESWOOD. 1995. *Host-Plants of Chrysomelidae of the world*. Backhuys Publ., Leiden. 281 p.
- _____, E. PETITPIERRE & T. H. HSIAO (eds.). 1988. *Biology of Chrysomelidae*. Kluwer Acad. Publ. Dordrecht, Netherlands. 615 p.
- _____ & K. K. VERMA. 2002. *Biology of leaf beetles*. Intercept Ltd., Andover. 332 p.
- KUSCHEL, G. & B. M. MAY. 1990. Palophaginae: a new subfamily of leaf-beetles, feeding as adult and larva on araucarian pollen in Australia (Coleoptera: Megalopodidae). *Invert. Taxon*, 3: 697-719.
- LAWRENCE, J. F. & E. B. BRITTON. 1991. Coleoptera (Beetles). Vol. 2, Chapter 35, pp. 543-683. In: I. D. Naumann (Chief Ed.). *Insects of Australia*. 2nd Edition. Cornell Univ. Press, Ithaca, NY.
- LLORENTE B., J., A. N. GARCÍA ALDRETE & E. GONZÁLEZ S. (eds.). 1996. *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*. Vol. 1. UNAM, Mexico, D.F. 661 p.
- _____, J., E. GONZÁLEZ S. & N. PAPAVERO (eds.). 2000. *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*. Vol. 2. UNAM, Mexico, D.F. 676 p.
- _____ & A. LUIS MARTÍNEZ. 1993. Conservation-oriented analysis of Mexican butterflies: Papilionidae (Lepidoptera: Papilionoidea), pp. 147-177. In: T. P. Ramamoorthy, R. Bye, A. Lot & J. Fa (eds.). *Biological diversity of Mexico: Origins and distribution*. Oxford Univ. Press, New York.
- _____, _____, I. VARGAS F. & J. SOBERÓN M. 1996. Papilionoidea (Lepidoptera), pp. 531-548. In: J. Llorente B., A. N. García Aldrete & E. González S. (eds.). *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*. Vol. 1. UNAM, Mexico, D.F.
- _____ & J. J. MORRONE (eds.). 2002. *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*. Vol. 3, UNAM, Mexico, D.F. 690 p.
- MAES, J.-M. & C. L. STAINES. 1991. Catálogo de los Chrysomelidae (Coleoptera) de Nicaragua. *Rev. Nicar. Ent.*, 18: 1-53.
- MITTERMEIER, R. A. 1988. Primate diversity and the tropical forest: case studies from Brazil and Madagascar and the importance of megadiversity countries, pp. 145-154. In: E. O. Wilson (Ed.). *Biodiversity*. Washington, D. C. National Academic Press.
- _____, N. MYERS, C. G. MITTERMEIER & P. R. GIL. 1999. *Hotspots*. CEMEX. 431 p.
- MOCKFORD, E. L. & A. N. GARCÍA ALDRETE. 1996. Pscoptera, pp. 175-205. In: J. Llorente B., A. N. García Aldrete & E. González S. (eds.). *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*. Vol. 1. UNAM, Mexico, D.F.
- NÁPOLES, J. R. 2002. Bruchidae, pp. 513-534. In: J. Llorente B. & J. J. Morrone (eds.). *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*. Vol. 3. UNAM, Mexico, D.F.
- O'BRIEN, L. B., D. R. MILLER, T. E. MOORE, R. PEÑA M. & M.-M. YANG. 1996. Homoptera, pp. 207-244. In: J. Llorente B., A. N. García Aldrete & E. González S. (eds.). *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*. Vol. 1. UNAM, Mexico, D.F.
- PALLISTER, J. C. 1953. The leaf beetles of North Central Mexico collected on the David Rockefeller Mexican Expedition (Coleoptera, Chrysomelidae). *Amer. Mus. Novit.*, 1623: 1-95.
- PARRY, R. H. 1974. Revision of the genus *Dibolia* Latreille in America north of Mexico (Coleoptera: Chrysomelidae). *Can. J. Zool.*, 52(11): 1317-1354.
- RAMAMOORTHY, T. P., R. BYE, A. LOT, J. FA (eds.). 1993. *Biological Diversity of Mexico: Origins and distribution*. Oxford Univ. Press, New York. 812 p.

- REID, C. A. M. 1995. A cladistic analysis of subfamilial relationships in Chrysomelidae sensu lato (Chrysomeloidea). pp. 559-631. In: J. Pakaluk & S. A. Slipinski (eds.). *Biology, phylogeny, and classification of the Coleoptera*. Muz. Inst. Zool. PAN, Warsaw.
- . 2000. Spilopyrinae Chapuis: a new subfamily in the Chrysomelidae and its systematic placement (Coleoptera). *Invert. Taxon.*, 14: 837-862.
- REYES-CASTILLO, P. 2002. Passalidae, pp. 467-483. In: J. Llorente B. & J. J. Morrone (eds.). *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*. Vol. 3. UNAM, Mexico, D.F.
- RILEY, E. G., S. M. CLARK, R. W. FLOWERS & A. J. GILBERT. 2002. 124. Chrysomelidae Latreille, 1802, pp. 617-691. In: R. H. Arnett, Jr., M. C. Thomas, P. E. Skelley & J. H. Frank (eds.). *American Beetles*, Vol. 2 Polyphaga: Scarabaeoidea through Curculionoidea. CRC Press, Boca Raton.
- RZEDOWSKI, J. 1993. Diversity and origins of the phanero-gamic flora of Mexico, pp. 129-144. In: T. P. Ramamoorthy, R. Bye, A. Lot & J. Fa (eds.). *Biological diversity of Mexico: Origins and distribution*. Oxford Univ. Press, New York.
- . 1996. Diversidad y orígenes de la flora fanerogámica de México, pp. 27-40. In: J. Llorente B., A. N. García Aldrete & E. González S. (eds.). *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*. Vol. 1. UNAM, Mexico, D.F.
- SAVINI, V., D. G. FURTH & S. NIÑO-MALDONADO. 2001. Una nueva especie de *Gioia* (Coleoptera: Chrysomelidae: Alticinae). *Folia Ent. Mex.*, 40(1): 11-15.
- SCHERER, G. 1960. Beitrag zur Kenntnis der Alticidenfauna **brasiliens** (Col. Phytoph.). *Ent. Arb. Mus. G. Frey*, 11: 180-272.
- . (Ed.). 1982. First International Alticinae Symposium, Munich, 11-15 August 1980. *Spixiana (Suppl.)*, 7: 1-65.
- . 1983. Diagnostic key for the Neotropical Alticinae genera. *Ent. Arb. Mus. G. Frey.*, 31/32: 2-89.
- SCHMITT, M. 1996. The phylogenetic system of the Chrysomelidae – history of ideas and present state of knowledge. 1: 57-96. In: P. H. A. Jolivet & M. L. Cox (eds.). *Chrysomelidae Biology. The classification, phylogeny and genetics*. SPB Acad. Publ. bv, New York.
- SEENO, T. N. & J. A. WILCOX. 1982. Leaf beetle genera (Coleoptera: Chrysomelidae). *Entomography*, 1:1-221.
- SUZUKI, K. & D. G. FURTH. 1992. What is a classification? A case study in insect systematics: Potential confusion before order. *Zool. Sci.*, 9(6): 1113-1126.
- WHITE, R. E. 1996. Leaf beetles as biological control agents against injurious plants in North America. In: P. Jolivet and M. Cox (eds.). *Chrysomelidae Biology*, 2: 373-399.
- WILCOX, J. A. 1975. Leaf Beetles (Red Version). *Checklist of the beetles of Canada, United States, Mexico, Central America, and the West Indies*. BRIA (Biol. Res. Inst. Amer.), NABFF. 1(7): 1-166.

APPENDIX 29.1.

List of genera and species names, species authors, Mexican states and the sources recorded in the literature, from the United States National Museum of Natural History (USNM) [USNM-DGF are specimens collected by the author in the USNM collection], or from the F. C. Bowditch Collection at the Museum of Comparative Zoology, Harvard University (FCB). Species names with a “?” afterwards have some question as to the correct determination of this species from Mexico. Species with a “?” after the state acronym means that there is some question as to the certainty of the locality from that state. The state acronyms are standard abbreviations for the 32 Mexican states (see Table 29.3). When “Mexico?” occurs, these are records from the literature for which there is some question about the specimen being from Mexico. Sources are listed only when they represent a new or different state record. Author names for genera can be found in Furth & Savini (1996, 1998).

- Acallepitrix castanea* (Jacoby). TAB. Jacoby (1891).
A. clypeata (Jacoby). Mexico? FCB.
A. fulvifrons (Jacoby). GRO, MOR. FCB; USNM-DGF.
Acanthonycha jacobyi Bechyné. Mexico. Bechyné & Bechyné (1960).
Acrocylum dorsalis Jacoby. NL. USNM.
A. maculicollis Jacoby. DGO, MEX, VER. FCB; Jacoby (1885); USNM.
A. sallei Jacoby. OAX. Jacoby (1885).
Alagoasa acutangula (Jacoby). CHIS, COL, DGO, GRO, JAL, MEX, MOR, OAX. Jacoby (1886); FCB; USNM.
A. aemulae (Horn). SON. Jacoby (1892).
A. albomarginata (Latreille). GRO. Heikertinger & Csiki (1940).
A. arcuatofasciata (Jacoby). GRO. Jacoby (1905).
A. atroguttata (Jacoby). COL, DGO, GRO, JAL, MOR, SLP, TAMPS, VER. Jacoby (1886); FCB; USNM.
A. bipunctata (Chevrolat). CHIS, DF, OAX, VER, YUC. Jacoby (1886); FCB; USNM.
A. cazieri Pallister. CHIH. Pallister (1953).
A. ceracollis (Say). CHIS, DGO, MOR, OAX, VER. Jacoby (1885); USNM.
A. chevrolati (Baly). OAX, VER. FCB; USNM.
A. clypeata (Jacoby). CHIS, MICH, TAB, VER. Jacoby (1892).
A. decemguttatus (Fabricius). CHIH, CHIS, COL, DGO, GRO, JAL, MEX, MOR, OAX, TAB, VER. Jacoby (1886); FCB; Pallister (1953); USNM.
A. defecta? (Harold). VER? FCB.
A. donckieri (Jacoby). GRO. Jacoby (1905).
A. dugesi (Jacoby). GTO. Jacoby (1886).
A. duodecimmaculata? (Jacoby). Mexico? FCB.
A. durangoensis (Jacoby). CHIH, DGO. Jacoby (1892); FCB; Pallister (1953).

- A. extrema* (Harold). OAX, TAB, VER. Jacoby (1886); FCB.
A. fimbriata (Forster). OAX, SLP? Jacoby (1886).
A. forreri (Jacoby). DGO. Jacoby (1886).
A. frontalis (Jacoby). GRO. Jacoby (1892).
A. godmani (Jacoby). TAB, VER. Jacoby (1886).
A. haroldi (Jacoby). GRO, MOR, VER. Jacoby (1892).
A. hoegei (Jacoby). OAX, VER. Jacoby (1886).
A. inconspicua (Jacoby). DGO, JAL. Jacoby (1886); FCB.
A. infirma (Jacoby). OAX, VER. Jacoby (1886).
A. jalapa Bechyné. VER. Bechyné (1958a).
A. lateralis (Jacoby). GRO, JAL, MEX, MICH, MOR, OAX. Jacoby (1886); FCB; USNM-DGF.
A. longicollis (Jacoby). OAX. Jacoby (1886).
A. millepora (Jacoby). Mexico. Jacoby (1905).
A. pavonina (Jacoby). CHIS, VER. Jacoby (1892); USNM.
A. persimilis (Jacoby). GRO. Jacoby (1905).
A. quadrilineata (Harold). Mexico. Jacoby (1886).
A. semipurpurea (Jacoby). VER. Jacoby (1886).
A. seriata (Baly). GRO, MOR, OAX, VER. Jacoby (1886); FCB.
A. signata (Jacoby). CHIS, JAL, TAB, TAMPS, VER. Jacoby (1886); FCB; USNM; USNM-DGF.
A. tehuacana Bechyné. PUE. Bechyné (1955).
A. tenuilineata (Horn). GRO. Jacoby (1892).
A. tridecimmaculata (Jacoby). GRO, MICH. Jacoby (1886); Jacoby (1892).
A. trifasciata escuintla Bechyné. Mexico. Bechyné (1958a).
A. trilineata (Jacoby). DF?, DGO. Jacoby (1886).
A. violaceomarginata (Jacoby). OAX. Jacoby (1886).
A. virgata (Harold). CHIH, COL, DGO, GRO, JAL, MOR, PUE, OAX, SLP, TAB, VER. Jacoby (1886); FCB; Pallister (1953); USNM.
Allochroma balyi Clark. OAX. Jacoby (1886).
A. fasciatum Clark. CHIS, VER. Jacoby (1886); FCB.
A. festivus Clark. DGO, VER. FCB; USNM.
A. flohri Jacoby. Mexico. Jacoby (1892).
A. fulvoplagiatum Jacoby. VER. Jacoby (1886).
A. godmani Jacoby. OAX, VER. Jacoby (1886).
A. guatemalensis Jacoby. CHIS, DGO. FCB.
A. hoegei Jacoby. DGO, OAX, VER. Jacoby (1886); FCB.
A. mexicanum Jacoby. VER. Jacoby (1886).
A. semipunctatum Jacoby. OAX. Jacoby (1886).
A. teapense Jacoby. TAB. Jacoby (1892).
Altica amicula (Jacoby). DGO. Jacoby (1891).
A. angulicollis (Jacoby). GRO. Jacoby (1891).
A. bimarginata (Say). DGO, GRO, OAX, VER. FCB, Jacoby (1884).
A. brisleyi Gentner. SON. USNM.
A. carinata? Germar. SON? FCB.
A. complicata (Harold). DF, DGO, GRO, PUE, VER. Jacoby (1884), FCB.
A. cupricollis (Jacoby). DF, DGO, ZAC. Jacoby (1891); USNM-DGF.
A. flavicollis (Jacoby). MOR. Jacoby (1884).
A. foliacea (LeConte). CHIH, GTO, VER. Jacoby (1891); FCB; Pallister (1953).
A. forreri (Jacoby). DGO, VER? Jacoby (1884); FCB.
A. ignita (Illiger). CHIH, BC, VER. Jacoby (1891); Pallister (1953).
A. limitata (Jacoby). DGO? FCB.
A. litigata Fall. CHIS? USNM.
A. marevagans? Horn. CHIH, DF, SON. Jacoby (1891); FCB.
A. nitidiventris Fall. BC. Blackwelder (1946).
A. obliterated LeConte. CHIH, SON. FCB; Jacoby (1884); Pallister (1953).
A. patruelis Harold. DF, GRO, GTO, MEX, MICH, OAX?, PUE, TAB, VER. Jacoby (1884); FCB.
A. rugicollis Jacoby. CHIH. Jacoby (1884).
A. rugosa Jacoby. CHIH, GTO, MICH. Jacoby (1891).
A. satellitia (Jacoby). DGO, GRO, VER. Jacoby (1891); FCB.
A. schwarzi Blatchley. Mexico? USNM (? Mexico, ex banana shipment).
A. tincta LeConte. BC. Blackwelder (1946).
A. tombacina Mannerheim. CHIH, DGO. Pallister (1953).
A. torquata LeConte. DF, SON. Jacoby (1884); USNM.
A. Aphthona amulensis Jacoby. GRO. Jacoby (1891).
A. championi Jacoby. VER. Jacoby (1885).
A. dimidiaticornis Jacoby. GRO, TAB. Jacoby (1891); FCB.
A. fulvipennis? Jacoby. VER? FCB.
A. fulvipennis near Jacoby. TAMPS. USNM.
A. fulvitaris Jacoby. TAB. Jacoby (1891).
A. maculipennis Jacoby. TAB. Jacoby (1891).
A. mexicana Jacoby. COAH, DGO, GRO. Jacoby (1885, 1891); FCB.
A. pallipes Jacoby. CHIH, GRO, VER. Jacoby (1891); USNM-DGF.
A. pilatei Baly. TAB. Jacoby (1885).
A. semipunctata Jacoby. JAL, VER. Jacoby (1891); FCB.
A. smithi Jacoby. GRO. Jacoby (1891).
A. substriata Harold. GRO, TAB, VER. Jacoby (1891).
A. unicolor Jacoby. TAB. Jacoby (1891).
Argopistes rubicunda Blake. VER. Blake (1934).
Asphaera abdominalis (Chevrolat). CHIH, CHIS, COL, DF, DGO, GRO, GTO, HGO, MICH, MOR, OAX, SIN, SLP, VER. Jacoby (1885, 1892); FCB; Pallister (1953); USNM.
A. cyanopsis Harold. DF, DGO, OAX, TAB, VER. Jacoby (1885); FCB; USNM.
A. icteridera (Harold). DGO, OAX, VER. Jacoby (1885); Pallister (1953).
A. lustrans (Crotch). BC. Blackwelder (1946).
A. mexicana (Harold). DGO, GRO, MOR, OAX, VER. Jacoby (1886); FCB; USNM.
A. nigrofasciata Jacoby. VER. USNM.
A. polita Jacoby. OAX, TAB, VER. Jacoby (1885); FCB.
A. reichei (Harold). CHIS, DF, OAX, VER. Jacoby (1885); USNM.
A. xanthocephala Harold. VER. FCB.
Ayalala minor Bechyné & Bechyné. NAY. USNM.
Blepharida alternata Jacoby. CHIS, GRO, JAL, MOR, NAY, SLP, SIN, SON. Furth (1998).
B. alticola Achard. CHIS, DGO. Furth (1998).
B. atripennis Horn. BCS. Furth (1998).
B. balyi Bryant. GRO, MEX, MICH, MOR. Furth (1998).
B. bryanti Furth. CHIS, OAX. Furth (1998).
B. conspersa (Horn). BCS. Furth (1998).
B. flavocostata Jacoby. GRO, MEX, MICH, MOR, OAX, PUE. Furth (1998).
B. flohri Jacoby. GRO, JAL, MEX, MICH, MOR, NAY. Furth (1998).
B. gabriellae Furth. COL, GRO, JAL, MEX, MICH. MOR, PUE. Furth (1998).
B. godmani Jacoby. CHIS, OAX, VER. Furth (1998).
B. hinchahuevosi Furth. GRO, MOR, PUE. Furth (1998).
B. humeralis Furth. GRO, MOR, PUE. Furth (1998).
B. jacobyanana Csiki. CHIS, QRO, VER, YUC. Furth (1998).
B. johngi Furth. DGO, GRO, MEX, MICH. Furth (1998).

- B. judithae* Furth. GRO. Furth (1998).
B. lineata Furth. GRO, MICH. Furth (1998).
B. maculicollis Jacoby. MOR, PUE. Furth (1998).
B. melanoptera (Fall). MICH, OAX, SON. Furth (1998).
B. mexicana Jacoby. OAX, VER. Furth (1998).
B. multimaculata Jacoby. GRO, MEX, MOR, PUE, SON. Furth (1998).
B. notozonae Furth. JAL, SIN, SON. Furth (1998).
B. pallida Blake. GRO, JAL, MICH, SIN. Furth (1998).
B. parallela Furth. MEX, MICH, PUE. Furth (1998).
B. punctatissima Jacoby. CHIS, OAX, VER. Furth (1998).
B. quatuordecimpunctata Jacoby. CHIS, OAX, VER. Furth (1998).
B. rhois (Forster). CHIH, COAH, DGO, GRO, HGO, NL, OAX, PUE, QRO, SLP, TAMPS. Furth (1998).
B. schlehtendalii Furth. PUE. Furth (1998).
B. singularis Jacoby. DGO, GRO, MEX, MICH, MOR, PUE. Furth (1998).
B. sonorana Furth. SIN, SON. Furth (1998).
B. sonorstriata Furth. SON. Furth (1998).
B. sparsa (Clark). CHIS, GRO, MICH. Furth (1998).
B. trifasciata Jacoby. OAX. Furth (1998).
B. unami Furth. OAX, PUE. Furth (1998).
B. variegatus Furth. PUE. Furth (1998).
B. verdea Furth. GRO, MOR, OAX. Furth (1998).
B. xochipala Furth. GRO. Furth (1998).
Cacoscelis bicolorata Clark. Mexico. Jacoby (1884).
C. coerulea Csiki. TAB. Jacoby (1892).
C. flava Clark. OAX, TAMPS. Jacoby (1884); USNM.
C. sallei Jacoby. VER. Jacoby (1884).
C. varians (Jacoby). OAX, TAB, VER. Jacoby (1891).
C. nigripennis (Jacoby). NAY. Jacoby (1891).
Capraita conspurcata (Jacoby). DF, DGO, GRO, GTO, MICH, OAX, PUE, VER. Jacoby (1886); FCB; USNM.
C. maculata (Harold). JAL, MOR, OAX, VER. Jacoby (1886); FCB.
C. nigrosignata (Schaeffer). Mexico? USNM (? Mexico, ex snapdragon shipment).
Centralaphthona deyrollei (Baly). JAL, MOR, TAB. Jacoby (1885): USNM.
C. diversa (Baly). CHIS, GRO, TAB. Jacoby (1885); FCB; USNM-DGF.
C. obscuripennis (Jacoby). GRO, MOR. USNM.
C. semicoerulea (Jacoby). DGO. Jacoby (1885).
Chaetocnema balyi Jacoby. COAH, DF. Jacoby (1892); FCB.
C. capitata Jacoby. DGO, GTO. Jacoby (1885); FCB.
C. confinis Crotch. DF. USNM.
C. costatipennis Jacoby. GTO. Jacoby (1892).
C. cribrifrons LeConte. CHIH, DGO. Pallister (1953).
C. discoidalis Jacoby. Mexico. Jacoby (1885).
C. ectypa Horn. CHIH? USNM (ex mustard shipment from Juárez).
C. frontalis? Jacoby. Mexico. FCB.
C. fulvicornis Jacoby. DGO, GRO, GTO. Jacoby (1885); FCB.
C. fulvida White. BCS. USNM.
C. fulvilabris Jacoby. GRO, MOR, VER. Jacoby (1892); USNM.
C. gravida Baly. JAL, TAB. Jacoby (1885): FCB.
C. horni Jacoby. TAB. Jacoby (1892).
C. interstitialis Jacoby. GRO. Jacoby (1892).
C. mexicana Baly. CAMP, COAH, DF, DGO, MOR, TAB. Jacoby (1885); FCB; USNM.
C. parcepunctata Crotch. DF. Jacoby (1892).
C. sallei Baly. Mexico. Jacoby (1885).
C. smithi Jacoby. TAB. Jacoby (1892).
Chalatenanganya frontalis (Jacoby). CHIS. NEW - DGF; USNM.
Chrysogramma octomaculata Jacoby. CHIS, JAL, VER. Dominguez & Carrillo (1976); USNM.
C. omiltenaia Jacoby. GRO. Jacoby (1891).
C. pictipennis Jacoby. DGO. Jacoby (1891).
C. septempunctata Jacoby. DGO, MOR, OAX, PUE. USNM; MCZ.
C. trifasciata Jacoby. OAX. Jacoby (1891).
Cornulactica varicornis (Jacoby). VER. Jacoby (1891).
Crepidodera peninsularis Horn. BC. Furth & Savini (1998)
Cyrsylus fulvipes Jacoby. TAB. Jacoby (1892).
C. recticollis Jacoby. CHIS, TAB, VER. Jacoby (1892); USNM.
C. vittatus Jacoby. CHIS, GRO, GTO, JAL. Jacoby (1892); USNM.
Dibolia championi Jacoby. OAX, VER. Parry (1974); USNM.
D. constricta Jacoby. DGO, VER. Jacoby (1891).
D. ovata LeConte. DF, DGO, GRO, GTO, MICH, VER. Jacoby (1891); FCB; USNM.
D. violacea Jacoby. GRO. Jacoby (1891).
Dinaltica chevrolati (Jacoby). VER. Jacoby (1884).
Diphaltica chiriquiensis? (Jacoby). VER. FCB; USNM.
D. columbica (Harold). VER. Jacoby (1884).
D. crassicornis? (Jacoby). TAB, VER. FCB.
D. fossifrons (Harold). VER. Jacoby (1891).
D. nitida (Jacoby). CHIS, DF, DGO, OAX, TAB, VER. Jacoby (1884); FCB; USNM.
D. panamensis? (Jacoby). DGO. FCB.
D. sallei (Harold). Mexico. Harold (1876).
D. sobrina Jacoby. VER. Jacoby (1884).
Diphaulaca aulica cordobae Barber. CHIS, GRO, GTO, HGO, JAL, MEX, MICH, MOR, OAX, SLP?, VER. Jacoby (1884); FCB; USNM.
D. intermedia Jacoby. GRO. Jacoby (1891).
D. wagneri Harold. OAX. Barber (1941).
Disoryncha discoidea abbreviata Melsheimer. DGO, MEX, MOR, OAX. Jacoby (1884); FCB.
D. angulata Jacoby. TAB, VER. Jacoby (1891).
D. annulata Blake. Mexico. Blake (1955).
D. antennata Jacoby. COL, DGO, GRO, JAL, MICH, MOR, OAX, VER. Jacoby (1884); Blake (1955); USNM.
D. apicalis Jacoby. VER. Jacoby (1884).
D. arizonae Casey. CHIH, GRO. FCB.
D. barberi Blake. SIN. Blake (1955).
D. brevilineata Jacoby. DGO, JAL, MOR, OAX. Jacoby (1884); Jacoby (1902); FCB; Blake (1955).
D. brunneofasciata Jacoby. GRO, PUE, SLP. Blake (1955); USNM.
D. caroliniana (Fabricius). DGO, NL, OAX, SIN, VER. Jacoby (1884); USNM.
D. collata (Fabricius). CHIH, COAH, DF, DGO, GTO, JAL, MEX, MICH, MOR, OAX, PUE, VER. Jacoby (1884); FCB; Pallister (1953).
D. crenicollis Say. PUE, SON. Jacoby (1884).
D. dorsata Harold. MOR, TAB, VER. Jacoby (1884); FCB; USNM.
D. figurata Jacoby. AGS, CHIH, CHIS, COAH, COL, DF, DGO, GRO, GTO, JAL, MOR, OAX, TAB, VER. Jacoby (1884); FCB; Pallister (1953); Blake (1955); USNM.
D. fumata fumata LeConte. BC, CHIH, CHIS, DGO, JAL, MOR, OAX, PUE, SON, TAB, VER. Blake (1955); USNM.
D. fumata quinquerutata Schaeffer. CHIH. Pallister (1953).
D. glabrata (Fabricius). CHIS, COL, DGO, GRO, MOR, OAX, TAMPS, YUC, VER. Jacoby (1884); FCB; Blake (1955); USNM.
D. gracilis Blake. VER. Blake (1955).

- † *D. guatemalensis* Jacoby. GRO, MOR, OAX. Blake (1955).
D. hoegei Jacoby. VER, OAX. Jacoby (1884).
- † *D. horni* Jacoby. PUE, SON, TAB, VER. Jacoby (1891).
D. jalapensis Blake. VER. Blake (1955).
D. knabi Blake. GRO. Blake (1955).
D. latifrons Schaeffer. TAMPS? USNM.
D. latiovittata Hatch & Beller. BC. Blake (1955).
D. leptolineata texana Schaeffer. DGO, JAL, MOR, OAX, YUC. Blake (1955).
D. limbata Jacoby. DGO. Jacoby (1891).
D. maculipes Jacoby. VER. Jacoby (1891).
D. melanocephala Jacoby. VER. Jacoby (1884).
D. mexicana Jacoby. TAB, VER. FCB; Jacoby (1884).
D. militaris Jacoby. Mexico. Jacoby (1884).
D. nigripennis Jacoby. DGO, NAY. Jacoby (1884); USNM.
D. nigripes? Jacoby. CHIS. FCB.
D. pluriligata LeConte. BC, CHIH, DGO, JAL, NAY, SIN, SLP, SON, VER. FCB.
D. politula Horn. AGS, CHIH, DF, DGO, GRO, GTO, OAX, SLP, SON, VER. FCB; Jacoby (1891); Pallister (1953); USNM.
D. procera Casey. NAY. Blake (1955).
D. quinquelineata (Latreille). COL, GRO, OAX, TAB, TAMPS, VER. Jacoby (1884); FCB; Blake (1955).
D. recticollis (Jacoby). VER. Jacoby (1884).
D. sallei (Baly). VER. Jacoby (1884).
D. scriptipennis (Jacoby). CHIS, DGO, GRO, MOR, OAX. Jacoby (1891); USNM.
D. subaenea Jacoby. MOR, OAX. Jacoby (1884); FCB.
D. subcostata (Clark). Mexico. Jacoby (1884).
D. teapensis Blake. SLP, TAB. Blake (1955).
D. tenuicornis Horn. CHIH, DGO, HGO. Pallister (1953); Blake (1955).
D. trifasciata Jacoby. CHIS. FCB.
D. trivittata Blake. Mexico. Blake (1955).
D. varicornis Horn. BC, DGO. Furth & Savini (1998); Pallister (1953).
Distigmoptera chrysoadala Blake. DF, NAY. Blake (1951); USNM.
D. foveolata Balsbaugh. CHIS, PUE. Balsbaugh (1980); USNM.
D. orchidophila Blake. VER. Blake (1951).
D. suturalis (Jacoby). GRO. Jacoby (1892).
D. texana Blake. GTO. Blasbaugh (1980).
Dysphenges eichlini Gilbert & Andrews. BCS. Gilbert & Andrews (2002).
D. elongatulus Horn. BCS, PUE, TAMPS. Gilbert & Andrews (2002); USNM.
D. lagunae Gilbert & Andrews. BCS. Gilbert & Andrews (2002).
D. rileyi Gilbert & Andrews. BCS. Gilbert & Andrews (2002).
- × *Egleraltica* sp. CHIS, GRO. USNM.
Epitrix aenicollis Jacoby. GRO, TAB, VER. Jacoby (1891).
E. convexa Jacoby. TAB, VER. Jacoby (1891).
E. cucumeris (Harris). DGO, GRO, MOR, VER. Jacoby (1891); FCB; USNM.
E. fasciata Blatchley. CHIH, DGO, NL, TAMPS. Maes & Staines (1991); USNM.
E. flavotestacea Horn. BC. Blackwelder (1946).
E. fuscata Crotch. GTO? Jacoby (1885).
E. jacobyi Weise. GTO, VER. Jacoby (1885).
E. metallica Jacoby. GRO. Jacoby (1885).
E. minuta Jacoby. VER, TAB. FCB, Jacoby (1891).
E. montana Jacoby. VER, COAH. Jacoby (1885).
E. nigroaenea Harold. VER. Jacoby (1885).
E. obliterated Jacoby. TAB, VER. Jacoby (1891); FCB.
E. parvula (Fabricius). CHIH, GTO, VER. FCB, Jacoby (1891); USNM-DGF.
E. piceomarginata Jacoby. TAB. Jacoby (1891).
E. pulchella Jacoby. TAB, VER. FCB, Jacoby (1885).
E. robusta Jacoby. GRO. Jacoby (1891).
E. rufula Weise. DF, GRO, MOR. Jacoby (1891); USNM.
Euphenges fuliginosus (Clark). Mexico. Jacoby (1886).
Euplectroscelis xanti Crotch. BC; BCS. Blackwelder (1946); USNM.
- † *Exoceras* sp. CHIS. USNM.
Genaphthona transversicollis (Jacoby). CHIS, JAL, OAX, PUE. USNM.
Gioia mexicana Savini, Furth & Niño. TAMPS. Savini *et al.* (2001).
Gioia sp. 1. TAMPS. Savini *et al.* (2001).
Gioia sp. 2. TAMPS. Savini *et al.* (2001).
Glenidion jacobyi (Bechyné). VER. Jacoby (1885).
Glyptina atriventris Horn. MICH. USNM.
G. cerina (LeConte). BC. Blackwelder (1946).
G. nivialis Horn. MOR. USNM.
Heikertingerella fulvifrons (Jacoby). GRO, VER. Jacoby (1891).
H. pallida Jacoby. VER. Jacoby (1891).
H. teapensis (Weise). TAB. Jacoby (1892).
H. variabilis (Jacoby). GRO, GTO, TAB, TAMPS, VER. Jacoby (1885); FCB; USNM.
Homotyphus asper (Clark). VER. Jacoby (1886).
H. maculicornis (Clark). VER. USNM.
H. squalidus? Clark. VER. Jacoby (1886).
- × *Hornaltica atriventris* (Melsheimer). CHIS. USNM-DGF.
Hypolampsis elongatula (Jacoby). GRO. Jacoby (1892).
H. inornata Jacoby. GRO. Jacoby (1892).
H. labialis (Clark). VER. Jacoby (1886).
H. pygmaea (Jacoby). TAB, VER. Jacoby (1892).
Iphitroides nigrocinctus Jacoby. GRO. Jacoby (1891).
I. quadrimaculatus Jacoby. DGO, GRO. Jacoby (1891); USNM.
I. quadripunctatus Jacoby. GRO. Jacoby (1891).
I. violaceipennis Jacoby. Mexico? Jacoby (1891).
Kuschelina laeta (Perbosc). VER. Heikertinger & Csiki (1940); FCB.
K. modesta (Jacoby). CHIH, CHIS, DF, DGO, GRO, GTO, OAX, PUE, SLP, VER. Jacoby (1886); FCB; Pallister (1953).
K. violascens (LeConte). DGO. Furth & Savini (1998); Pallister (1953).
Leptophysa hirtipennis (Jacoby). OAX, VER. USNM.
Longitarsus amulensis Jacoby. GRO. Jacoby (1891).
L. antennatus Jacoby. VER. Jacoby (1891).
L. bicolor Horn. BC. Blackwelder (1946).
L. buckleyi? Baly. TAB. FCB.
L. columbicus? Harold. GRO. FCB.
L. concinnus Baly. Mexico? Jacoby (1885).
L. haroldi Jacoby. TAB. Jacoby (1891).
L. livens LeConte. BC. Blackwelder (1946).
L. mexicanus Csiki. DF, GRO, GTO, MOR. Jacoby (1891); FCB.
L. ovipennis Jacoby. GRO. Jacoby (1891).
L. repandus LeConte. BC. Blackwelder (1946).
L. teapensis Jacoby. TAB. Jacoby (1891).
L. varicornis Suffrian. TAB, VER. Jacoby (1885); Jacoby (1891).
Lupraea dilaticornis (Jacoby). VER. Jacoby (1891).
- × *L. discrepans* (Schaeffer). CHIH. USNM-DGF.

- L. elongata* (Jacoby). GRO, MICH. USNM.
L. frontalis (Jacoby). OAX, SLP? Jacoby (1885); USNM.
L. fulvicollis? Jacoby. VER. FCB.
L. godmani (Jacoby). TAB. Jacoby (1891).
L. guatemalensis (Jacoby). CHIS, GRO, MOR, VER. Jacoby (1891); USNM.
L. imitans (Jacoby). GRO. Jacoby (1891).
✦ *L. melanocyanea* (Blake). HGO, TAMPS. Blake (1950); USNM.
L. occipitalis Bechyné & Bechyné. Mexico? Bechyné & Bechyné (1964).
✦ *L. rubroviridis* Blake. DGO. Blake (1950).
✦ *L. rugifrons* (Jacoby). VER. Jacoby (1885).
L. semifulva (Jacoby). CHIS, OAX. USNM-DGF.
L. smithi (Jacoby). GRO, MOR. Jacoby (1891); USNM-DGF.
✦ *L. viridis* (near) (Jacoby). CHIH. USNM-DGF.
Lysathia jacobyi (Csiki). DF, GTO, ZAC. Jacoby (1891); USNM-DGF.
L. ludoviciana (Fall). Mexico? USNM (on banana; Galveston).
L. rockefelleri (Pallister). CHIH, DGO. Pallister (1953).
Macrohaltica amethystina (Olivier). PUE, VER. Jacoby (1884). ✦
M. guatemalensis (Jacoby). DF, GRO, SON. Jacoby (1891); Furth & Savini (1998); USNM.
M. jamaicensis (Fabricius). TAMPS. USNM.
M. m. mexicana (Jacoby). DF, MOR. Jacoby (1884); USNM.
M. mexicana salvadorensis Bechyné. CHIS, DF, DGO. USNM.
M. patruelis (Harold). DF, DGO, GTO, MEX, MICH, MOR, OAX, PUE, SLP?, VER. Jacoby (1884); USNM.
Margaridisa managua? (Bechyné). DGO, SLP. USNM.
Mesodera brevicollis Jacoby. HGO. Jacoby (1892).
Monomacra binotata (Baly). TAB, VER. Jacoby (1884); USNM.
M. crassicornis (Jacoby). CHIS, GRO. Jacoby (1891).
M. cupreata (Jacoby). OAX, SLP? Jacoby (1891).
M. elongata (Jacoby). DGO. Jacoby (1884).
M. gracilicornis (Jacoby). Mexico. Jacoby (1902).
M. hidalgoensis (Jacoby). HGO. Jacoby (1892).
M. hoegei (Jacoby). OAX, VER. Jacoby (1884).
M. inornata? (Jacoby). Mexico. FCB.
M. mexicana (Jacoby). OAX, VER. Jacoby (1884); USNM.
M. nicotinae (Jacoby). VER. Jacoby (1904).
M. pusilla (Jacoby). VER. Jacoby (1884).
M. salvini (Jacoby). CHIH. FCB.
M. semiviolacea (Jacoby). Mexico. Jacoby (1884).
M. violacea (Jacoby). CHIS, VER. USNM-DGF.
M. violaceipennis (Jacoby). Mexico? Jacoby (1884).
Neodiphaulaca elongatula (Harold). DGO, SLP, VER. Heikertinger & Csiki (1939); FCB; USNM.
✦ *Neothona* sp. JAL, OAX. USNM.
Nesacrepidia infusata (Schaeffer). CAMP, GRO, TAMPS, VER. USNM; USNM-DGF.
Notozona elegans Clark. Mexico. Jacoby (1885).
N. histrionica Baly. OAX, VER. FCB.
N. humilis Clark. Mexico. Jacoby (1885).
Omophoita aequatorialis (Harold). Mexico. Jacoby (1885).
O. aequinoctialis aequinoctialis (Linnaeus). HGO, OAX, TAMPS, VER. USNM
O. albofasciata (Jacoby). TAB. FCB.
O. affinis? (Jacoby). Mexico? FCB.
O. championi (Jacoby). SON. Dominguez & Carrillo (1976).
O. cinctipennis (Chevrolat). JAL, OAX, PUE, VER. Jacoby (1885).
O. octomaculata (Crotch). OAX, TAB, VER. Jacoby (1886).
O. punctulata (Bechyné & Bechyné). Mexico. Bechyné & Bechyné (1963).
O. quadrinotata centralamericana Bechyné. TAB. Bechyné (1955).
O. recticollis (Baly). CHIS, TAB, TAMPS, VER. Jacoby (1885, 1891); USNM.
O. simulans (Jacoby). CHIS, DGO. Jacoby (1892).
O. violacea Jacoby. GRO. Jacoby (1892).
Parasyphraea minuta (Jacoby). TAB. Jacoby (1891).
Parchicola uniformis? (Jacoby). Mexico. FCB.
P. variabilis (Jacoby). CHIS, VER. Jacoby (1884); USNM.
Pedilia inornata (Jacoby). OAX, VER. Duckett (1993) *in litt.*
Phenrica cordovana (Jacoby). VER. Jacoby (1884).
P. sexmaculata (Jacoby). VER. Jacoby (1884).
Phrynocephala capitata Jacoby. GRO, JAL, OAX, TAB? Jacoby (1884); USNM.
P. deyrollei Baly. CHIH, DGO, GRO, GTO, PUE, SLP?, OAX. Jacoby (1884); Pallister (1953); USNM.
P. elongata Jacoby. OAX, VER. Jacoby (1884).
✦ *P. intermedius* Jacoby. DGO, CHIS, SON. FCB; Jacoby (1884).
P. pulchella Baly. CHIS, COL, GTO, JAL, OAX. Jacoby (1884); USNM.
P. punctulata Pallister. CHIH, DGO. Pallister (1953).
P. sulcatipennis (Jacoby). GRO, SLP? Jacoby (1891).
P. tenuicornis (Jacoby). HGO, OAX. FCB; Jacoby (1891).
Phydans bicolor Horn. TAMPS. USNM.
P. nigriventris Jacoby. GRO, OAX, SLP, SON. Jacoby (1891); USNM.
Phyllotreta albionica (LeConte). BC, SON. (Furth & Savini, 1998); USNM.
P. crotchi Jacoby. DF, DGO. Jacoby (1885, 1891).
P. lativittata Jacoby. DF, DGO, GTO. Jacoby (1891); FCB.
P. mexicana Jacoby. VER. Jacoby (1885).
P. pusilla Horn. CHIH, HGO, MOR. Chittenden (1923); USNM; USNM-DGF.
P. subrugosa Jacoby. DF. Jacoby (1891).
Physimerus cordovensis (Jacoby). VER. Jacoby (1886).
P. femoralis (Jacoby). VER. USNM.
P. scabrosus (Clark). DGO, OAX, VER. Jacoby (1886); FCB.
Platiprosopus pallens (Fabricius). GRO, HGO, OAX, PUE, VER. USNM.
Plectrotetra clarki Baly. MOR, OAX, PUE, SIN, VER. Jacoby (1884); FCB; USNM.
P. dohrni Jacoby. DF, DGO, HGO, VER. Jacoby (1884); FCB; USNM.
P. flohri Jacoby. MICH. Jacoby (1884).
P. guatemalensis Jacoby. MOR. Jacoby (1891).
P. inaequalis Jacoby. OAX, VER? Jacoby (1884).
P. multipunctata Jacoby. DGO?, MOR, OAX. Jacoby (1891); USNM-DGF.
P. rugosa Jacoby. GTO. Jacoby (1884).
P. sallei Jacoby. CHIS?, TAB? Jacoby (1884); FCB.
P. submetallica Jacoby. OAX, VER. Jacoby (1884).
Prasona viridis Baly. VER. Jacoby (1886).
Propiasus fulvus (Jacoby). GRO. Jacoby (1892).
Pseudodibolia picea Jacoby. TAB. Jacoby (1891).
Pseudorthygia n. sp. CHIS. USNM-DGF.
P. nigritarsis Jacoby. GRO, OAX, TAMPS. Jacoby (1891); USNM; USNM-DGF.
P. unifasciata Jacoby. GRO. Jacoby (1891).
Psylliodes capitata Jacoby. GRO. Jacoby (1892).
P. convexior LeConte. BCS. Horn (1895).
P. melanocephala Jacoby. DF. Jacoby (1891).
P. mexicana Jacoby. DF. Jacoby (1891).

- P. sublaevis* Horn. GRO. Jacoby (1891).
Resistenciana ornata (Jacoby). PUE, VER. Jacoby (1884); FCB.
Rhinotmetus depressus Clark. Mexico? Jacoby (1886).
R. flavovittatus? Jacoby. Mexico? FCB.
R. minutus Jacoby. VER. Jacoby (1892).
R. modestus Jacoby. GRO, MOR. Jacoby (1892); FCB.
Scelidopsis rufofemorata Jacoby. TAMPS, VER. Jacoby (1888); USNM.
S. violacea? Jacoby. GRO. Jacoby (1892).
Sphaeronychus fulvus (Baly). DGO, TAMPS. Jacoby (1886); USNM.
S. puncticollis (Jacoby). GRO. Jacoby (1892).
Stegnea amplicolis (Jacoby). GRO. Jacoby (1891).
S. atra (Jacoby). GRO. Jacoby (1891).
S. guatemalensis (Jacoby). GTO. FCB.
S. obliterated (Jacoby). TAB. Jacoby (1891).
Strabala acuminata teapensis Blake. TAB. Blake (1953).
S. durangoensis Bechyné. DGO. Bechyné (1955).
S. rotunda Blake. COL, GRO, JAL, NL, SLP, TAMPS, VER. Blake (1953); USNM.
S. rufa Illiger. CHIS, COL, DGO, GRO, OAX, PUE, TAB, VER. Jacoby (1884, 1891).
S. subcostata (Jacoby). VER. Jacoby (1884).
Suetes niger Jacoby. GRO, MICH. Jacoby (1891); USNM.
Syphrea abdominalis (Jacoby). TAB, VER. Jacoby (1891).
S. aeneipennis (Jacoby). VER. USNM-DGF.
S. angustata Jacoby. COAH, GRO, PUE, VER. Jacoby (1891).
S. balnearia Bechyné & Bechyné. GRO, MEX. USNM-DGF.
S. burgessi (Crotch). Mexico? USNM (? Mexico, ex orchid shipment).
S. cyaneipennis (Jacoby). GRO, HGO, JAL, SLP, TAB. Jacoby (1891); USNM.
S. flavicollis (Jacoby). GRO, GTO, MOR. FCB; Jacoby (1884); USNM.
S. frigida Bechyné & Bechyné. GRO, MEX. USNM-DGF.
S. minuta (Jacoby). TAB, VER. Jacoby (1884); FCB.
S. parvula (Jacoby). TAB, VER. Jacoby (1891).
S. pretiosa Baly. DGO, GRO, TAMPS. Jacoby (1891); USNM.
S. smithi (Jacoby). TAB. Jacoby (1891).
S. sublaevipennis (Jacoby). OAX, VER. FCB; Jacoby (1891).
S. teapensis (Jacoby). SLP, TAB, VER. Jacoby (1891); USNM-DGF; USNM.
Systema abbreviata Jacoby. PUE. Jacoby (1902).
S. basalis J. DuVal. VER. Furth & Savini (1998).
S. bitaeniata LeConte. CHIH. USNM-DGF.
S. blanda Melsheimer. CHIH, MICH, TAB, VER. Pallister (1953); USNM.
S. capitata Jacoby. DF, GTO, GRO. Jacoby (1884); FCB; USNM.
S. championi Jacoby. VER. USNM.
S. contigua Jacoby. BCS. Jacoby (1884); USNM.
S. discicollis Clark. CHIH, DGO, GTO. FCB; Jacoby (1884); USNM-DGF.
S. gracilenta Blake. NL. Blake (1933).
S. laticollis Jacoby. GTO? FCB?
S. marginata Jacoby. PUE, VER. Jacoby (1884); USNM.
S. mexicana Jacoby. VER. Jacoby (1884).
S. nigroplagiata Jacoby. AGS, CHIH, DF, DGO, GTO, GRO, JAL, MOR, OAX, VER. FCB; Jacoby (1884); Pallister (1953); USNM; USNM-DGF.
S. obliterated Pallister. CHIH. Pallister (1953).
S. palmeri Jacoby. CHIS, COAH, DGO, GRO, SON. Jacoby (1884); FCB; USNM.
S. pectoralis Clark. GTO, OAX, VER. Jacoby (1884); FCB.
S. posticata Jacoby. VER. Jacoby (1884).
S. puncticollis Jacoby. OAX. Jacoby (1884).
S. s-littera (Linnaeus). CHIS, GTO, TAB, VER. FCB; Jacoby (1884); USNM-DGF.
S. scutellaris Jacoby. VER. Jacoby (1884).
S. semivittata Jacoby. GTO, HGO. Jacoby (1884); FCB.
S. subcostata Jacoby. MICH, MOR, VER. Jacoby (1884); USNM.
S. subrugosa Jacoby. GTO. Jacoby (1884).
S. sulphurea Jacoby. DGO, GRO, MOR. Jacoby (1891); FCB.
S. thoracica Jacoby. PUE, VER. Jacoby (1884); FCB.
S. undulata Jacoby. GTO, VER. Jacoby (1884).
S. variabilis Jacoby. CHIH, COL, DGO, GRO?, GTO, MOR, OAX, VER. FCB; Jacoby (1884); Pallister (1953); USNM.
S. viridilimbata Jacoby. GRO. Jacoby (1891).
Terpnoclorus americanus Bechyné & Bechyné. TAMPS. USNM.
Tetragonotes vittatus (Clark). VER. USNM.
Trichaltica semihirsuta (Jacoby). GRO, TAB, VER. Scherer (1960); FCB; USNM-DGF.
T. tibialis (Jacoby). Mexico. Wilcox (1975).
Varicoxa longicornis (Jacoby). CHIS. USNM.
V. ustulata centralis Bechyné. NAY. Bechyné (1960).
V. viridipennis (Jacoby). SLP? Jacoby (1884).
Walterianella biarcuata (Chevrolat). CHIS, VER. Jacoby (1886); FCB.
W. gouini Bechyné. Mexico. Bechyné (1958b).
W. inscripta (Jacoby). OAX, VER. Jacoby (1886); FCB.
W. oculata? (Fabricius). VER. FCB.
W. humeralis? (Fabricius). Mexico? FCB.
W. sublineata (Jacoby). TAB, VER. Jacoby (1886); FCB.
W. tenuicincta (Jacoby). TAB, VER. Jacoby (1886); FCB.

30

BELIDAE (COLEOPTERA)

Juan J. Morrone¹

ABSTRACT. The family Belidae (Coleoptera: Curculionoidea) is comprised of two extant subfamilies: Belinae and Oxycoryninae. A general review of the Mexican Belidae is presented. Two known species, *Parallocorynus bicolor* and *Rhopalotria mollis*, which belong to the tribe Allocorynini of the subfamily Oxycoryninae, have been recorded for Mexico, but there are at least five new species to be described. Adult and larvae of these species feed on male cones of cycads (Zamiaceae), which they pollinate: *P. bicolor* on *Zamia furfuracea*, and *R. mollis* on *Dioon califanoi*.

INTRODUCCIÓN

Las Belidae son una familia relativamente pequeña, con distribución relictual en varios continentes (Morrone, 1996). Comprenden dos subfamilias, Belinae y Oxycoryninae, de las cuales solo la segunda posee representantes en México (Alonso-Zarazaga & Lyal, 1999). De acuerdo con los análisis filogenéticos disponibles (Kuschel, 1995a; Farrell, 1998; Marvaldi & Morrone, 2000), se hallarían entre las formas más primitivas de Curculionoidea, siendo intermedias entre Anthribidae-Nemonychidae y las restantes familias (Morrone, 2002).

Para la fauna mexicana hasta el momento se conocen solo dos especies, aunque existen varias especies no descritas aún (O'Brien, 1991; Oberprieler, 1995a). Cabe destacar que la biología de los béliidos mexicanos es particularmente interesante, pues son polinizadores obligados de especies de cícadas de los géneros *Zamia* y *Dioon* (Zamiaceae).

CARACTERÍSTICAS GENERALES

Los especímenes adultos de Belidae se reconocen por la siguiente combinación de caracteres: la sutura gular doble, todos los ventritos libres, el tergito 9no. de la hembra esclerosado y la espermateca reducida o ausente (Morrone, 2000). En cuanto a las larvas, éstas poseen la cabeza retraída permanentemente dentro del tórax; el epicráneo fuertemente marginado, careciendo de extensión posterior; y los espiráculos de los segmentos abdominales 1-7 con un solo tubo aéreo, dirigido posterior o dorsoposteriormente (May, 1993, 1994).

SISTEMÁTICA

Los taxones asignados actualmente a las Belidae a menudo han sido ubicados en tres o cuatro familias diferentes: Belidae, Oxycorynidae, Allocorynidae (en ocasiones subordinada a Oxycorynidae) y Aglycyderidae (Kuschel, 1959; O'Brien & Wibmer, 1982; Wibmer & O'Brien, 1986; Zimmerman & Perrault, 1989; O'Brien, 1991; Thompson, 1992). May (1993, 1994) y Kuschel (1995a) han proporcionado evidencia suficiente para reunirlos en un único taxón de nivel familiar, posición con la cual concuerdo (Morrone, 1998). Alonso-Zarazaga & Lyal (1999) recientemente los han tratado como dos familias: Belidae y Oxycorynidae, esta última incluyendo las subfamilias Allocoryninae y Aglycyderinae.

Desde una perspectiva filogenética, resulta más apropiado reconocer solo dos taxones de igual nivel taxonómico en lugar de tres, pues la monofilia de las Oxycoryninae *sensu* Kuschel (1995a) —es decir, excluyendo a las Aglycyderinae— es dudosa. Sin embargo, el grupo en conjunto debería tener categoría familiar, dado el sustento de su monofilia y posición filogenética (Kuschel, 1995a; Farrell, 1998; Marvaldi & Morrone, 2000). Por ello, con-

¹ Museo de Zoología 'Alfonso L. Herrera', Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, Apdo. postal 70-399, 04510 México D.F., México. Correo electrónico: jjm@hp.fciencias.unam.mx.

sidero una familia con dos subfamilias y ocho tribus (Cuadro 30.1).

La separación de las dos subfamilias resulta relativamente sencilla:

1. Antenas sin clava conspicua; élitros con sedas sensoriales erectas; cavidades procoxales parcialmente abiertas a los lados; segmento tarsal 1ero. al menos tan largo como los segmentos 2do. y 3ero. reunidos; tergito 8vo. del macho expuesto más allá del 7mo.; esternito 8vo. del macho con apodema.....Belinae
- 1'. Antenas con clava conspicua; élitros sin sedas sensoriales erectas; cavidades procoxales completamente cerradas a los lados; segmento tarsal 1ero. más corto que los segmentos 2do. y 3ero. combinados; tergito 8vo. del macho cubierto por el 7mo.; esternito 8vo. del macho sin apodema.....Oxycoryninae

Para las Belinae existen dos revisiones disponibles, con claves y descripciones taxonómicas: una para la fauna americana (Vanin, 1976) y otra para la australiana (Zimmermann, 1994). Para las Oxycoryninae falta una revisión completa; los trabajos de Kuschel (1959, 1995b, 2000) poseen claves para la fauna sudamericana, el de Muñiz & Barrera (1969) para las especies de *Rhopalotria*, y el de Zimmermann & Perrault (1989) para las especies de *Proterhinus* de las islas Sociedad.

Para México, solo se conocen los dos géneros de Allocorynini. *Rhopalotria* fue descrito por Chevrolat (1878) para la especie *R. mollis*. *Parallocorynus* fue descrito inicialmente por Voss (1943) como subgénero de *Allocorynus* (a su vez sinónimo de *Rhopalotria*, de acuerdo con Kuschel, 1959), aunque luego su autor lo trató como género independiente (Voss, 1957, 1965). Posteriormente, *Parallocorynus* ha sido tratado como subgénero de *Rhopalotria* (O'Brien & Wibmer, 1982) o incluso como su sinónimo (O'Brien, 1991). Oberprieler (1995a), sin embargo, sostiene que las diferencias morfológicas entre ambos, además de la diferencia en sus plantas huéspedes —*Zamia* para *Rhopalotria* y *Dioon* para *Parallocorynus*— justificarían la existencia de dos géneros diferentes.

FAUNA MUNDIAL

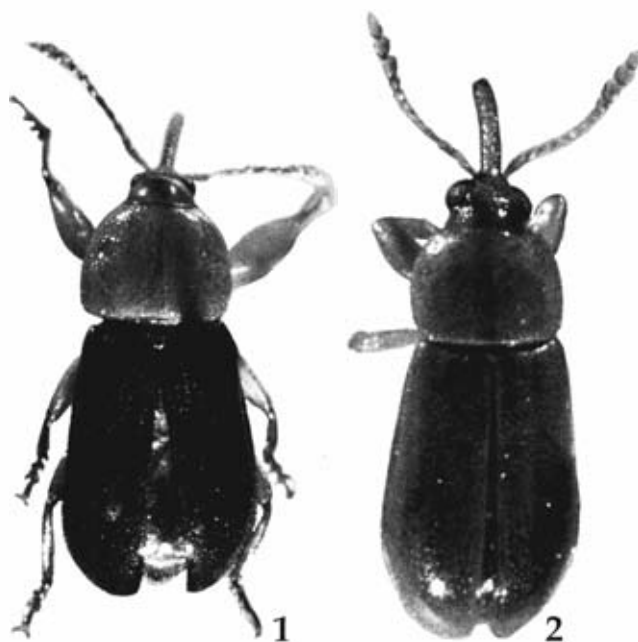
Las Belidae poseen 37 géneros, agrupados en dos subfamilias y ocho tribus. En el Cuadro 30.1 se

presentan los géneros de la familia, con su distribución geográfica y la indicación de algunas plantas huéspedes conocidas. La distribución del grupo es relictual, con un predominio de taxones en los continentes australes, especialmente Australia.

FAUNA MEXICANA

Para México se conocen solo representantes de los dos géneros de Allocorynini: *Parallocorynus* y *Rhopalotria* (Alonso-Zarazaga & Lyal, 1999). *Parallocorynus* posee una única especie descrita, *P. bicolor* (Voss) (Fig. 30.1), que es endémica de México; existirían dos especies nuevas por describir, una asociada con *Dioon edule* Lindley y la otra con *D. merolae* De Luca, Sábato & Vázquez-Torres (Oberprieler, 1995a).

Rhopalotria posee tres especies conocidas: *R. dimidiata* Chevrolat de Cuba, *R. mollis* Sharp (Fig. 30.2) de México (introducida en los E.U.A.) y *R. slossonae* de los E.U.A., Florida (O'Brien & Wibmer, 1982; O'Brien, 1991; Oberprieler, 1995a). De acuerdo con Oberprieler (1995a), existirían en México otras tres especies nuevas, asociadas respectivamente con *Zamia fischeri* Miquel; *Z. inermis* Vovi-



Figs. 30.1-2. 1, *Parallocorynus bicolor* (Voss); 2, *Rhopalotria mollis* Sharp.

Cuadro 30.1. Clasificación de los géneros de Belidae en subfamilias y tribus (según Alonso-Zarazaga & Lyal, 1999), con indicación de su distribución y plantas huéspedes conocidas.

Géneros	Distribución	Plantas huéspedes
Belinae		
Belini		
<i>Araiobelus</i>	Australia	
<i>Homalocerus</i>	Argentina, Brasil y Paraguay	helechos
<i>Isacantha</i>	Australia	Myrtaceae y Nothofagaceae
<i>Isacanthodes</i>	Australia	Proteaceae
<i>Rhinotia</i>	Australia, Nueva Guinea, Molucas e Islas Arú, Lord Howe y Salomón	Betulaceae, Casuarinaceae, Chenopodiaceae, Epacridaceae, Fabaceae, Loranthaceae, Rosaceae y Sterculiaceae
<i>Rhinotiodes</i>	Australia	
<i>Stenobelus</i>	Australia	
<i>Trichophthalmus</i>	Argentina y Chile	helechos
Pachyurini		
<i>Agathobelus</i>	Australia	Araucariaceae
<i>Agnesiotis</i>	Australia	Fabaceae
<i>Apagobelus</i>	Australia	Araucariaceae
<i>Arhinobelus</i>	Australia	Araucariaceae
<i>Atractuchus</i>	Argentina y Chile	Podocarpaceae
<i>Basiliobelus</i>	Australia	Araucariaceae
<i>Callirhynchinus</i>	Chile	
<i>Cyrotypus</i>	Australia y Nueva Zelanda	Cupressaceae y Myrtaceae
<i>Dicordylus</i>	Brasil y Chile	helechos
<i>Habrobelus</i>	Australia	
<i>Hadrobelus</i>	Australia	Araucariaceae
<i>Macrobelus</i>	Australia	
<i>Pachybelus</i>	Australia	
<i>Pachyura</i>	Australia y Tasmania	Myrtaceae y Proteaceae
<i>Pachyurinus</i>	Nueva Zelanda	
<i>Sphinctobelus</i>	Australia	Araucariaceae, Fabaceae y Myrtaceae
Oxycoryninae		
Oxycorynini		
<i>Alloxcorynus</i>	Argentina y Bolivia	Balanophoraceae
<i>Hydnorobius</i>	Argentina y Brasil	Hydnoraceae
<i>Oxycorynus</i>	Argentina, Bolivia y Brasil	
<i>Oxycraspedus</i>	Chile	Araucariaceae
Afroxcorynini		
<i>Afroxcorynus</i>	Sudáfrica	Liliaceae
Aglycyderini		
<i>Aglycyderes</i>	Islas Canarias y Marruecos	
<i>Aralius</i>	Nueva Caledonia y Nueva Zelanda	
<i>Proterhinus</i>	Islas Hawaii, Marquesas, Phoenix, Samoa y Sociedad	
Allocorynini		
<i>Parallocorynus</i>	México	Zamiaceae
<i>Rhopalotria</i>	Cuba, México y E.U.A.	Zamiaceae
Hispodini		
<i>Hispodes</i>	Sudáfrica	
Metrioxenini		
<i>Metrioxena</i>	Sulawesi, Java, Sumatra y ámbar báltico del Oligoceno	Areaceae
<i>Paltorhynchus</i>	Oligoceno (?) y Mioceno de E.U.A.	

des, Rees y Vázquez-Torres; y *Dioon spinulosum* Dyer. Por otra parte, habría que corroborar si los registros de *Rhopalotria mollis* para *Zamia loddigessii* Miquel y *Z. spartea* A. DC. son correctos o se trata de otras dos especies nuevas. O'Brien (com. pers.) se halla describiendo las especies nuevas.

BIOLOGÍA

La biología de las Belidae es muy interesante, dado que básicamente se asocian con helechos y gimnospermas (Cuadro 30.1). En relación con las cícadas (orden Cycadales), Oberprieler (1995a, b) ha registrado 14 géneros y unas 60 especies de Curculionoidea —pertenecientes a las familias Anthribidae, Belidae, Brentidae, Dryophthoridae y Curculionidae— que las han colonizado. De las Belidae, solo los dos géneros de Allocorynini, *Rhopalotria* y *Parallocorynus*, se han asociado con cícadas, pertenecientes a los géneros de la familia Zamiaceae *Zamia* y *Dioon*, respectivamente. Parece ser que la especificidad es alta, siendo cada especie de *Rhopalotria* polinizadora obligada de una especie de *Zamia* (con la excepción de una especie que poliniza a *Dioon spinulosum*) y cada especie de *Parallocorynus* específica de una especie de *Dioon* (Oberprieler, 1995a, b; Schneider *et al.*, 2002). Al respecto, resultaría interesante conocer la especie que poliniza la cícada cubana *Microcycas calocoma* (Miq.) A. DC., pues podría tratarse de una especie desconocida de Allocorynini (Vovides *et al.*, 1997).

La especie mexicana *Rhopalotria mollis* es el polinizador obligado de la cícada *Zamia furfuracea* L. fil. El ciclo de vida de esta especie y otras del mismo género se desarrolla por completo dentro de los esporófilos de la planta huésped, estando los adultos involucrados activamente en su polinización (Norstog, 1987; Tang, 1987; Norstog y Fawcett, 1989; Norstog *et al.*, 1992; Vovides, 1991; Fawcett & Norstog, 1993; Stevenson *et al.*, 1998; Stevenson, 2001; Schneider *et al.*, 2002). De acuerdo con los estudios de Stevenson *et al.* (1998) y Schneider *et al.* (2002), cuando los conos masculinos de *Z. furfuracea* maduran atraen a los adultos de *R. mollis*. Éstos se alimentan del parénquima rico en almidón y oviponen entre los microsporófilos. Cuando más tarde visitan conos femeni-

nos es que polinizan los óvulos. Los adultos que inician un ciclo vital en los conos de *Z. furfuracea* provienen de larvas que estaban en diapausa desde la temporada anterior en la hojarasca de la base de la planta, a la cual suben cuando los conos masculinos maduran.

La otra especie mexicana, *Parallocorynus bicolor*, fue hallada en conos de la cícada *Dioon califanoii* De Luca, Sábato y Vázquez Torres, teniendo un ciclo de vida semejante (Vovides, 1991).

Dado que de los Curculionoidea asociados con cícadas, las especies de Allocorynini son las únicas para las que se conoce fehacientemente su función polinizadora, en particular resultan interesantes para analizar cuestiones coevolutivas, además de ayudar al cultivo y conservación de sus plantas huéspedes (Oberprieler, 1995a). La presencia de componentes altamente tóxicos en las cícadas, como un aminoácido con efectos neurotóxicos en los tejidos de los cuales se alimentan las larvas, implicaría el desarrollo en estos insectos de alguna forma de asimilación o detoxificación del mismo (Stevenson, 2001). En cuanto a la relación de las especies de *Parallocorynus/Zamia* y *Rhopalotria/Dioon*, indicaría colonización relativamente reciente mas que un evento antiguo de colonización (Schneider *et al.*, 2002).

REFERENCIAS

- ALONSO-ZARAZAGA, M. A. & C. H. C. LYAL. 1999. *A world catalogue of families and genera of Curculionoidea (Insecta: Coleoptera) (excluding Scolytidae and Platypodidae)*. Entomopraxis, Barcelona.
- CHEVROLAT, L. A. A. 1878. Diagnose d'un nouveau genre de Curculionide de la division des Oxycorynides. *Bull. Soc. Ent. France*, 1878, p. XCVII.
- FARRELL, B. D. 1998. «Inordinate fondness» explained: Why are there so many beetles? *Science*, 281: 555-559.
- FAWCETT, P. K. S. & K. J. NORSTOG. 1993. *Zamia pumila* in south Florida: A preliminary report on its pollinators *R. slossoni*, a snout weevil and *P. zamiae*, a clavicorn beetle, pp. 109-119. En: Stevenson, D. W. & K. J. Norstog (eds.), *Proceedings of CYCAD 90, the Second International Conference on Cycad Biology*, The Palm and Cycad Societies of Australia, Milton, Queensland.
- KUSCHEL, G. 1959. Nemonychidae, Belidae y Oxycorynidae de la fauna chilena, con algunas consideraciones biogeográficas (Coleoptera Curculionoidea, aporte 28). *Invest. Zool. Chil.*, 5: 229-271.
- _____. 1995a. A phylogenetic classification of Curculionoidea to families and subfamilies. *Mem. Ent. Soc. Washington*, 14: 5-33.

- _____. 1995b. *Oxycorynus missionis* spec. nov. from NE Argentina, with key to the South American species of Oxycoryninae (Coleoptera Belidae). *Acta Zool. Lilloana*, 43(1): 45-48.
- _____. 2000. La fauna curculiónica (Coleoptera: Curculionoidea) de la *Araucaria araucana*. *Rev. Chil. Ent.*, 27: 41-51.
- MARVALDI, A. E. & J. J. MORRONE. 2000. Phylogenetic systematics of weevils (Coleoptera: Curculionoidea): A reappraisal based on larval and adult morphology. *Ins. Syst. Evol.*, 31: 43-58.
- MAY, B. M. 1993. Larvae of Curculionoidea (Insecta: Coleoptera): A systematic overview. *Fauna New Zealand*, 28: 1-221.
- _____. 1994. An introduction to the immature stages of Australian Curculionoidea, pp. 365-728. En: Zimmerman, E. C., *Australian weevils, Volume II, Brentidae, Eurhynchidae, Apionidae and a chapter on immature stages by Brenda May*, CSIRO, Melbourne.
- MORRONE, J. J. 1996. Austral biogeography and relict weevil taxa (Coleoptera: Nemomychidae, Belidae, Brentidae, and Caridae). *J. Comp. Biol.*, 1(3-4): 123-127.
- _____. 1998. The impact of cladistics on weevil classification, with a new scheme of families and subfamilies (Coleoptera: Curculionoidea). *Trends Ent.*, 1: 129-136.
- _____. 2000. Mexican weevils (Coleoptera: Curculionoidea): A preliminary key to families and subfamilies. *Acta Zool. Mex. (n. s.)*, 80: 131-141.
- _____. 2002. Nemomychidae, pp. 535-538. En: Llorente, J. & J. J. Morrone (eds.), *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento, Vol. III*, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM) y Conabio, México, D.F.
- MUÑIZ, R. & A. BARRERA. 1969. *Rhopalotria dimidiata* Chevrolat, 1878: Estudio morfológico del adulto y descripción de la larva (Ins. Col. Curcul.: Oxycoryninae). *Rev. Soc. Mex. Hist. Nat.*, 30: 205-222.
- NORSTOG, K. J. 1987. Cycads and the origin of insect pollination. *Amer. Sci.*, 75: 270-279.
- _____. & P. K. S. FAWCETT. 1989. Insect-cycad symbiosis and its relation to the pollination of *Zamia furfuracea* (Zamiaceae) by *Rhopalotria mollis* (Curculionidae). *Amer. J. Bot.*, 76: 1380-1394.
- _____. & A. P. VOVIDES. 1992. Beetle pollination of two species of *Zamia*: Evolutionary and ecological considerations. *Paleobotanist*, 41: 149-158.
- OBERPRIELER, R. G. 1995a. The weevils (Coleoptera: Curculionoidea) associated with cycads. 1. Classification, relationships, and biology, pp. 295-334. En: Vorster, P. (ed.), *Proceedings of the Third International Conference on Cycad Biology*, Cycad Society of South Africa, Pretoria.
- _____. 1995b. The weevils (Coleoptera: Curculionoidea) associated with cycads. 2. Host specificity and implications for cycad taxonomy, pp. 335-365. En: Vorster, P. (ed.), *Proceedings of the Third International Conference on Cycad Biology*, Cycad Society of South Africa, Pretoria.
- O'BRIEN, C. W. 1991. Family Allocorynidae, pp. 1-3. En: *A catalog of the Coleoptera of America north of Mexico*, United States Department of Agriculture, Agriculture Handbook 529-138, Washington, D.C.
- _____. & G. J. WIBMER. 1982. Annotated checklist of the weevils (Curculionidae *sensu lato*) of North America, Central America, and the West Indies (Coleoptera: Curculionoidea). *Mem. Amer. Ent. Inst.*, 34: 1-382.
- SCHNEIDER, D., M. WINK, F. SPORER & P. LOUNIBOS. 2002. Cycads: Their evolution, toxins, herbivores and insect pollinators. *Naturwissenschaften*, 89: 281-294.
- STEVENSON, D. W. M. 2001. Orden Cycadales. En: Bernal, R. y E. Forero (eds.), *Flora de Colombia*, Monografía 21, Santafé de Bogotá, p. 92.
- _____. & K. J. NORSTOG y P. K. S. FAWCETT. 1998. Pollination biology of cycads, pp. 277-294. En: Owens, S. J. & P. J. Rudall (eds.), *Reproductive biology*, Royal Botanic Gardens, Kew.
- TANG, W. 1987. Insect pollination in the cycad *Zamia pumila* (Zamiaceae). *Amer. J. Bot.*, 74: 90-99.
- THOMPSON, R. T. 1992. Observations on the morphology and classification of weevils (Coleoptera, Curculionoidea) with a key to major groups. *J. Nat. Hist.*, 26: 835-891.
- VANIN, S. A. 1976. Taxonomic revision of the South American Belidae (Coleoptera). *Arq. Zool., S. Paulo*, 28(1): 1-75.
- VOSS, E. 1943. Monographie der Rhynchitinen-Tribus Deporaini sowie der Unterfamilie Pterocolinae-Oxycoryninae (Allocorynini). VII. Teil der Monographie der Rhynchitinae-Pterocolinae. *Stett. Ent. Ztg.*, 104: 46-63.
- _____. 1957. *Archimetroxena electrica* Voss und ihre Beziehungen zu rezenten Formkreisen (Col., Curc.). *Deutsch. Ent. Ztg. (N. F.)*, 4: 95-102.
- _____. 1965. Die Unterfamilie Camarotinae, ihre Beziehungen zur Familie Attelabidae sowie ein Versuch, die phylogenetischen Zusammenhänge innerhalb der letzteren zur Darstellung zu bringen (Coleoptera, Curculionidae). *Ent. Abhandl., Staatl. Mus. Tierk. Dresden*, 32(11): 223-244.
- VOVIDES, A. P. 1991. Insect symbionts of some Mexican cycads in their natural habitat. *Biotropica*, 23(1): 102-104.
- _____. & N. OGATA & V. SOSA. 1997. Pollination of endangered Cuban cycad *Microcycas calocoma* (Miq.) A. DC. *Bot. J. Linn. Soc.*, 125: 201-210.
- WIBMER G. J. & C. W. O'BRIEN. 1986. Annotated checklist of the weevils (Curculionidae *sensu lato*) of South America (Coleoptera: Curculionoidea). *Mem. Amer. Ent. Inst.*, 39: 1-563.
- ZIMMERMAN, E. C. 1994. *Australian weevils. Volume I. Anthribidae to Attelabidae*. CSIRO, Melbourne.
- _____. & G. H. PERRAULT. 1989. Aglycyderidae of the Society islands (Coleoptera: Curculionoidea). *Bishop Mus. Occas. Pap.*, 29: 151-173.

31

APIONIDAE (COLEOPTERA)

Miguel Ángel Alonso-Zarazaga¹

ABSTRACT. The Apionidae of Mexico are reviewed, giving a general description, and comments on ecology, life history, phylogeny, and systematics. Comments on the so-called 'brentoid complex' and the nomenclature of male genitalia in Curculionoidea are also included. One hundred and seventy species in thirteen genera have been recorded from the country. An artificial key to the genera is included. The genus *Femtapion* is endemic to Mexico.

INTRODUCCIÓN

Las Apionidae son una familia de gorgojos o picudos presente en todos los continentes, con una fisionomía particular que los hace reconocibles con facilidad, a la par que su uniformidad hace tarea muy complicada delimitar taxones internamente, requiriéndose a menudo caracteres de los genitales masculinos para identificar inclusive las tribus o los géneros. Esta aparente uniformidad y el estudio superficial descriptivo que han realizado muchos autores en tiempos pasados, con criterios ya obsoletos, han llevado a que la mayoría de las especies americanas (y, por tanto, las mexicanas) hasta hace poco hayan sido descritas en un género *Apion* amplísimo, que contaba con unas dos mil especies en todo el mundo. Criterios nuevos y el uso de concepciones filogenéticas más modernas han iniciado el desmembramiento de este informe y desmesurado grupo de especies en unidades taxonómicas más objetivas y de mayor significación evolutiva, proceso que aún no ha termi-

nado. Es por ello que algunas de las especies mexicanas aún se encuentran encuadradas en un género '*Apion*' que debe entenderse en un sentido amplísimo o en 'géneros' que son claramente poli- o parafiléticos.

La posición sistemática de esta familia es intermedia entre los Curculionoidea primitivos y los más derivados, pudiéndose, en cierto modo, hablar de un 'complejo brentoide' de estado evolutivo intermedio entre ambos, en el que se encuadrarían, además de las Apionidae, las Brentidae y algunas otras familias exóticas. Las Nanophyidae, que carecen de representantes mexicanos conocidos, integradas hasta no hace mucho en las Apionidae como subfamilia, se distinguen netamente de éstos por sus antenas acodadas, carácter perteneciente al grupo de familias más avanzadas dentro de los Curculionoidea, aunque mantengan unos genitales masculinos de tipo primitivo (véase discusión más adelante). No se los incluye en el tratamiento de la familia que sigue.

DESCRIPCIÓN

Los adultos en promedio son de tamaño pequeño (0.75 a excepcionalmente 10-15 mm), estando las especies mexicanas entre 1 y 4 mm, por regla general. A menudo presentan una forma general piriforme, siendo las hembras en promedio ligeramente más grandes que los machos. Los tegumentos suelen ser de colores predominantemente oscuros (negro, píceo o pardo oscuro), si bien en algunas especies partes del cuerpo pueden presentar coloraciones claras (rojizas, testáceas o pajizas). Es frecuente que los élitros, y a veces todo el cuerpo, presenten reflejos metálicos, más rara vez toda la coloración es netamente metálica. Los tegumentos con frecuencia están punteados y llevan una

¹ Departamento de Biodiversidad y Biología Evolutiva, Museo Nacional de Ciencias Naturales (CSIC), José Gutiérrez Abascal, 2, E-28006 Madrid, España. Correo electrónico: zarazaga@mncn.csic.es.

microrreticulación de fondo, más o menos destacada (lo que puede variar la brillantez de los mismos), que, si es obsoleta, puede dar lugar a superficies pulidas y brillantes. Pueden ser más o menos glabros o estar cubiertos de pubescencia, que puede variar de fina a grosera, con formas piliformes, lanceoladas, o de escamas oblongas u ovales a redondeadas. Un tipo especial de estructura que aparece en los élitros son las sedas sensorias, sedas hialinas semierectas insertas en un punto más profundo de lo normal (y probablemente con una terminación nerviosa), situado cerca de la estría precedente, presentes primitivamente en todas las interestrías impares en elevado número, reducidas en las formas más derivadas a algunas pocas a lo largo de la tercera interestría y 1-3 en el tercio posterior de las interestrías 7 y 9, en diferentes combinaciones. Son de difícil visualización. La forma y distribución de las diferentes estructuras tegumentarias, coloraciones y los tipos de revestimientos (y en particular las sedas especializadas) tienen interés taxonómico.

La cabeza presenta un rostro más o menos cilíndrico y desarrollado, a veces algo anguloso en el nivel de la inserción antenal (el mesorrostro), con una porción anterior o prorostro más fina, de lados a menudo rectos o ligeramente cóncavos en vista dorsal y una porción posterior o metarrostro que se ensancha hasta unirse al basicráneo. El rostro puede ser sexualmente dimórfico y con frecuencia es más corto, robusto, punteado y pubescente en los machos. El ápice del prorostro lleva en su parte dorsal un epistoma triangular y en su extremo y parte ventral las piezas bucales, constituidas por un par de mandíbulas tridentadas interiormente, un par de maxilas con palpo de dos artejos y galea y lacinia soldadas en una mola, y un labio dividido en dos porciones (anterior o prementón, y posterior o postmentón); el prementón, fanerognato, lleva en su superficie ventral dos sedas y en su borde apical interno un palpo labial unisegmentado a cada lado de una lígula media desarrollada y setosa. En vista lateral el rostro suele ser más o menos arqueado; las escrobas son laterales y visibles oblicuamente entre el meso- y el metarrostro, rara vez se encuentran reducidas a fosetas donde no cabe el escapo. Los ojos compuestos siempre están presentes y suelen ser bastante desarrollados (a veces más en los machos que en

las hembras). Dejan entre ellos en vista dorsal la frente, que presenta surcos, punteado o una mezcla de ambos, rara vez es lisa. En vista ventral, los bordes externos de las escrobas se dirigen hacia atrás formando unas quillas suboculares que delimitan un área que puede estar plana, algo hundida e incluso fuertemente excavada.

Las antenas suelen carecer de dimorfismo sexual, salvo por su longitud y las proporciones relativas de sus artejos, pero a veces son sexualmente dicroicas. Son rectas u ortóceras (el escapo y el pedicelo no forman en posición normal en vida un ángulo cercano a 90°, sino un ángulo cercano a 180°). Constan casi siempre de 11 artejos y se encuentran divididas en tres partes: escapo (artejo basal más o menos alargado y claviforme), funículo (siete artejos más cortos y a menudo cortamente cilíndricos a transversalmente trapeciformes, denominados desmómeros, de los cuales el primero se denomina pedicelo) y maza (tres artejos ensanchados en conjunto a modo de clava, cuyas suturas pueden ser observables o no, el tercero puede tener cerca del ápice una ligera constricción, el *annulus*, que imita la existencia de un cuarto artejo falso).

El protórax, de forma muy variable, proporciona buenos caracteres genéricos y específicos. Con frecuencia, en vista dorsal, varía entre cónico y cilíndrico o tripartito, rara vez es acopado o pedunculado, con constricciones subapical y subbasal más o menos marcadas. La porción dorsal (pronoto) es más larga que la ventral, por lo que el foramen apical está dirigido hacia abajo. El pronoto presenta un borde basal más o menos bisinuado, lo que se relaciona con la presencia de una quilla o reborde basal que puede sobresalir en los ángulos posteriores. Delante del medio del borde basal se encuentra una fovea prescutelar, carácter propio de la familia, que puede adoptar formas y aspectos variables. La porción ventral presenta dos proacetábulos cerrados posteriormente por los hipómeros, que dejan entre ellos y los proacetábulos un pequeño esternelo tuberculiforme. Ambos proacetábulos (y las procoxas) son tangentes en la línea media. De sus bordes externos a cada lado sale una sutura notosternal que se dirige hacia el borde anterior del protórax sin alcanzarlo, terminando por lo general en una foveola.

El meso- y metatórax, en sus porciones dorsales, se hallan cubiertos por los élitros, apareciendo entre las bases de aquellos el escudete o escutelo, que a menudo es triangular o redondeado, rara vez ausente. Ventralmente se encuentran el meso- y el metasterno, entre los cuales se disponen los mesoacetábulos, de tipo cerrado. Ambos mesoacetábulos, a nivel superficial, pueden encontrarse separados por el contacto de una apófisis media mesosternal posterior y una apófisis media metasternal anterior, cuyo contacto se produce a nivel muy posterior de los mesoacetábulos en las formas primitivas y más o menos en un nivel medio en las más derivadas. En algunos grupos este contacto puede faltar y es carácter de importancia sistemática.

Los apéndices torácicos son las patas, los élitros (alas mesotorácicas modificadas) y las alas membranosas (metatorácicas). Las patas constan de las partes frecuentes en los coleópteros, con las siguientes peculiaridades: las procoxas son cónicas y alargadas, los trocánteres son alargados, no permitiendo el contacto entre coxa y fémur (carácter exclusivo y diagnóstico de las Apionidae y Nanophyidae, entre los Curculionoidea), las tibias de los machos pueden llevar un mucrón en el borde apical interno y las uñas pueden presentar un diente en su borde ventral más o menos desarrollado, o estar ausente (uñas inermes). Nunca hay espolones tibiales. Los élitros originalmente tienen diez estrías, que en las formas más avanzadas se reducen a nueve; tienen importancia sistemática el modo de unión de las estrías en el ápice (la unión usual en formas derivadas suele ser 1+2+9, 3+4, 5+6, 7+8) y el recorrido de las mismas en la base. Las alas metatorácicas presentan una fuerte reducción de la venación con respecto a la disposición más primitiva en Curculionoidea, la parte distal del ala queda totalmente membranosa. La presencia o ausencia de la celda radial tiene importancia sistemática, así como otras particularidades del sector anal. A menudo son macrópteras, se conocen especies braquípteras, micrópteras y ápteras (raramente).

El abdomen consta de 11 segmentos, de los cuales se encuentran invaginados en el ápice los segmentos VIII a XI, formando estructuras diversas. Externamente sólo son visibles los ventritos III-VII, que se suelen denominar como 1-5 en las descrip-

ciones morfológicas; los ventritos I y II están reducidos y formando la pared posterior de los metaacetábulos. Una característica peculiar del 'complejo brentoide' es el gran desarrollo de los ventritos I y II, soldados entre sí, comparado con los tres restantes que quedan en el ápice cerrando el abdomen, y que son móviles entre sí. El ventrito II además presenta un escalón terminal peculiar, lo que deja a los tres últimos ventritos en una posición más dorsal. Todos los tergitos se encuentran cubiertos por los élitros, apareciendo solo a veces entre el ápice del ventrito V y el borde elitral en los machos el borde apical del pigidio (tergito VIII).

Los tergitos pueden ser de dos tipos fundamentales: el tipo aspidapionino corresponde a un pigidio apicalmente redondeado, con un surco apical somero separado del ápice por un reborde ligero; este tipo no suele aparecer ventralmente entre el ápice elitral y el ventrito V, por lo que éste presenta un borde apical redondeado. El otro tipo, denominado apionino, presenta un surco transverso profundo que escota los bordes laterales del pigidio, dejando apicalmente un elevado reborde cuya superficie tiene el punteado y la pubescencia similar al ventrito V, siendo (a menudo) visible ventralmente entre el ápice truncado de éste y los ápices elitrales. El proceso lingüiforme interno está ausente en las formas derivadas. El tipo de pigidio y sus características son de importancia sistemática fundamental.

En las hembras el abdomen se cierra mediante el tergito VII (no el VIII), siendo este pigidio algo menos esclerosado que el masculino. El tergito VIII es pequeño y está retraído por debajo del VII.

Los segmentos VIII al XI, retraídos, forman los *terminalia* y genitales en ambos sexos. Las estructuras denominadas aquí *terminalia* no han perdido totalmente su aspecto de escleritos, si bien están modificados, y suelen servir como punto de unión de la musculatura que mueve las estructuras reproductoras externas o genitales. En los machos, los *terminalia* están formados por los esternitos VIII y IX, invaginados, con el tergito IX ausente. El esternito IX tiene forma de Y y suele recibir el nombre de *spiculum gastrale*. Los genitales están formados por el segmento X (tegmen) y el XI (pene), que en conjunto reciben el nombre de edéago. La estructura tegminal es fundamental en la separación tribal y genérica, cuando no específica, de las Apionidae, pre-

sentando numerosas características importantes que solo son visibles en preparación microscópica (para una información detallada sobre sus características, consúltese Kissinger, 1968; Alonso-Zarazaga, 1983, 1989, 1990; y Wanat, 2001): es de importancia fundamental la unión entre la base de la lámina ventral de la placa tegminal (protegido) y la pieza basal, que pueden estar soldadas o articuladas. El pene es de tipo primitivo ('pedotectal', ver aclaración en párrafo siguiente), también presenta estructuras de interés genérico y específico; en su interior se encuentra el saco interno, donde desemboca en el gonoporo el conducto eyaculador, el cual presenta asimismo estructuras sistemáticamente importantes. Una preparación correcta de los genitales y *terminalia* masculinos es fundamental para la adscripción de los ejemplares a especie.

La estructura del pene en las formas primitivas y derivadas de Curculionoidea, caracterizadas, respectivamente, por la presencia o ausencia del tectum (tergito XI) se vienen denominando, inexplicablemente, con los términos 'ortócero' o 'gonatócero', que hacen referencia a la estructura antenal (antena recta o acodada) y que ni siquiera coinciden en su distribución en los taxones. Por consiguiente, por primera vez se proponen aquí los términos 'pedotectal' para los genitales caracterizados por la presencia del tectum del pene y casi siempre un desarrollo amplio de la placa tegminal, característica de formas primitivas, y 'pedal' para los genitales caracterizados por la ausencia del tectum del pene y una reducción considerable (o desaparición absoluta) de la placa tegminal e inclusive de la pieza basal. Con esta diferenciación quedan claros tres 'grados' evolutivos en la filogenia de los Curculionoidea: los taxones más primitivos son ortóceros y pedotectales (Nemonychidae, Anthribidae, Belidae, Eccoptarthridae, Oxycorynidae, Rhynchitidae, Attelabidae, Ithyceridae, Brentidae [incl. Microcerinae], Eurhynchidae y Apionidae), el grado medio presenta taxones gonatóceros y pedotectales (Nanophyidae, Brachyceridae, Erihynidae, Dryophthoridae, Raymondionymidae y Cryptolarvingidae) y el grado más avanzado se reduce a un único taxón de nivel familia, Curculionidae, que es básicamente gonatócero y pedal.

En las hembras, los *terminalia* están formados solamente por el esternito VIII, que tiene forma de

báculo y suele denominarse *spiculum ventrale*. El segmento IX está totalmente ausente en todos los Curculionoidea, quedando solo como genitales externos u ovipositor, las gonapófisis del segmento IX en forma de un tubo dividido en dos mitades (derecha e izquierda) denominadas coxitos, que en su ápice llevan los estilos, a menudo provistos de macroquetas. La vulva se encuentra entre los ápices de los coxitos, flanqueada a cada lado por un estilo. Los segmentos X y XI están totalmente ausentes. En general, tanto los *terminalia* como los genitales femeninos de apiónidos pueden dar caracteres de separación específica útiles, pero su importancia para la distinción de niveles superiores es muy escasa, debido a su simplicidad y uniformidad.

Anatomía interna. Tubo digestivo con proventrículo de estructuras internas con frecuencia reducidas a sedas. Intestino medio con dos filas de ciegos gástricos en su parte posterior. Seis tubos de Malpigio, cuatro de ellos largos, criptonéfricos, y dos cortos, mazudos y libres, transformados en micetomas. Sistema nervioso con ganglio subeso-fágico separado del cerebro por conectivos cortos y gruesos, ganglios torácicos y abdominales todos soldados en un gran ganglio compuesto. Aparato reproductor masculino con dos testículos bilobulados, vasos deferentes sin vesícula seminal pero con glándula accesoria simple o bifurcada. Aparato reproductor femenino con dos ovarios, cada uno con dos ovariolas acrotróficas, desembocando en un cáliz del oviducto lateral (que puede faltar). Ambos oviductos laterales se unen en un oviducto medio, cuyo extremo se ensancha para formar la vagina, que desemboca en el gonoporo, entre los estilos. En el punto de unión de oviducto y vagina se abre dorsalmente un amplio saco, la bolsa copulatriz, que recibe el saco interno del pene durante la cópula. El conducto de la espermateca desemboca en el lado derecho de la base de la bolsa. La espermateca suele tener forma de C o de coma y en su parte dorsal se inserta la glándula de la espermateca. Cariología: número modal $n = 10 + Xy_p$ (Lachowska *et al.*, 1998), en pocos casos se apartan de esta moda ($n = 9 + Xy_p$ u $11 + Xy_p$).

BIOLOGÍA

Las Apionidae se encuentran desde el nivel del mar a las zonas de alta montaña, si se encuentran las

plantas huéspedes. La relación que establecen con la planta suele ser estrecha (estenófaga u oligófaga), afectando bien a una especie en exclusividad (monofagia) o a un grupo de especies vegetales del mismo género o de géneros cercanos de una misma familia. No se conocen especies polífagas. Es importante identificar correctamente las plantas huéspedes de estos animales, pues pueden dar información valiosa acerca de sus relaciones filogenéticas.

Las especies mexicanas cuyas plantas huéspedes son conocidas, al menos para alguna especie del género, se alimentan de Malvaceae (*Alocetron*), Caprifoliaceae (*Neapion* [*Neapion*]), Rutaceae (*Neapion* [*Neotropion*]), Fabaceae (*Kissingeria*, *Trichapion*, *Apionion*, *Sayapion*, *Coelocephalapion*), Asteraaceae (*Trichapion*, *Fallapion*, *Coelocephalapion*), Lamiaceae y Verbenaceae (*Coelocephalapion*) y Apiaceae (*Fallapion*). Otras familias de plantas utilizadas por otros géneros neárticos incluyen Pinaceae, Polygonaceae y Betulaceae. En el resto del mundo, muchas otras familias de plantas se encuentran asociadas con miembros de esta familia.

Los adultos suelen realizar vuelos de cortejo o de emigración a plantas cercanas (frecuentemente más altas, como árboles y arbustos) por lo que a menudo se encuentran sobre plantas con las que no tienen relaciones tróficas, salvo como zona de reposo. Esto acontece sobre todo cuando su planta huésped, herbácea, se ha secado. Las hembras utilizan su rostro para hacer un agujero en los tejidos de la planta patrón para después darse la vuelta y colocar con su ovipositor un huevo. Cada especie utiliza específicamente una parte de su planta huésped, que puede ir desde el cuello de la raíz, pasando por los tallos, los pecíolos y los raquis foliares (rara vez la lámina foliar), a los raquis de las inflorescencias y los carpelos de la flor. Raramente utilizan agallas producidas por otros insectos.

Las larvas minan las zonas vegetativas o bien se desarrollan en el pericarpio de los frutos o las semillas. Ocurren tres mudas para llegar al estado pupal, del que emerge el adulto. Algunas especies provocan la aparición de agallas características, si bien poco notables, en las zonas afectadas.

Ciertas especies, sobre todo introducidas, se constituyen en plagas de especies vegetales de interés económico para el hombre. Otras se usan para controlar la expansión de malas hierbas y otras plantas dañinas.

SISTEMÁTICA

Aunque la sistemática debe intentar reflejar la evolución ocurrida por los objetos de su estudio, en el caso de las Apionidae este objetivo está aún lejos de conseguirse. Los estudios pioneros a nivel mundial de David G. Kissinger (1968), en los que se comienza a ver la diversidad de estructuras que manifiestan estos insectos, contrastan con los afanes aglutinadores de Hans Wagner a principios del siglo XX, basándose en la engañosa uniformidad de las especies de la familia.

La monografía de Kissinger (1968) permite, con adiciones posteriores (Kissinger, 1988, 1990, 1991a, b, 1992, 1998, 1999, 2000; Whitehead, 1977), la identificación de las especies mexicanas conocidas (y la integración, con mayor o menor fortuna, de las especies aún por describir en los grupos de especies cercanos). En el último catálogo del Neártico (O'Brien & Wibmer, 1982), excluyendo a Cyladini (que pertenecen a las Brentidae) y Nanophyini (considerados ahora como una familia diferente), existían dos tribus (Aplemonini y Apionini) con solo dos géneros, *Chrysapion* y '*Apion*', con representantes mexicanos: tres especies en el primero y 147 en el segundo. La elevación de la mayoría de los numerosos subgéneros del enorme género '*Apion*' a géneros (Alonso-Zarazaga, 1990; Kissinger, 1992) en diferentes tribus ha tenido dos efectos: una mayor uniformidad de los caracteres empleados para definir los géneros, por un lado, y desgraciadamente, por otro, la ausencia de géneros a los que adscribir aquellas especies que no se conocen adecuadamente. Algunos de los géneros en uso ni siquiera son monofiléticos y agrupan un conjunto disparatado de especies (p. ej. *Trichapion* y *Coelocephalapion*). El conteo actual de especies eleva la cifra a 170, cantidad a todas luces muy inferior a la que debe tener México por su extensión territorial y su clima (la Península Ibérica tiene 216, con un clima más templado y sólo el 30% de su superficie).

La sistemática propuesta para los taxones paleárticos (Alonso-Zarazaga, 1990) puede considerarse un punto de partida fructífero para el resto del conjunto de la familia, al quedar netamente delimitados otros grupos más primitivos (Wanat, 2001). En general, podemos decir que la representación de Apionidae en la fauna mexicana está for-

mada por representantes de grupos netamente derivados. Aunque aún se desconocen caracteres fundamentales para muchas de las especies presentes (p. ej. el tipo de pigidio, que no se suele describir en los trabajos sobre especies americanas), se pueden reconocer representantes de las dos supertribus más derivadas: *Aspidapiitae* y *Apionitae*. Un tercer grupo de géneros orbita alrededor del gran 'género' *Coelocephalapion*, que aquí se adscribe a la subtribu *Oxystomatina*, a falta de estudios más profundos. Cabe señalar que algunas de las especies aún adscritas en el esquema taxonómico que se sigue aquí al polimorfo género *Trichapion* debieran atribuirse realmente al género *Betulapion*. Estas diferencias se deben, fundamentalmente, al escaso valor que se atribuye en la sistemática de los taxones del Nuevo Mundo a la estructura tegminal, por contraposición a lo que ocurre en los del Viejo Mundo.

La sistemática actual de los taxones mexicanos de *Apioninae*, siguiendo a Alonso-Zarazaga & Lyal (1999), es como sigue:

Supertribu *Aspidapiitae*

Tribu *Aspidapiini*

Género *Alocentron* Schilsky, 1901

Subgénero *Nearctalox* Alonso-Zarazaga, 1990

Supertribu *Apionitae*

Tribu *Ixapiini*

Género *Neapion* Alonso-Zarazaga, 1990

Subgénero *Neapion* Alonso-Zarazaga, 1990

Subgénero *Neotropion* Alonso-Zarazaga, 1990

Tribu *Aplemonini*

Género *Femtapion* Kissinger, 1991

Tribu *Piezotrachelini*

Género *Chrysapion* Kissinger, 1968

Género *Fallapion* Kissinger, 1968

Tribu *Oxystomatini*

Subtribu *Oxystomatina*

Género *Coelocephalapion* Wagner, 1914

Subtribu *Trichapiina*

Género *Apionion* Kissinger, 1998

Género *Kissingeria* Alonso-Zarazaga, 1990

Género *Sayapion* Kissinger, 1999

Género *Trichapion* Wagner, 1912

Géneros no asignados:

Género *Bothryopteron* Wagner, 1912

Género *Heterapion* Sharp, 1891

Género *Stenapion* Wagner, 1912

Género '*Apion*' en sentido amplísimo (al menos 11 especies).

CLAVE DE DETERMINACIÓN TAXONÓMICA

La siguiente clave simplificada de géneros y subgéneros es tentativa. Sólo es utilizable con machos; las hembras aisladas son de difícil adscripción, sólo posible con una colección adecuadamente montada e identificada, por el momento. Se debe recalcar aquí la importancia de recolectar series numerosas. '*Apion*' *quercicola* Sharp, 1890 se conoce sólo por una hembra.

1. Mesocoxas tangentes.....2
- 1'. Mesocoxas separadas por la unión de las apófisis meso- y metasternal medias.....3
2. Uñas fuertemente dentadas; húmeros desarrollados.....*Chrysapion*
- 2'. Uñas inermes; húmeros obsoletos.....*Femtapion*
3. Tercio apical de los élitros ensanchado, con tubérculos y foveas; pronoto subcónico.....
.....*Bothryopteron*
- 3'. Sin ese conjunto de caracteres.....4
4. Tercer tarsómero apenas bilobulado, menudo, encerrado en el ápice del segundo tarsómero; primer y segundo tarsómeros apicalmente ensanchados; fémures fuertemente claviformes....
.....*Heterapion*
- 4'. Sin ese conjunto de caracteres.....5
5. Rostro recto, grueso, cilíndrico, más corto que el pronoto; pronoto subcilíndrico a tripartito; cuerpo estrecho; estría 2 en el ápice unida a la 7ma. y 8va.; uñas inermes o inconspicuamente engrosadas en la base.....*Stenapion*
- 5'. Sin ese conjunto de caracteres.....6
6. Profémur con área ventral pulida (a veces estriada) usualmente limitada posteriormente por una quilla longitudinal prominente; estrías elitrales en el ápice más profundas que en el disco.....*Fallapion*
- 6'. Profémur normal; estrías elitrales en el ápice tan profundas como en el disco.....7
7. Rostro ventralmente con quilla media aguda más prominente que las laterales, surcos entre

- las quillas punteados con pilosidad semi-
erecta; pronoto acampanado, la línea apical
de pubescencia perpendicular al borde; es-
cudete triangular-alargado (1.5-1.6 veces tan
largo como ancho), con surco medio y a ve-
ces dos tubérculos basales más o menos visi-
bles; base de la tercera interestría con una má-
cula de pubescencia condensada.....
.....*Alocatron (Nearctalox)*
7'. Sin ese conjunto de caracteres.....8
8. Élitros con patrón fasciado de escamas en los
élitros, contrastando las escamas claras y oscu-
ras; patas robustas, protarsómero 2do. robus-
to, isodiamétrico a transverso; uñas dentadas;
mesocoxas separadas al menos por ¼ del diá-
metro mesocoxal.....9
8'. Sin ese conjunto de caracteres.....10
9. Pronoto en vista dorsal cilíndrico a turbinado; cuer-
po alargado, en perfil el dorso no muy convexo;
parásitos de Caprifoliaceae.....*Neapion (Neapion)*
9'. Pronoto en vista dorsal cónico; cuerpo robusto,
en perfil el dorso muy convexo; parásitos de
Rutaceae.....*Neapion (Neotropion)*
10. Prostegio y pieza basal fusionados.....
.....*Coelocephalapion* (incl. '*Apion*' *oedorhynchum*)
10'. Prostegio y pieza basal articulados.....11
11. Al menos las mesotibias mucronadas.....12
11'. Todas las tibias inermes.....13
12. Protibias mucronadas, si no, pronoto acampa-
nado a subturbinado.....*Trichapion*
12'. Protibias inermes y pronoto cónico a subcónico
en vista dorsal.....*Apionion* (parte)
13. Pronoto cónico a subcónico en vista dorsal; me-
sorrosto netamente dilatado usualmente.....
.....*Apionion* (parte)
13'. Pronoto nunca cónico o subcónico, a lo sumo
acampanado, subturbinado o bien subcilíndri-
co en la mitad basal; mesorrosto no o apenas
dilatado.....14
14. Pronoto más o menos acampanado; línea basal
de pubescencia del pronoto más o menos per-
pendicular al borde posterior; estría elitral 1 li-
bre en el ápice o su unión a (2+9) borrada; bor-

- de dorsal de la escroba oblicuo a dentiforme.....
.....*Sayapion*
14'. Pronoto subturbinado a subcilíndrico en la
mitad basal; línea basal de pubescencia del pro-
noto fuertemente oblicua hacia la línea media
o paralela al borde posterior; estría elitral 1 ne-
tamente unida a (2+9); borde dorsal de la esco-
ba recto.....
.....*Kissingeria* (incl. '*Apion*' *disparatum*, '*A.*' *pa-
namense* y el grupo de '*Apion*' *disparipes*).

REFERENCIAS

- ALONSO-ZARAZAGA, M. A. 1983. Studies on Ethiopian Apionidae (Coleoptera). 1. Comments on the genus *Apio-morphus* Wagner, 1911, with description of a new South African species. *J. Ent. Soc. South. Africa*, 46: 241-247.
———. 1989. Revision of the supraspecific taxa in the Palaearctic Apionidae Schoenherr, 1823. 1. Introduction and subfamily Nanophyinae Seidlitz, 1891 (Coleoptera, Curculionoidea). *Fragm. Ent.*, 21: 205-262.
———. 1990. Revision of the supraspecific taxa in the Palaearctic Apionidae Schoenherr, 1823. 2. Subfamily Apioninae Schoenherr, 1823: introduction, keys and descriptions. *Graellsia*, 46: 19-156.
——— & LYAL, C. H. C. 1999. A World catalogue of families and genera of Curculionoidea (Insecta: Coleoptera) (excepting Scolytidae and Platypodidae). Entomopraxis, Barcelona.
KISSINGER, D. G. 1968. *Curculionidae subfamily Apioninae of North and Central America, with reviews of the World Genera of Apioninae and World Subgenera of Apion* Herbst (Coleoptera). Taxonomic Publications. South Lancaster, Massachusetts.
———. 1988. New host and distribution records for Apionidae from North and Central America. *Col. Bull.*, 4283: 302-304.
———. 1990. Apionidae from North and Central America. Part 1. Notes on the classification of the *Apion* subgenus *Trichapion* Wagner with description of new species from the United States of America (Coleoptera). *Ins. Mundi*, [1989] 3(4): 271-287.
———. 1991a. Apionidae from North and Central America. Part 2. Description of a new subgenus and two new species of *Apion* from Mexico (Coleoptera). *Ins. Mundi*, [1990] 4(1-4): 33-40.
———. 1991b. Apionidae from North and Central America. Part 3. A new genus in the tribe Aplemonini Kissinger from Mexico (Coleoptera). *Ins. Mundi*, 5(1): 19-23.
———. 1992. Apionidae from North and Central America. Part 4. Generic classification and introduction to the genus *Coelocephalapion* Wagner, with new species from Mexico and Venezuela (Coleoptera). *Ins. Mundi*, 6(2): 65-77.
———. 1998. Apionidae from North and Central America. Part 5. Description of genus *Apionion* and 4 new species (Coleoptera). *Ins. Mundi*, 12(1-2): 93-102.

- . 1999. Description of a new genus, *Sayapion*, from North and Central America (Coleoptera: Apionidae). *Ins. Mundi*, 13(1-2): 72.
- . 2000. A new species of *Coelocephalapion* Wagner (Brentidae) from Mexico with host *Lantana camara* L. (Verbenaceae). *Col. Bull.*, 54(3): 365-369.
- LACHOWSKA, D., HOLECOVÁ, M. & ROJEK, M. 1998. Chromosome number in nine beetle species (Coleoptera: Bruchidae, Apionidae, Curculionidae). *Folia Biol. (Kraków)*, 46: 41-46.
- O'BRIEN, C. W. & WIBMER, G. J. 1982. Annotated checklist of the weevils (Curculionidae *sensu lato*) of North America, Central America, and the West Indies (Coleoptera: Curculionoidea). *Mem. Amer. Ent. Inst.*, 34: 1-382.
- WANAT, M. 2001. *Genera of Australo-Pacific Rhadinocybinae and Myrmacelinae with biogeography of the Apionidae (Coleoptera: Curculionoidea) and phylogeny of the Brentidae (s. lato)*. Mantis, Olsztyn.
- WHITEHEAD, D. R. 1977. New *Apion* (*Coelocephalapion*) species (Curculionidae: Apioninae) from fruits of *Pterocarpus* (Leguminosae: Faboideae) in Central America. *Col. Bull.*, 31(2): 165-172.

A. pepperi (Whitehead, 1977) **comb. nov.**
A. sapphirum Kissinger, 1998
A. subauratum (Sharp, 1890)

Kissingeria amaura (Kissinger, 1968)
K. chalcea (Gerstaecker, 1854)
K. hirta (Wagner, 1912)
K. sectator (Kissinger, 1957)
K. tomentosa (Wagner, 1912)
K. trichium (Kissinger, 1968)

Sayapion aponipes (Kissinger, 1968)
S. arizonae (Fall, 1898)
S. basale (Sharp, 1891)
S. laterale (Sharp, 1890)
S. paranipes (Kissinger, 1968)
S. sublaterale (Kissinger, 1968)
S. terale (Kissinger, 1968)

Trichapion acanonicum (Kissinger, 1959)
T. acrophilum (Fall, 1898)
T. adaetum (Kissinger, 1959)
T. aequabile (Fall, 1898)
T. aestimabile (Wagner, 1912)
T. alticola (Wagner, 1912)
T. aurichalceum (Wagner, 1912)
T. auriferum (Wagner, 1912)
T. bicolor (Gerstaecker, 1854)
T. brachyspinosum (Wagner, 1912)
T. caenum (Kissinger, 1959)
T. colon (Sharp, 1890)
T. chuparosae (Fall, 1898)
T. coryi (Kissinger, 1959)
T. deborahae (Kissinger, 1968)
T. enoplus (Kissinger, 1959)
T. evustum (Kissinger, 1959)
T. glyphicum (Sharp, 1890)
T. godmani (Wagner, 1912)
T. gracilirostre (Sharp, 1890)
T. gulare (Fall, 1898)
T. hadromerum (Wagner, 1912)
T. hastifer (Sharp, 1890)
T. heterogeneousum (Sharp, 1890)
T. imitator (Wagner, 1912)
T. impexum (Fall, 1898)
T. innocens (Kissinger, 1959)
T. innocuum (Kissinger, 1959)
T. laminatum (Sharp, 1890)
T. lassum (Sharp, 1890)
T. latitator (Kissinger, 1959)
T. macropus (Wagner, 1909)
T. malkini (Kissinger, 1968)
T. managuense (Wagner, 1912)
T. metallicum (Gerstaecker, 1854)
T. mexicanum (Wagner, 1912)
T. mirandum (Kissinger, 1959)
T. mirificum (Kissinger, 1959)
T. modicum (Kissinger, 1968)
T. murinum (Gerstaecker, 1854)

APÉNDICE 31.1.

Lista de las especies de Apionidae de México.

- Alocentron* (*Nearctalox*) *chiriquense* (Sharp, 1890)
A. (N.) fulvotibiale (Wagner, 1912)
A. (N.) relictum (Sharp, 1890)
- Neapion* (*Neapion*) *hahowdeni* (Kissinger, 1991)
- Neapion* (*Neotropion*) *americanum* (Wagner, 1908)
N. (N.) clarki (Kissinger, 1991)
N. (N.) cretaceicolle (Sharp, 1890)
N. (N.) xanthoxyli (Fall, 1898)
- Femtapion* *andersoni* Kissinger, 1991
- Chrysapion* *auctum* (Sharp, 1890)
C. chrysocomum (Gerstaecker, 1854)
C. tantillum (Sharp, 1890)
- Fallapion* *erraticum* (Smith, 1884)
F. raticum (Kissinger, 1968)
F. robustum (Smith, 1884)
- Apionion* *bettyae* (Kissinger, 1959)
A. derasum (Sharp, 1890)
A. fenyesi (Kissinger, 1968)
A. howdeni (Kissinger, 1968)
A. humongum Kissinger, 1998
A. inflatipenne (Sharp, 1891)
A. latipenne (Sharp, 1891)
A. latipes (Sharp, 1891)
A. neolentum (Kissinger, 1968)
A. opetion Kissinger, 1999

- T. nanulum* (Kissinger, 1959)
T. neocoxale (Kissinger, 1957)
T. occiduuum (Kissinger, 1957)
T. oriotus (Kissinger, 1959)
T. oscillator (Sharp, 1890)
T. paradoxum (Gerstaecker, 1854)
T. parvum (Kissinger, 1959)
T. perpilosum (Wagner, 1912)
T. plectrocolum (Kissinger, 1959)
T. pleuriticum (Sharp, 1890)
T. proclive (LeConte, 1857)
T. punctulirostre (Sharp, 1890)
T. quicorne (Kissinger, 1968)
T. ronni (Kissinger, 1968)
T. rufipenne (Gyllenhal, 1839)
T. sanctifelicis (Sharp, 1890)
T. selanderi (Kissinger, 1968)
T. sleeperi (Kissinger, 1968)
T. submetallicum (Boheman, 1839)
T. subrufum (Sharp, 1890)
T. subsequens (Kissinger, 1959)
T. subtinctum (Fall, 1898)
T. vinosum (Sharp, 1890)
T. yucatanense (Kissinger, 1962)
- Coelocephalapion ablulum* (Kissinger, 1968)
C. absonum (Kissinger, 1968)
C. accentor (Kissinger, 1968)
C. aculeatum (Fall, 1898)
C. adhocum Kissinger, 1992
C. aduncirostre (Gerstaecker, 1854)
C. buchanani (Kissinger, 1958)
C. camarae Kissinger, 2000
C. carinatum (Smith, 1884)
C. carinirostrum (Fall, 1898)
C. chiricahuae (Kissinger, 1968)
C. coyame (Kissinger, 1968)
C. curticorne (Fall, 1898)
C. decoloratum (Smith, 1884)
C. dilox Kissinger, 1999
C. dissimilipes (Sharp, 1890)
C. emaciipes (Fall, 1898)
C. epicum (Sharp, 1890)
C. errabundum (Sharp, 1890)
C. erythropterum (Sharp, 1890)
C. expilator (Kissinger, 1958)
C. fibulipes (Fall, 1898)
C. frontellum (Fall, 1898)
- C. germanum* (Sharp, 1890)
C. ignotum (Kissinger, 1968)
C. lividum (Smith, 1887)
C. longipenne (Wagner, 1912)
C. loratum (Kissinger, 1968)
C. luteirostre (Gerstaecker, 1854)
C. nirostrum Kissinger, 1999
C. nodicorne (Sharp, 1890)
C. pallitarse (Sharp, 1890)
C. pataikion (Kissinger, 1968)
C. persimile (Fall, 1898)
C. pilirostre (Wagner, 1914)
C. praeditum (Sharp, 1890)
C. prosolitare (Kissinger, 1968)
C. psichion (Kissinger, 1968)
C. pulchripes (Sharp, 1890)
C. rubropterum (Kissinger, 1968)
C. saginans (Kissinger, 1958)
C. solitare (Sharp, 1890)
C. spretissimum (Sharp, 1890)
C. subaequale (Kissinger, 1968)
C. subornatum (Fall, 1898)
C. teapense (Sharp, 1890)
C. tellum Kissinger, 1999
C. turnbowi Kissinger, 1999
C. ventricosum (LeConte, 1858)
- Bothryopteron grallarium* (Sharp, 1891)
B. larium (Kissinger, 1968)
- Heterapion acomum* (Kissinger, 1968)
H. femoratum Sharp, 1891
- Stenapion colle* (Kissinger, 1968)
S. constricticolle (Sharp, 1890)
S. macrothorax (Wagner, 1909)
S. terminale (Sharp, 1891)
- 'Apion' alloeum* Kissinger, 1957
'A.' bickleyi Kissinger, 1957
'A.' disparatum Sharp, 1890
'A.' disparipes Fall, 1898
'A.' oedorhynchum LeConte, 1858
'A.' panamense Sharp, 1890
'A.' pauper Sharp, 1890
'A.' quercicola Sharp, 1890
'A.' seminudum Wagner, 1912
'A.' setifrons Wagner, 1912

ERIRHINIDAE (COLEOPTERA)

Juan J. Morrone¹

ABSTRACT. A general review of the family Eirrhinidae in Mexico is presented. A total of 21 species and 13 genera are assigned to subfamilies Eirrhininae (*Argentinorhynchus*, *Brachybamus*, *Cyrtobagous*, *Helodytes*, *Lissorhoptrus*, *Neochetina*, *Neohydronomus*, *Notiodes*, *Ochetina*, *Onychylis*, *Pistiacola*, and *Stenopelmus*) and Raymondionyminae (*Neoubychia*). Comments on biology and economic importance of some Mexican erirhinid species are provided.

INTRODUCCIÓN

La familia Eirrhinidae (Coleoptera: Curculionoidea) es un taxón constituido por alrededor de 62 géneros y 250 especies; solo 13 géneros se distribuyen en México (Thompson, 1992; Alonso-Zarazaga & Lyal, 1999). Tradicionalmente se trató a este taxón como una o dos subfamilias de Curculionidae (O'Brien & Wibmer, 1982; Wibmer & O'Brien, 1986), pero recientemente varios autores han considerado que el mismo constituye una (Zimmerman, 1993; Morrone, 1998, 2000) o dos familias independientes (Thompson, 1992).

Las características principales de los adultos de Eirrhinidae son: antenas geniculadas, clava normal (no comprimida dentro del último antenómero funicular), rostro alargado y con frecuencia curvado hacia la parte ventral en vista lateral, maxila con lacinia y galea fusionadas, esternito 8vo. del macho con la lámina no dividida, *spiculum gastrale* más corto que el manubrio, y edéago del tipo 'ortóceros' (*tectum* y *pedon* no fusionados) (Thompson, 1992; Morrone, 2000).

BIOLOGÍA E IMPORTANCIA ECONÓMICA

Dentro de esta familia se reconocen dos subfamilias con modos de vida diferentes: Eirrhininae, la más numerosa, agrupa gorgojos acuáticos y subacuáticos; y Raymondionyminae, agrupa gorgojos endogeos.

Desde el punto de vista económico, la tribu Stenopelmini (Eirrhininae) resulta muy importante, pues incluye un grupo de géneros conocidos colectivamente como 'gorgojos del arroz' (Kuschel, 1952), que resultan perjudiciales para los cultivos de esta gramínea (Bosq, 1948; Kuschel, 1952, 1954; Meneses Carbonell *et al.*, 1978). Por otra parte, varias especies de esta tribu oviponen sobre malezas acuáticas, donde las larvas se alimentan de los tejidos de la planta huésped, a la que producen un daño considerable. Por ello, desde hace más de tres décadas estas especies son evaluadas para el control biológico de 'jacintos de agua' *Eichhornia crassipes* (Bennett & Zwolfer, 1968; DeLoach, 1975; DeLoach & Cordo, 1976a, b, 1981) y 'lechugas de agua' *Pistia stratiotes* (DeLoach *et al.*, 1976; Cordo *et al.*, 1978, 1981).

FAUNA MUNDIAL Y MEXICANA

La familia Eirrhinidae comprende dos subfamilias: Eirrhininae Schönherr, 1825 y Raymondionyminae Reitter, 1913 (Alonso-Zarazaga & Lyal, 1999). El total de especies asignadas a esta familia ascendería a 253 (Thompson, 1992; Morrone *et al.*, 2001).

En México la familia Eirrhinidae está representada por dos subfamilias, 13 géneros y 21 especies: Eirrhininae con 12 géneros y 19 especies, y Raymondionyminae con un género y una especie (Alonso-Zarazaga & Lyal, 1999). Para una lista de las especies, ver Apéndice 32.1.

¹ Museo de Zoología, Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, Apdo. postal 70-399, 04510 México, D.F., México. Correo electrónico: jjm@hp.fciencias.unam.mx.

La subfamilia Eirrhiniinae posee seis tribus a nivel mundial (Eirrhiniini, Arthrostenini, Himasthlophalini, Stenopelmini, Tanysphyrini, Tadiini y Aonychusini), de las cuales solo Stenopelmini se encuentra en México. Esta tribu se halla representada en México por 12 géneros. De los géneros *Argentinorhynchus*, *Brachybamus*, *Cyrtobagous*, *Neochetina*, *Neohydronomus*, *Ochetina*, *Pistiacola* y *Stenopelmus* se conoce una sola especie para el país. Con más de una especie se encuentran los géneros *Lissorhoptrus* (3), *Notiodes* (5) y *Onychylis* (2).

La subfamilia Raymondionyminae posee dos tribus: Raymondionymini y Myrtonymini. De la primera, en México hay una especie de *Neoubychia* (Morrone *et al.*, 2001).

Guillermo Kuschel, Charles O'Brien y Guillermo Wibmer han llevado a cabo la descripción y revisión de varios de los géneros de Stenopelmini presentes en México: *Lissorhoptrus* y *Helodytes* (Kuschel, 1943, 1952), *Neochetina* (O'Brien, 1976), *Argentinorhynchus* (O'Brien & Wibmer, 1989a, b), *Neohydronomus* (O'Brien & Wibmer, 1989c) y *Pistiacola* (Wibmer & O'Brien, 1989). Lamentablemente, la excelente revisión de las Raymondionyminae de Osella (1977) no incluye la especie mexicana, ya que ésta fue descrita una década más tarde.

CLAVE PARA LOS GÉNEROS MEXICANOS DE ERIRHINIDAE

(Modificada de Kuschel, 1987)

1. Muy pequeños (longitud < 2 mm); ojos y alas metatorácicas ausentes; fémures y tibias aplanados; endógeos.....Raymondionyminae.....
.....*Neoubychia*
- 1'. Pequeños a medianos (longitud > 3 mm); ojos y alas metatorácicas presentes; fémures y tibias subcilíndricos; acuáticos o subacuáticos.....
.....Eirrhiniinae.....2
2. Funículo antenal de seis segmentos...*Stenopelmus*
- 2'. Funículo antenal de siete segmentos.....3
3. Escutelo normalmente expuesto.....4
- 3'. Escutelo cubierto o poco visible.....7
4. Funículo y primer segmento de la clava glabros; tarsos lineales.....*Cyrtobagous*
- 4'. Funículo y primer segmento de la clava pubescentes; tarsos no lineales.....5
5. Ojos prominentes, mucho más convexos que la cabeza.....*Argentinorhynchus*
- 5'. Ojos planos, siguen el contorno de la cabeza..6
6. Tarsómero de la uña tarsal sobrepasando considerablemente al tarsómero 3ero.....*Neohydronomus*
- 6'. Tarsómero de la uña tarsal no sobrepasando al tarsómero 3ero.....*Notiodes*
7. Tarsos con una sola uña.....*Brachybamus*
- 7'. Tarsos con dos uñas.....8
8. Antenómero basal de la clava al menos poco pubescente.....9
8. Antenómero basal de la clava glabro, de aspecto encerado.....12
9. Tarsómero de la uña tarsal con una seda curvada en la cara externa.....*Ochetina*
- 9'. Tarsómero de la uña tarsal con una seda a cada lado.....10
10. Uñas tarsales robustas, fuertemente curvadas, con sus extremos dirigidos hacia la base del tarso; coxas anteriores poco separadas; coxas medias separadas por más del ancho de la clava*Neochetina*
- 10'. Uñas tarsales delgadas, poco curvadas; coxas anteriores contiguas; coxas medias separadas por menos del ancho de la clava.....11
11. Rostro con canal suprascrobal.....*Onychylis*
- 11'. Rostro sin canal suprascrobal.....*Pistiacola*
12. Escamas en la parte media del prosterno y parte inferior de las tibias libres.....*Lissorhoptrus*
- 12'. Escamas en la parte media del prosterno y parte inferior de las tibias aglutinadas.....*Helodytes*

REFERENCIAS

ALONSO-ZARAZAGA, M. & C. LYAL. 1999. *A world catalogue of families and genera of Curculionoidea (Insecta: Coleoptera) (excepting Scolytidae and Platypodidae)*. Entomopraxis, Barcelona.

- BENNETT, F. D. 1970. Insects attacking water hyacinth in the West Indies, British Honduras and the U.S.A. *Hyacinth Contr. J.*, 8: 10-13.
- & H. ZWOLFER. 1968. Exploration for natural enemies of the water hyacinth in northern South America and Trinidad. *Hyacinth Contr. J.*, 7: 44-52.
- BOSQ, J. M. 1948. El gorgojo acuático del arroz (*Lissorhoptrus* spp., Col. Curculionidae). *Alman. Minist. Agric. Nac.*, 1948: 155-157.
- CORDO, H. A., C. J. DeLOACH & R. FERRER. 1981. Biological studies on two weevils, *Ochetina bruchi* and *Onychilis cretatus* (Coleoptera: Curculionidae: Bagoini), collected from *Pistia* and other aquatic plants in Argentina. *An. Ent. Soc. Amer.*, 7(2):329-333.
- , J. RUNNACLES & R. FERRER. 1978. *Argentinorhynchus bruchi* (Coleoptera: Curculionidae: Bagoini), a weevil from *Pistia stratiotes* in Argentina: Biological studies. *Environ. Ent.*, 7(2):329-333.
- DeLOACH, C. J. 1975. Identification and biological notes on the species of *Neochetina* that attack Pontederiaceae in Argentina (Coleoptera: Curculionidae: Bagoini). *Coleopt. Bull.*, 29(4): 257-286.
- & H. A. CORDO. 1976a. Life cycle and biology of *Neochetina bruchi* (Coleoptera: Curculionidae: Bagoini), a weevil attacking waterhyacinth in Argentina, with notes on *N. eichhorniae*. *An. Ent. Soc. Amer.*, 69(4): 643-652.
- & ———. 1976b. Ecological studies of *Neochetina bruchi* and *N. eichhorniae* on waterhyacinth in Argentina (Coleoptera: Curculionidae: Bagoini). *J. Aquat. Plant Man.*, 14: 53-59.
- & ———. 1981. Biology and host range of the weevil *Neochetina affinis* (Coleoptera: Curculionidae: Bagoini), which feeds on Pontederiaceae in Argentina. *An. Ent. Soc. Amer.*, 74(1): 14-19.
- , A. D. DeLOACH & H. A. CORDO. 1976. *Neohydronomus pulchellus* (Coleoptera: Curculionidae: Bagoini), a weevil attacking *Pistia stratiotes* in South America: Biology and host specificity. *An. Ent. Soc. Amer.*, 69(5): 830-834.
- KUSCHEL, G. 1943. Un "gorgojo acuático del arroz" argentino: "*Lissorhoptrus bosqi*" n. sp. (Col. Curculionidae). *Notas Mus. La Plata (Zool. 71.)*, 8: 305-315.
- . 1952. Revisión de *Lissorhoptrus* LeConte y géneros vecinos de América (Ap. 11 de Coleoptera Curculionidae). *Rev. Chil. Ent.*, 1951[1952], 1: 23-74.
- . 1954. Revisión de *Lissorhoptrus* LeC. y géneros vecinos de América. Tesis para optar al grado de Doctor en Filosofía con mención en Biología, Edit. Universitaria, Santiago de Chile.
- . 1987. *Eirrhiniinae Eirrhiniini (male genitalia of the Orthoceri-group)*. Manuscrito distribuido por el autor.
- MENEZES CARBONELL, R., J. GÓMEZ SOUSA, D. BRITO GARCÍA & O. VIAMONTES DÍAZ. 1978. Principales aspectos sobre los hábitos de *Lissorhoptrus brevisstris* Suffr. (Col. Curculionidae [sic]). *Centro Agríc. (Cuba)*, enero-abril 1978: 1-15.
- MORRONE, J. J. 1998. The impact of cladistics on weevil classification, with a new scheme of families and subfamilies (Coleoptera: Curculionoidea). *Trends Ent.*, 1: 129-136.
- . 2000. Mexican weevils (Coleoptera: Curculionoidea): A preliminary key of families and subfamilies. *Acta Zool. Mex.*, 80: 131-141.
- , G. OSELLA & A. M. ZUPPA. 2001. Distributional patterns of the relictual subfamily Raymondionyminae (Coleoptera: Eirrhiniidae): A track analysis. *Folia Ent. Mex.*, 40(3): 381-388.
- O'BRIEN, C. W. 1976. A taxonomic revision of the New World subaquatic genus *Neochetina* (Coleoptera: Curculionidae: Bagoini). *An. Ent. Soc. Amer.*, 69(2): 165-174.
- & G. J. WIBMER. 1982. Annotated checklist of the weevils (Curculionidae *sensu lato*) of North America, Central America, and the West Indies (Coleoptera: Curculionoidea). *Mem. Amer. Ent. Inst.*, 34: 1-382.
- & ———. 1989a. Revision of the Neotropical weevil genus *Argentinorhynchus* Brethes (Coleoptera: Curculionidae). *An. Ent. Soc. Amer.*, 82(3): 267-278.
- & ———. 1989b. Two new South American species of the weevil genus *Argentinorhynchus* Brethes (Coleoptera: Curculionidae). *Southwest. Ent.*, 14(3): 213-223.
- & ———. 1989c. Revision of the Neotropical genus *Neohydronomus* Hustache (Coleoptera: Curculionidae). *Coleopt. Bull.*, 43(3): 291-304.
- OSELLA, G. 1977. Revisione della sottofamiglia Raymondionyminae (Coleoptera, Curculionidae). *Mem. Mus. Civico St. Nat. Verona (II serie), Sez. Sci. Vita*, 1: 1-162.
- THOMPSON, R. T. 1992. Observations on the morphology and classification of weevils (Coleoptera, Curculionoidea) with a key to major groups. *J. Nat. Hist.*, 26: 835-891.
- WARNER, R. E. 1970. *Neochetina eichhorniae*, a new species of weevil from waterhyacinth, and biological notes on it and *N. bruchi* (Coleoptera: Curculionidae: Bagoini). *Proc. Ent. Soc. Washington*, 72(4): 487-496.
- WIBMER, G. J. & C. W. O'BRIEN. 1986. Annotated checklist of the weevils (Curculionidae *sensu lato*) of South America (Coleoptera: Curculionoidea). *Mem. Amer. Ent. Inst.*, 39: 1-563.
- & ———. 1989. Two new Neotropical genera in the weevil tribe Stenopelmini (Coleoptera: Curculionidae). *Southwest. Ent.*, 14(4): 395-407.
- ZIMMERMAN, E. C. 1993. *Australian weevils. Volume III. Nanophyidae, Rhynchophoridae, Eirrhiniidae, Curculionidae: Amycterinae, literature consulted*. CSIRO, Melbourne.

APÉNDICE 32.1

Lista de las especies mexicanas de Eirrhiniidae (según O'Brien & Wibmer, 1982; Wibmer & O'Brien, 1986; Alonso-Zarazaga & Lyal, 1999) y sus plantas huéspedes. En el caso de las especies que no son endémicas, se indican los otros países donde éstas se distribuyen. E= endémica; I= introducida; P= planta huésped.

Eirrhiniinae

Argentinorhynchus squamosus (Hustache, 1926). Argentina, Bolivia, Brasil y Paraguay. P= *Pistia stratiotes* (Araceae). *Brachybanus electus* Germar, 1836. E.U.A., Belice, Brasil y Paraguay.

- Cyrtobagous singularis* Hustache, 1929. I. Argentina, Brasil, Guyana, Paraguay, Surinam y Trinidad.
- Helodytes foveolatus* (Duval, 1945). Argentina, Bolivia, Brasil, Costa Rica, Guyana, Panamá, Paraguay, República Dominicana, Surinam y Trinidad.
- Lissorhoptrus erratilis* Kuschel, 1952. E.
- L. mexicanus* Kuschel, 1952. Guatemala.
- L. oryzophilus* Kuschel, 1952. Cuba y E.U.A. *Oryza sativa* (Poaceae).
- Neochetina eichhorniae* Warner, 1970. I. Argentina, Brasil, Ecuador, Guyana, Paraguay, Trinidad, Uruguay y Venezuela. P= *Eichhornia crassipes* (Pontederiaceae).
- Neohydronomus elegans* O'Brien & Wibmer, 1989. Costa Rica, Cuba, Honduras, Nicaragua y Panamá. P= *Pistia stratiotes* (Araceae).
- Notiodes aeratus* (LeConte, 1876). Canadá y E.U.A.
- N. limatulus* (Gyllenhal, 1836). Canadá y E.U.A. P= *Scirpus* sp. (Cyperaceae).
- N. minutus* (Champion, 1902876). E.
- N. robustus* (Schaeffer, 1908). E.U.A.
- N. setosus* (LeConte, 1876). E.U.A. P= *Scirpus* sp. (Cyperaceae).
- Ochetina induta* Champion, 1902. Brasil, Guatemala y Panamá.
- Onychylis meridionalis* Champion, 1902. Costa Rica, El Salvador, Guatemala, Honduras y Panamá.
- O. setiger* Champion, 1902. Guatemala y Honduras.
- Pistiacola cretatus* (Champion, 1902). Argentina, Bolivia, Brasil, Colombia, Honduras, Nicaragua y Panamá. P= *Pistia stratiotes* (Araceae).
- Stenopelmus rufinatus* Gyllenhal, 1836. E.U.A. P= *Azolla* sp. (Salviniaceae).
- Raymondionyminae
- Neoubychia mexicana* Gilbert & Howden, 1987. E.

DRYOPHTHORIDAE (COLEOPTERA)

Juan J. Morrone¹ & Perla I. Cuevas¹

ABSTRACT. A general review of the family Dryophthoridae in Mexico is presented. A total of 127 species and 14 genera are assigned to subfamilies Dryophthorinae (genus *Stenommatius*), Orthognathinae (tribe Rhinostomini, with genus *Rhinostomus*; and tribe Orthognathini, with genera *Mesocordylus* and *Orthognathus*), and Rhynchophorinae (tribe Rhynchophorini, with genus *Rhynchophorus*; tribe Litosomini, with genera *Sitophilus*, *Cosmopolites*, and *Eucalandra*; tribe Polytini, with genus *Polytus*; and tribe Sphenophorini, with genera *Cactophagus*, *Metamasius*, *Rhodoabaenus*, *Scyphophorus*, and *Sphenophorus*). Comments on biology and economic importance of some dryophthorid species are provided.

INTRODUCCIÓN

La familia Dryophthoridae (Coleoptera: Curculionoidea) es un taxón constituido por cerca de 1200 especies; con 127 especies y 14 géneros distribuidos en México (Thompson, 1992; Kuschel, 1995; Alonso-Zarazaga & Lyal, 1999). Aunque tradicionalmente se la consideró como una subfamilia de Curculionidae (O'Brien & Wibmer, 1982; Wibmer & O'Brien, 1986; Kuschel, 1995), varios autores han considerado que este taxón constituye una familia independiente (Morimoto, 1962a, b; Thompson, 1992; Zimmerman, 1993; Morrone, 1998, 2000).

Las características principales de la familia Dryophthoridae son: antenas con la clava comprimida en el último artejo funicular, que es brillante y desnudo, distinto de los otros artejos de la clava; prementón no visible en vista ventral; uñas tar-

sales separadas ventral y dorsalmente por lóbulos dermales; edeago con línea o surco lateral; y apodemas edeagales en línea con el cuerpo edeagal en vista lateral (Morrone, 2000; Anderson, 2002).

BIOLOGÍA E IMPORTANCIA ECONÓMICA

Todas las especies de Dryophthoridae son fitófagas. Se encuentran en semillas, frutos, tallos y otras partes de la planta. Muchas especies atacan cultivos de importancia económica, como maíz, frijol, nopal, arroz, agave, plátano y caña de azúcar; otras especies atacan granos y otros productos almacenados (Cubillos, 1983; Gillott, 1995; Morrone, 2000).

Las larvas de algunos miembros de la familia se consumen en varias regiones de nuestro país, donde constituyen una fuente importante de proteínas. Principalmente se consumen *Rhynchophorus palmarum* en Tabasco, Guerrero y Veracruz; y *Cactophagus spinolae* y *Scyphophorus acupunctatus* en Hidalgo (Ramos-Elorduy & Pino, 1989).

Las especies de *Rhinostomus* pueden llegar a afectar palmas y yucas de importancia ornamental y alimenticia; las de *Mesocordylus* se han encontrado en palmas y troncos de leguminosas (Vaurie, 1970a). Las especies de *Cosmopolites* frecuentemente se asocian con plantas del género *Musa* (plátano), cuyas plantaciones pueden ser afectadas por poblaciones altas del gorgojo. Las especies de *Sitophilus* se encuentran asociadas con cereales y granos, tanto en campo como en almacenes, siendo una plaga importante que merece atención por su abundancia (Deloya & Valenzuela, 1999). Las especies de *Scyphophorus* se encuentran en especies de *Agave* (maguey pulquero y henequenero), *Lophophora* (peyote) y *Yucca* sp. Casi todas las especies de *Sphenophorus* se alimentan de pastos (Woodruff, 1966).

Una de las plagas más importantes que se presentan en las plantaciones de cocoteros es el picu-

¹ Museo de Zoología 'Alfonso L. Herrera', Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, Apdo. postal 70-399, 04510 México D.F., México. Correo electrónico: jjm@hp.fciencias.unam.mx

do o mayate prieto, *Rhynchophorus palmarum*. Éste ocasiona la muerte de las palmeras al barrenar los tejidos tiernos, pero el problema más importante que causa es la transmisión del nemátodo del 'anillo rojo' de la palma de coco, *Rhadinaphelenchus cocophilus*. Sus infestaciones obstruyen el sistema conductor y deficiencias en la nutrición de la planta, que dan como resultado la muerte paulatina del cocotero.

FAUNA MUNDIAL

La familia Dryophthoridae (Cuadro 33.1) comprende cinco subfamilias: Dryophthorinae Schoenherr, 1825; Orthognathinae Lacordaire, 1866; Rhynchophorinae Schoenherr, 1833; Cryptodermatinae Bouve, 1908; y Stromboscerinae Lacordaire, 1866 (Alonso-Zarazaga & Lyal, 1999). El total de especies asignadas a esta familia ascendería a 1148 (Kuschel, 1995).

FAUNA MEXICANA

En México la familia Dryophthoridae está representada por tres subfamilias, que contienen 14 géneros (Cuadro 33.2): Dryophthorinae con un género, Orthognathinae con dos tribus y tres géneros, y Rhynchophorinae con cuatro tribus y diez géneros (Alonso-Zarazaga & Lyal, 1999). Para una lista de las especies, ver Apéndice 33.1.

La subfamilia Dryophthorinae posee tres géneros a nivel mundial, de los cuales solo *Stenommatius* se encuentra en México. La especie *Stenommatius fryi* se reconoce por su tamaño pequeño y el funículo antenal de cuatro artejos (Anderson, 2002).

La subfamilia Orthognathinae se caracteriza por presentar las coxas frontales contiguas. Comprende cuatro géneros, los cuales se agrupan en dos tribus. La tribu Orthognathini posee tres géneros: *Mesocordylus*, *Orthognathus* y *Sipalinus*, este último es conocido de regiones tropicales del Viejo Mundo, y solo *Mesocordylus* y *Orthognathus* se encuentran en México. Los miembros de esta tribu se caracterizan por poseer lóbulos postoculares redondeados y antenas geniculadas (Anderson, 2002). En México existen tres o cuatro especies de *Mesocordylus* (Fig. 33.1) y una de *Orthognathus* (Fig.

Cuadro 33.1. Subfamilias y tribus de Dryophthoridae del mundo, según Alonso-Zarazaga & Lyal (1999).

Subfamilias	Tribus	# de géneros
Dryophthorinae		5
Cryptodermatinae		1
Orthognathinae	Orthognathini	3
	Rhinostomini	1
Rhynchophorinae	Rhynchophorini	13
	Diocalandrini	1
	Litosomini	30
	Ommatolampini	4
	Polytini	1
	Sphenophorini	76
Stromboscerinae		12

33.2). La tribu monotípica Rhinostomini incluye al género *Rhinostomus* (Fig. 33.3), donde Morrone y Cuevas (2002) recientemente consideraron a *Yuccaborus* como su sinónimo. Las especies de *Rhinostomus* (dos especies en México) son negras y alargadas; en la superficie superior del rostro los machos poseen un denso cepillo de sedas café amarillentas o rojizas (Champion, 1909-1910; Vaurie, 1970b; Morrone & Cuevas, 2002).

La subfamilia Rhynchophorinae es el grupo más diverso de la familia en el Nuevo Mundo, donde se encuentran representadas cuatro tribus (Rhynchophorini, Litosomini, Polytini y Sphenophorini) y nueve géneros (*Rhynchophorus*, *Sitophilus*, *Cosmopolites*, *Eucalandra*, *Polytus*, *Cactophagus*, *Metamasius*, *Rhodobaenus*, *Scyphophorus* y *Sphenophorus*). Los taxones incluidos en esta subfamilia se caracterizan por presentar las coxas frontales separadas (Anderson, 2002).

La tribu Rhynchophorini incluye a las Dryophthoridae de tamaño mayor en el Nuevo Mundo, con algunos individuos de más de 50 mm de largo. Se reconocen por la ausencia del segundo diente apical de la tibia y del esternito noveno en los machos. En México están representados por el género *Rhynchophorus* (Fig. 33.4), con dos especies (una introducida desde África).

La tribu Litosomini incluye tres géneros en México: *Sitophilus* (Fig. 33.5), *Cosmopolites* (Fig. 33.6) y *Eucalandra* (Fig. 33.7). Éstos se caracterizan por presentar una articulación normal entre el fémur y la tibia, y un escutelo romboidal, ensanchado en la

Cuadro 33.2. Géneros de Dryophthoridae de México. Según la clasificación de Alonso-Zarazaga & Lyal (1999).

Géneros	Distribución	Especies	Plantas huéspedes
Dryophthorinae			
<i>Stenommatius</i>	Australia, Nueva Guinea, Bolivia, Costa Rica, Panamá, México, India y Java	1	
Orthognathinae			
Orthognathini			
<i>Mesocordylus</i>	Neotropical	4	palmas
<i>Orthognathus</i>	América	1	palmas
Rhinostomini			
<i>Rhinostomus</i>	América	2	palmas y yucas
Rhynchophorinae			
Rhynchophorini			
<i>Rhynchophorus</i>	Neotropical	2	palmas, papaya, plátano y caña de azúcar
Litosomini			
<i>Sitophilus</i>	Cosmopolita	4	maíz, frijol y caña de azúcar
<i>Eucalandra</i>	Neotropical	1	plátano y caña de azúcar
<i>Cosmopolites</i>	Cosmopolita	1	plátano
Polytini			
<i>Polytus</i>	México y América Central, islas del Pacífico y sur de China	1	plátano
Sphenophorini			
<i>Cactophagus</i>	América	9	cactáceas y agaves
<i>Metamasius</i>	América, Liberia y Congo	17	plátano, caña, piña y maíz
<i>Sphenophorus</i>	Neotropical	29	pastos
<i>Rhodoaenus</i>	Neotropical	51	girasol y dalia
<i>Scyphophorus</i>	Neotropical	2	agaves

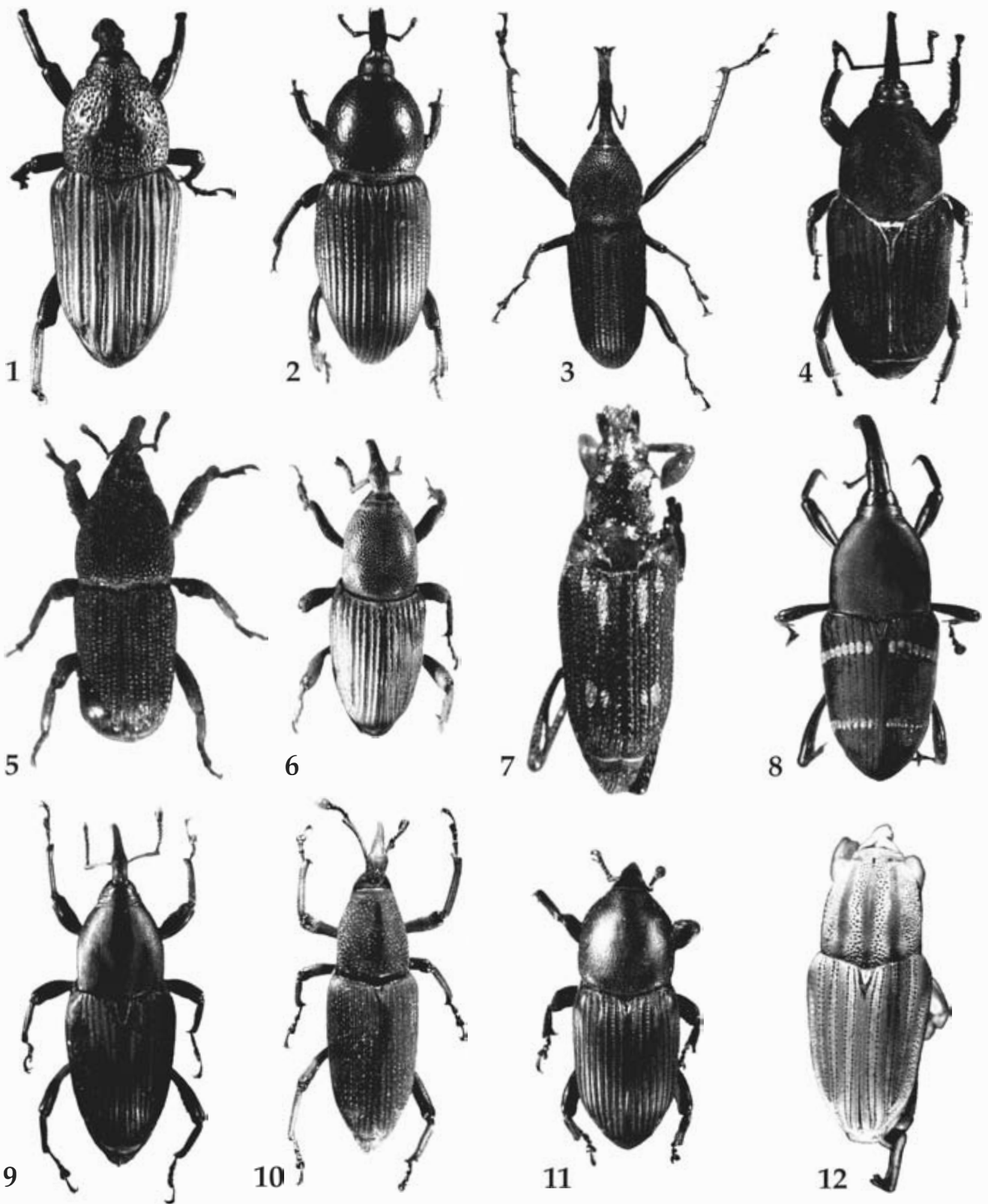
parte media (Anderson, 2002). En México se hallan cuatro especies de *Sitophilus* (tres de ellas cosmopolitas), una de *Cosmopolites* y una de *Eucalandra*.

La tribu Polytini incluye un género con una especie: *Polytus mellerborgii*. Ésta es una especie pequeña, muy similar a las especies de *Sitophilus*, que fue introducida en el Nuevo Mundo desde el sudeste asiático. Es de color negro y el cuerpo está fuertemente punteado. En América del Sur se lo conoce como el 'gorgojo pequeño de la banana' (Anderson, 2002).

La tribu Sphenophorini es la mejor representada en México, con cinco géneros (*Cactophagus*, *Metamasius*, *Rhodoaenus*, *Scyphophorus* y *Sphenopho-*

rus). Se caracteriza por la forma de la articulación entre el fémur y la tibia, que consiste en un conjunto de pestañas; carecen del segundo segmento apical del diente de la tibia; los machos presentan el estemito noveno, y el escutelo es de forma triangular ensanchado cerca de la base (Kuschel, 1995; Anderson, 2002). En México existen nueve especies de *Cactophagus* (Fig. 33.8), 17 de *Metamasius* (Fig. 33.9), 51 de *Rhodoaenus* (Fig. 33.10), dos de *Scyphophorus* (Fig. 33.11) y 29 de *Sphenophorus* (Fig. 33.12).

En una serie de contribuciones, P. Vaurie, del American Museum of Natural History, llevó a cabo la revisión de varios taxones de Dryophthoridae, a menudo con especies representadas en México:



Figs. 33-1.12. 1, *Mesocordylus bracteolatus*; 2, *Orthognathus subparallelus*; 3, *Rhinostomus barbirostris*; 4, *Rhynchophorus palmarum*; 5, *Sitophilus oryzae*; 6, *Cosmopolites sordidus*; 7, *Eucalandra setulosa*; 8, *Cactophagus spinolae*; 9, *Metamasius hemipterus*; 10, *Rhodobaenus lebasii*; 11, *Scyphophorus acupunctatus*; 12, *Sphenophorus callosa*.

Sphenophorus (Vaurie, 1951, 1978), *Cactophagus* (Vaurie, 1967a), *Rhodobaenus* (Vaurie, 1967b, 1980, 1981), *Metamasius* (Vaurie, 1966, 1967a), *Mesocordylus* y *Orthognathus* (Vaurie, 1970a), *Rhinostomus* (Vaurie, 1970b) y *Scyphophorus* (Vaurie, 1971). Wattanapongsiri (1966) llevó a cabo la revisión del género *Rhynchophorus*. Morrone & Cuevas (2002) propusieron una hipótesis filogenética para las especies de *Rhinostomus*.

CLAVE PARA LOS TAXONES SUPRAESPECÍFICOS DE MÉXICO

- 1. Pigidio expuesto por detrás de los élitros.....
.....*Rhynchophorinae*.....2
- 1'. Pigidio oculto debajo de los élitros o solo ápice levemente expuesto.....3

- 2. Clava antenal fuertemente transversal; cuerpo de 20 mm o más de longitud; escleritos metapleurales muy anchos.....*Rhynchophorus*
- 2'. Especies diferentes a la descripción anterior; cuerpo < 20 mm de longitud; escleritos metapleurales estrechos o de tamaño moderado...4

- 3. Funiculo antenal con seis artejos; escutelo bien expuesto; especies grandes (> 10 mm).....
.....*Orthognathinae*.....12
- 3'. Funiculo antenal con cuatro artejos; escutelo oculto; especies pequeñas (< 9 mm).....
.....*Dryophthorinae*.....*Stenommatius*

- 4. Cuerpo pequeño (< 5mm)..... 5
- 4'. Cuerpo mediano a grande (> 6mm).....6

- 5. Rostro recto en vista lateral, la base es continua con la cabeza; ojos visibles claramente en vista dorsal..... *Sitophilus*
- 5'. Rostro arqueado en vista lateral, separado de la cabeza por una constricción; ojos no visibles (o escasamente) en vista dorsal.....*Polytus*

- 6. Mesepímeron dos veces más ancho que largo...7
- 6'. Mesepímeron de forma diferente.....*Cosmopolites*

- 7. Tercer artejo tarsal no excavado8
- 7'. Tercer artejo tarsal usualmente excavado.....
.....*Rhodobaenus*

- 8. Pronoto subtriangular.....9
- 8'. Pronoto subrectangular..... 10

- 9. Cuerpo robusto; negro con franjas rojas en cada élitro; coxas anteriores poco separadas.....
.....*Cactophagus*
- 9'. Cuerpo delgado; con franjas, manchas, bandas o sin ellas; coxas anteriores ampliamente separadas.....*Metamasius*

- 10. Rostro corto y grueso.....*Eucalandra*
- 10'. Rostro delgado y largo.....11

- 11. Tercer artejo tarsal con pelos ventrales confinados al ángulo ántero-lateral o a los lados; porción apical sedosa de la clava antenal conspicua..... *Sphenophorus*
- 11'. Tercer artejo tarsal con pelos ventrales abundantes, constituyendo un círculo en la parte apical; porción apical sedosa de la clava antenal visible solo como una línea angosta.....*Scyphophorus*

- 12. Escapo antenal corto; mandíbulas subtriangulares, no curvadas hacia fuera, con o sin diente basal; pronoto con lóbulos postoculares; tibia no dentada; tercer artejo tarsal linear ancho*Orthognathini*..... 13
- 12'. Escapo antenal largo; mandíbulas trilobuladas, curvadas hacia fuera, sin diente basal; pronoto sin lóbulos postoculares; tibia dentada; tercer artejo tarsal bilobulado.....
.....*Rhinostomini*.....*Rhinostomus*

- 13. Mandíbula con dos dientes basales diminutos; patas anteriores y medias angostas.....
.....*Mesocordylus*
- 13'. Mandíbulas sin dientes; patas anteriores y medias robustas.....*Orthognathus*

REFERENCIAS

ALONSO-ZARAGA, M & C. LYAL. 1999. *A world catalogue of families and genera of Curculionoidea (Insecta: Coleoptera) (excepting Scolytidae and Platypodidae)*. Entomopraxis, Barcelona.

ANDERSON, R. 2002. The Dryophthoridae of Costa Rica and Panama: Checklist with keys, new synonymy and descriptions of new species of *Cactophagus*, *Mesocordylus*, *Metamasius*, and *Rhodobaenus* (Coleoptera: Curculionoidea). *Zootaxa*, 80: 1-94.

- CHAMPION, G. C. 1909-1910. *Biologia Centrali-Americana. Zoology. Insecta. Coleoptera. Vol. IV. Part 7. Rhynchophora, Curculionidae.*
- CUBILLOS, A. 1983. *Estudio de evaluación de pérdidas de granos básicos postcosecha.* Proyecto FAO sobre estudio de evaluación de pérdidas de granos básicos postcosecha. Documento de Campo 1, Publicación de la Estación Experimental La Platina.
- DELOYA, A. & J. VALENZUELA. 1999. *Catálogo de insectos y ácaros plaga de los cultivos agrícolas de México.* Sociedad Mexicana de Entomología A.C., Publicaciones especiales No. 7.
- GILLOTT, C. 1995. *Entomology.* Plenum Press, Nueva York.
- KUSCHEL, G. 1995. A phylogenetic classification of Curculionoidea to families and subfamilies. *Mem. Entomol. Soc. Washington*, 14: 5-33.
- MORIMOTO, K. 1962a. Comparative morphology, phylogeny and systematics of the superfamily Curculionoidea of Japan I. *J. Fac. Agric., Kyushu Univ.*, 11: 331-373.
- . 1962b. Key to families, subfamilies, tribes and genera of the superfamily Curculionoidea of Japan excluding Scolytidae, Platypodidae and Cossoninae. *Fac. Agric., Kyushu Univ.*, 12: 21-66.
- MORRONE, J. J. 1998. The impact of cladistics on weevil classification, with a new scheme of families and subfamilies (Coleoptera: Curculionoidea). *Trends Ent.*, 1: 129-136.
- . 2000. Mexican weevils (Coleoptera: Curculionoidea): A preliminary key of families and subfamilies. *Acta Zool. Mex.*, 80: 131-141.
- & P. I. CUEVAS. 2002. Cladistics of the pantropical genus *Rhinostomus* (Coleoptera: Curculionoidea: Dryophthoridae), with nomenclatural notes on the tribe Orthognathini. *J. New York Ent. Soc.*, 110: 376-388.
- O'BRIEN, C. W. & G. J. WIBMER. 1982. Annotated checklist of the weevils (Curculionidae *sensu lato*) of North America, Central America, and the West Indies (Coleoptera: Curculionoidea). *Mem. Amer. Ent. Inst.*, 34: 1-382.
- RAMOS-ELORDUY, J. & M. PINO. 1989. *Los insectos comestibles en el México antiguo.* A. G. T. Editor S.A., México, D.F.
- THOMPSON, R. T. 1992. Observations on the morphology and classification of weevils (Coleoptera, Curculionoidea) with a key to major groups. *J. Nat. Hist.*, 26: 835-891.
- VAURIE, P. 1951. Revision of the genus *Calendra* (formerly *Sphenophorus*) in the United States and Mexico (Coleoptera: Curculionidae). *Bull. Amer. Mus. Nat. Hist.*, 98: 33-186.
- . 1966. A revision of the Neotropical genus *Metamasius* (Coleoptera: Curculionidae, Rhynchophorinae) species groups I and II. *Bull. Am. Mus. Nat. Hist.*, 131: 211-337.
- . 1967a. A revision of the Neotropical genus *Metamasius* (Coleoptera, Curculionidae, Rhynchophorinae). Species group III. *Bull. Amer. Mus. Nat. Hist.*, 136: 177-268.
- . 1967b. The *nawradii* species group of *Rhodobaenus* (Coleoptera, Curculionidae, Rhynchophorinae). *Am. Mus. Novit.*, 2310: 1-36.
- . 1970a. Weevils of the tribe Sipalini (Coleoptera, Curculionidae, Rhynchophorinae) part 2. The genera *Mesocordylus* and *Orthognathus*. *Am. Mus. Novit.*, 2441: 1-78.
- . 1970b. Weevils of the tribe Sipalini (Coleoptera, Curculionidae, Rhynchophorinae) Part 1. The genera *Rhinostomus* and *Yuccaborus*. *Am. Mus. Novit.*, 2419: 1-57.
- . 1971. Review of *Scyphophorus* (Curculionidae: Rhynchophorinae). *Coleopts. Bull.*, 25(1): 1-8.
- . 1978. Revision of the genus *Sphenophorus* in South America (Coleoptera, Curculionidae, Rhynchophorinae). *Am. Mus. Novit.*, 2656: 1-30.
- . 1980. Revision of *Rhodobaenus*. Part 1. Species in South America (Coleoptera, Curculionidae, Rhynchophorinae). *Bull. Amer. Mus. Nat. Hist.*, 167(1): 1-44.
- . 1981. Revision of *Rhodobaenus*. Part 2. Species in North America (Canada to Panama) Coleoptera, Curculionidae, Rhynchophorinae). *Bull. Amer. Mus. Nat. Hist.*, 171(2): 117-198.
- WATTANAPONGSIRI, A. 1966. A revision of the genera *Rhynchophorus* and *Dynamis* (Coleoptera: Curculionidae). *Dep. Agric. Sci. Bull.*, Bangkok, 1(1): 1-328.
- WIBMER G. J. & C. W. O'BRIEN. 1986. Annotated checklist of the weevils (Curculionidae *sensu lato*) of South America (Coleoptera: Curculionoidea). *Mem. Amer. Ent. Inst.*, 39: 1-563.
- WOODRUFF, R. 1966. The hunting billbug, *Sphenophorus venatus vestitus* Chittenden, in Florida (Coleoptera: Curculionidae). Entomology Circular No. 45 Florida, Department of Agriculture Division of Plant Industry.
- ZIMMERMAN, E. C. 1993. *The Australian weevils. Volume III. Nanophytidae, Rhynchophoridae, Erihiniidae, Curculionidae: Amycterinae, literature consulted.* CSIRO, Melbourne.

APÉNDICE 33.1.

Lista de las especies mexicanas de Dryophthoridae (según O'Brien y Wibmer, 1982; Wibmer y O'Brien, 1986; Alonso-Zarazaga & Lyal, 1999). En el caso de las especies que no son endémicas, se indican los otros países donde éstas se distribuyen. C= cosmopolita; E= endémica; I= introducida; N= distribución neotropical amplia; ?= presencia dudosa en el país.

Dryophthorinae

Stenommatius fryi Wollaston. E.

Orthognathinae

Orthognathini

Mesocordylus bracteolatus (Boheman). Belice, Costa Rica, Guatemala y Panamá.

M. excisus Vaurie. E.

M. mexicanus Vaurie. E.

? *M. spumosos* Vaurie. Brasil y Panamá.

Orthognathus subparallelus (Chevrolat). Belice, Costa Rica, El Salvador, E.U.A., Guatemala, Nicaragua, Panamá y Venezuela.

Rhinostomini

Rhinostomus barbirostris (Fabricius). N.

R. frontalis (LeConte). E.U.A.

Rhynchophorinae

Rhynchophorini

Rhynchophorus palmarum (Linneo). N.
R. phoenicis (Fabricius). I. Brasil y África.

Litosomini

Cosmopolites sordidus (Germar). N.
Eucalandra setulosa Faust. Bolivia, Colombia, Costa Rica, Ecuador, Guatemala, Honduras, Panamá, Trinidad y Venezuela.
Sitophilus granarius (Linneo). C.
S. linearis (Herbst). Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, E.U.A., Guadeloupe, Jamaica, Puerto Rico, República Dominicana, St. Barthélemy y Viejo Mundo.
S. oryzae (Linneo). C.
S. zeamais Motschulsky. C.

Polytini

Polytus mellerborgii (Boheman). Costa Rica, Honduras y Panamá.

Sphenophorini

Cactophagus aurofasciatus (Breme). Colombia, Ecuador y Venezuela.
C. carinipyga (Champion). Costa Rica, Ecuador, Honduras, Nicaragua y Perú.
C. duplocinctus (Champion). Costa Rica, Ecuador, Guatemala, Nicaragua y Panamá.
C. graphipterus (Champion). Colombia, Costa Rica, E.U.A., Guatemala, Panamá y Venezuela.
C. mesomelas (Champion). Colombia, Costa Rica, Ecuador, Nicaragua y Panamá.
C. miniatopunctatus (Chevrolat). Belice, Costa Rica, Ecuador, Guatemala, Honduras y Nicaragua.
C. sanguinolentus (Olivier). Belice, Colombia, Costa Rica, Ecuador, Guatemala, Honduras, Nicaragua y Panamá.
C. spinolae (Gyllenhal). E.U.A.
C. validirostris (Gyllenhal). Colombia, Ecuador, Guatemala, Honduras y Panamá.
Metamasius aurocinctus (Champion). Costa Rica, Honduras, Nicaragua y Panamá.
M. biguttatus Champion. Guatemala.
M. callizona (Chevrolat). Guatemala y Panamá.
M. ciliatus (Champion). E.
 ? *M. dasyurus* Champion. Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Ecuador, Guyana Francesa, Honduras, Panamá y Venezuela.
M. dimidiatipennis (Jekel). Brasil, Colombia, Costa Rica, Ecuador, Ecuador, Guyana, Guyana Francesa, Guatemala, Nicaragua, Panamá, Perú, Trinidad y Java.
 ? *M. ensirostris* (Germar). Argentina, Brasil, Colombia, Paraguay y Venezuela.
M. fahraei (Gyllenhal). E.
M. flavopictus (Champion). E.
M. hemipterus (Linneo). N.
M. inaequalis (Gyllenhal). Costa Rica, Guatemala, Nicaragua y Panamá.
M. nudiventris Champion. Costa Rica, Nicaragua y Panamá.
M. orizabaensis (Chevrolat). Guatemala.
M. pulcherrimus (Chevrolat). Costa Rica y Panamá.
M. quadrilineatus Champion. El Salvador, Guatemala y Honduras.
M. rugipectus (Champion). Costa Rica y Panamá.
M. sellatus Champion. Belice, Costa Rica, Guatemala, Honduras, Nicaragua y Panamá.
Rhodobaenus adpersus (Gyllenhal). Guatemala, Honduras, Nicaragua y Panamá.

R. albopunctatus Champion. E.
R. andreae Chevrolat. E.
R. arcuatus Champion. Nicaragua.
R. aterrimus (Champion). E.
R. auctus Chevrolat. Belice, Colombia, Costa Rica, El Salvador, Guatemala, Honduras, Nicaragua y Panamá.
R. auriculatus (Chevrolat). Costa Rica, Guatemala y Nicaragua.
R. bisignatus Champion. Costa Rica y Guatemala.
R. biundulatus Champion. E.
R. brevirostris Champion. Guatemala, Honduras y Nicaragua.
R. buchani Vaurie. E.
R. cariniventris Champion. Guatemala.
R. cinctus (Gyllenhal). Costa Rica, El Salvador, Guatemala, Honduras y Nicaragua.
R. cinereiventris Champion. El Salvador y Guatemala.
R. confusus Chevrolat. E.
R. cylindricollis Champion. E.
R. deltoides Chevrolat. Belice, Costa Rica, El Salvador, Guatemala, Honduras y Nicaragua.
R. dentirostris (Champion). Costa Rica, Ecuador y Panamá.
R. fortirostris Champion. Guatemala y Panamá.
R. guttatus (Fahraeus). E.
R. incertus (Champion). Costa Rica y Guatemala.
R. inopinatus Vaurie. E.
R. interruptus Champion. Costa Rica, Guatemala y Panamá.
R. latens Vaurie. Guatemala.
R. lebasii (Gyllenhal). Belice, Brasil, Colombia, Costa Rica, El Salvador, Guatemala, Honduras, Nicaragua, Panamá, Trinidad y Venezuela.
R. leucographus Chevrolat. E.
R. maculifer (Fahraeus). Belice, Guatemala y Honduras.
R. mas Vaurie. E.
R. melas Vaurie. Costa Rica.
R. mundus (Champion). E.
R. nebulosus Champion. Costa Rica y Panamá.
R. nigripennis Champion. Guatemala.
R. nigrolineatus Chevrolat. El Salvador y Guatemala.
R. octocostatus (Champion). E.
R. pantherinus Champion. Costa Rica, Guatemala, Honduras, Nicaragua y Panamá.
R. pinguis Chevrolat. E.
R. pulchellus (Gyllenhal). Costa Rica, Guatemala y Panamá.
R. pustulosus (Gyllenhal). Costa Rica, E.U.A., Guatemala y Nicaragua.
R. quinquepunctatus (Say). E.U.A.
R. quintus Vaurie. E.
R. rubrovittatus Champion. Guatemala.
R. saginatus Champion. Belice, Costa Rica, El Salvador, Guatemala y Honduras.
R. sanguineus (Gyllenhal). Costa Rica, El Salvador, Guatemala y Honduras.
R. sexguttatus Champion. E.
R. stigmaticus (Fahraeus). Belice, Costa Rica, Guatemala y Nicaragua.
R. suturalis (Gyllenhal). Argentina, Brasil, Costa Rica, Guatemala, Paraguay y Venezuela.
R. thoracicus (Gyllenhal). Costa Rica, El Salvador, Guatemala, Honduras, Nicaragua y Panamá.
R. tredecipunctatus (Illiger). E.U.A.

- R. valens* Champion. E.
R. varieguttatus Chevrolat. Costa Rica y Guatemala.
R. ypsilon Chevrolat. Costa Rica, El Salvador, Guatemala, Honduras, Nicaragua y Panamá.
Scyphophorus acupunctatus Gyllenhal. N.
S. yuccae Horn. E.U.A.
Sphenophorus aequalis Gyllenhal. Canadá y E.U.A.
S. angustus Boheman. E.
S. arizonensis Horn. E.U.A.
S. australis Chittenden. Cuba, E.U.A. y Puerto Rico.
S. callosus (Olivier). E.U.A.
S. cariosus (Olivier). E.U.A. y Guatemala.
S. caroli Vaurie. E.U.A.
S. cazieri (Vaurie). E.U.A.
S. championi (Vaurie). E.
S. charlesi (Vaurie). E.
S. cicatristriatus Fahraeus. Canadá y E.U.A.
S. coesifrons Gyllenhal. E.U.A.
S. corona (Vaurie). E.
S. hoegbergii Boheman. E.U.A.
S. imus Gyllenhal. E.U.A.
S. incurrens Gyllenhal. Costa Rica, Guatemala, Honduras, Nicaragua y Panamá.
S. lineatus Champion. E.
S. memnonius Gyllenhal. E.U.A.
S. multipunctatus Champion. E.
S. neomexicanus Chittenden. E.U.A.
S. phoeniciensis Chittenden. E.U.A.
S. quadrivittatus Gyllenhal. E.
S. rectus (Say). E.U.A.
S. sayi Gyllenhal. Canadá y E.U.A.
S. simplex LeConte. E.U.A.
S. subulatus Gyllenhal. E.U.A.
S. sulcifrons Chevrolat. El Salvador y Honduras.
S. terricola Champion. E.U.A.
S. vomerinus LeConte. Canadá y E.U.A.

ADENDA A BRACONIDAE (HYMENOPTERA)

Juana María Coronado Blanco¹, Enrique Ruíz Cancino¹
& Sóstenes Edmundo Varela Fuentes¹

ABSTRACT. Braconidae are one of the families of Hymenoptera with more species. Many braconids have been successful in biocontrol programs of some pests from the orders Homoptera, Diptera and Lepidoptera. In Mexico, 26 subfamilies, 261 genera, and 355 species have been recorded; many others remain to be determined or described. This chapter includes 31 genera not recorded for the country by Wharton & Mercado (2000) and all the species.

INTRODUCCIÓN

Los braconidos constituyen una familia de avispas parasíticas de insectos hemimetábolos y holometábolos, atacando desde huevecillos hasta adultos. Sus huéspedes son especies de Homoptera, Hemiptera, Lepidoptera, Coleoptera, Diptera y otros órdenes, regulando sus poblaciones en ecosistemas naturales. Se han utilizado con gran éxito en el control biológico de plagas en bosques, frutales, hortalizas y cultivos básicos.

Wharton *et al.* (1997) citan datos no publicados de Marsh, quien indica la existencia de 14 890 especies a nivel mundial y señalan la presencia de 404 géneros en América. Masner (1990) indicó que Marsh, Mason y Sharkey estimaron 8700 especies para América del Norte y registraron 2059 especies y 181 géneros de Braconidae para dicha región. Además, señaló que para ese año existían 35 especialistas en el mundo y seis en América del Norte.

Wharton & Mercado (2000) publicaron un capítulo sobre los braconidos de México en el volumen II de esta Serie, incluyendo la historia taxonómica de la familia, datos sobre diversidad y endemismo, patrones de distribución y la lista de 229 géneros. Como indicaron dichos autores, ese número de géneros corresponde solamente a cinco colecciones revisadas, una de Canadá (CNCI), dos de los Estados Unidos (TAMU y AEIC) y dos de México (EBCC y UADY), por lo que esta cantidad se ha ido incrementando al aumentar el estudio de otras colecciones y de lo obtenido en otras regiones del país. El presente trabajo refleja el incremento de dichos estudios, incluyendo la lista de especies reportadas para México.

ESTUDIOS EN MÉXICO

Para el noreste de México, Ruíz *et al.* (1990) registraron 15 especies identificadas y 67 géneros de 17 subfamilias de Braconidae para los estados de Tamaulipas y Nuevo León. Flores & Aguirre (1989) registraron 54 géneros y 14 subfamilias para el sureste de Coahuila. Reyes (1997) listó 70 géneros de 21 subfamilias de Tamaulipas, Nuevo León y Coahuila; mientras que Reyes *et al.* (1998) citaron 83 géneros (Tamaulipas 72, Nuevo León 48 y Coahuila 46) y 21 subfamilias para estos estados. Ruíz & Coronado (2002) incluyeron 31 especies identificadas, 205 morfoespecies y 125 géneros para Tamaulipas y Nuevo León en su lista de artrópodos terrestres de estos estados.

La información respecto a la taxonomía y distribución de los géneros de Braconidae de Tamaulipas se encuentra en varias publicaciones (Labougle, 1980; Serna, 1985; Pérez, 1986; Hernández *et*

¹ División de Estudios de Postgrado e Investigación, UAM Agronomía y Ciencias, Universidad Autónoma de Tamaulipas, Ciudad Victoria, 87149 Tamaulipas, México.

al., 1987; De León, 1988; Thompson, 1989; Thompson & Ruíz, 1990; Martínez, 1990; Calderón, 1990; Calderón & Ruíz, 1990; Ruíz *et al.*, 1990; Coronado & Ruíz, 1991; Briseño, 1991; Briseño & Ruíz, 1992; Martínez, 1991; Varela *et al.*, 1992; Wharton, 1993; Ruíz *et al.*, 1993; Hernández, 1996; Ruíz *et al.*, 1997; Reyes, 1997; Reyes *et al.*, 1998; Sánchez *et al.*, 1998; Coronado *et al.*, 2001; Ruíz & Coronado, 2002; y Coronado & Ruíz, en prensa). Para Zacatecas, De los Santos (1997) registró 35 géneros y 14 subfamilias en el Cañón de Juchipila.

Para el centro del país, Sánchez *et al.* (1998) registraron 59 géneros, 30 tribus y 19 subfamilias para Guanajuato. Dichos autores además revisaron las colecciones del CEBAJ, CEIFIT, INIFAP y LTC, citando la presencia de estos géneros en otros estados y elaborando la clave de subfamilias y géneros presentes en el estado de Guanajuato. Por otra parte, Figueroa *et al.* (2002) realizaron un estudio en la Reserva de la Biosfera Sierra de Huautla, Morelos, registrando 282 morfoespecies, 70 géneros y 22 subfamilias.

En el sureste de la República Mexicana, Martínez (1999) registró 27 géneros y 12 subfamilias para Campeche, Chiapas, Oaxaca, Quintana Roo, Tabasco y Yucatán. Delfín & León (1997) citaron la presencia de 239 morfoespecies, 76 géneros y 21 subfamilias para el estado de Yucatán. López *et al.* (1999) citaron la presencia de 39 géneros, 22 tribus y 14 subfamilias para Balún Canal, Chiapas. Dávila & González (2001) registraron 50 géneros y 19 subfamilias para la Reserva Ecológica El Edén, Quintana Roo. Sánchez *et al.* (2003) mencionaron 26 especies, 74 géneros y 21 subfamilias para Oaxaca.

En cuanto a la República Mexicana, González (s/a) preparó el "Catálogo ilustrado de Hymenoptera Parasítica de México", donde anexó figuras de 15 géneros, citando la presencia de 37 especies de Braconidae. Labougle (1980) registró la presencia de 82 géneros y 267 especies, mientras que Wharton & Mercado (2000) citó la presencia de 229 géneros de 26 subfamilias.

En el Apéndice 34.1 se presenta una adenda de géneros de Braconidae registrados para el país y su distribución en el Nuevo Mundo (según Wharton *et al.*, 1997), anexando 32 géneros. En el Nuevo Mundo, las Braconidae cuentan con 404 géneros y 34 subfamilias, por lo que el 65% de los

géneros (261) y 76% de las subfamilias (26), respectivamente, están representados en nuestro país.

En el Apéndice 34.2 se presenta una lista preliminar de 355 especies de 80 géneros y 20 subfamilias, incluyendo las registradas para México por varios autores y las presentes en la colección del Museo de Insectos de la UAM, Agronomía y Ciencias (MIFA) de la Universidad Autónoma de Tamaulipas. Esto indica que el número de especies de Braconidae que se encuentran en México es mucho mayor, ya que existen otros 184 géneros cuyas especies no han sido determinadas, además de otras de los géneros con especies identificadas.

A nivel de especie, V. López M. (Universidad Autónoma de Morelos) ha trabajado con *Triaspis* y J.A. Sánchez G. (CIIDIR-IPN) con *Blacus*. Sánchez *et al.* (2002) elaboraron la clave de 28 especies de *Blacus* presentes en México: 11 ya registradas, tres nuevos registros y 14 nuevas especies. Sánchez & López (1999) elaboraron el catálogo de Braconidae de la Colección Entomológica del Instituto de Fitosanidad del Colegio de Postgraduados, el cual contiene información de 2582 ejemplares, con una cifra estimada de 301 especies no identificadas de 92 géneros, 40 tribus y 20 subfamilias, el material es de cinco países, incluyendo 21 estados mexicanos. La Colección de Braconidae del MIFA- UAT se ha incrementado en la última década, ya que Ruíz (1991) citaba en la Colección de Hymenoptera 678 especímenes y 39 géneros determinados de dicha familia. En la actualidad, el MIFA cuenta con una colección representativa de Braconidae de México de 16 estados, principalmente de Tamaulipas, incluyendo material de 2048 especímenes, 22 especies identificadas, 105 géneros y 20 subfamilias, determinados por los doctores Robert A. Wharton, Donald Quicke, Michael Sharkey, James Whitfield, Sonia G. Hernández Aguilar y los autores de este trabajo. Además, el MIFA contiene material montado sin identificar (aprox. 2500 especímenes), incluyendo especies nuevas.

IMPORTANCIA EN MÉXICO

Gauld & Bolton (1988) señalaron que las Braconidae están incluidas dentro de la superfamilia Ichneumonoidea y son consideradas como una de las familias mayores del orden Hymenoptera, con-

tando con aproximadamente 40 000 especies en el mundo. Hasta 1999 existían en México más de 60 organizaciones y empresas privadas que comercializaban agentes de control biológico, lo que demuestra el gran interés que existe en los agricultores por utilizar este tipo de organismos (Rodríguez & Arredondo, 1999). Sin embargo, ninguna especie de Braconidae se estaba criando comercialmente, excepto *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) como parte de la campaña nacional para el combate de las moscas de la fruta, lo cual indica una buena oportunidad de reproducir algunas especies prometedoras. *D. longicaudata* y otras especies (*D. tryoni* (Cameron), *Opius oophilus* Fullaway, *O. formosanus* Fullaway, *O. insici* Silvestri y *O. vandenboschi* Fullaway) fueron introducidas en México hace medio siglo, contribuyendo algunas de ellas a disminuir las poblaciones de tefrítidos plaga en varios frutales (Badii *et al.*, 2000). En el caso de *A. ludens* en el noreste de México, aunque *Doryctobracon crawfordii* (Viereck) es la especie dominante en el huésped silvestre *Sargentia gregii* Watts, el principal factor de mortalidad en el verano es la deshidratación (González & Tejada, 1980). Para 1959, el pulgón manchado de la alfalfa *Therioaphis trifolii* (Homoptera: Aphididae) ya se había distribuido en muchos campos de alfalfa, en 1957-1958 se liberaron los braconidos *Praon exolentum* Ness y *Trioxys* sp. procedentes de California y desde entonces dicho pulgón está bajo control.

Los braconidos introducidos desde México a otros países que se establecieron o que lograron un control substancial sobre las plagas, son los siguientes según Vaughan (1992): en 1958 se envió *D. longicaudata* a Nicaragua contra la mosca del Mediterráneo *Ceratitis capitata*, estableciéndose; en 1961 se envió la misma especie hacia Argentina para el control de la mosca del Mediterráneo y de la mosca sudamericana de la fruta *Anastrepha fraterculus*, lográndose también su establecimiento.

REFERENCIAS

- BADII, M.H., L.O. TEJADA, A.E. FLORES, E. LÓPEZ, C.E. RUÍZ & H. QUIROZ. 2000. Historia, fundamentos e importancia. En: Fundamentos y Perspectivas de Control Biológico. UANL. Monterrey, N.L. México. 462 p.
- RISEÑO, C. J. 1991. Géneros de Braconidae (Hymenoptera) de algunas localidades de la reserva "El Cielo" de Tamaulipas. Tesis Licenciatura. Facultad de Agronomía, Universidad Autónoma de Tamaulipas. México.
- & C. E. RUÍZ. 1992. Géneros de Braconidae (Hymenoptera) en la Reserva de la Biosfera "El Cielo", Tamaulipas, México. *Biotam*, 4(1): 1-13.
- CALDERÓN, M. S. 1990. Géneros de Ichneumonidae, Braconidae y Chalcididae (Hymenoptera) de algunas localidades en quince municipios del sur de Tamaulipas. Tesis Licenciatura. Facultad de Agronomía. Universidad Autónoma de Tamaulipas. México.
- & E. RUÍZ C. 1990. Géneros de Ichneumonidae y Braconidae (Hymenoptera) en localidades del sur de Tamaulipas. *Biotam*, 2(2): 38-42.
- CORONADO, B.J.M. & C.E. RUÍZ 1991. Braconidos (Hymenoptera) de la Reserva "El Cielo" de Tamaulipas, pp. 72-76. En: Mem. XIV Congr. Nac. Control Biol. México.
- & —————. Braconidae (Hymenoptera). En: Sánchez Ramos, G., P. Reyes-Castillo y R. Dirzo (eds.). *Historia Natural de la Reserva de la Biosfera El Cielo*. Aceptado.
- & M.J. SHARKEY. 2001. Agathidinae (Hymenoptera: Braconidae) del Museo de Insectos de la UAM Agronomía y Ciencias-UAT, pp. 37-39. En: Mem. XXIV Congr. Nac. Control Biol. México.
- DÁVILA, L.A. & A. GONZÁLEZ H. 2001. Determinación de géneros de la familia Braconidae (Hymenoptera-Insecta) de la Reserva Ecológica El Edén, Quintana Roo, México, pp. 41-44. En: Mem. XXIV Congr. Nac. Control Biol. México.
- DE LEÓN, S.S.J. 1988. Géneros de Braconidae (Hymenoptera) de dos localidades de la Sierra Madre Oriental, en Victoria, Tamaulipas. Tesis Licenciatura. Facultad de Agronomía. Universidad Autónoma de Tamaulipas. México.
- DE LOS SANTOS, G.E. 1997. Subfamilias y géneros de Braconidae asociados al cultivo de la guayaba (*Psidium guajava* L.) en el Cañón de Juchipila, Zacatecas. Tesis de licenciatura. UAAAN. 57 p.
- DELFIN, G.A. & F. A. LEÓN. 1997. Géneros de Braconidae (Hymenoptera) en Yucatán. Algunos elementos para el planteamiento de patrones de riqueza. *Acta Zool. Mex. (n. s.)*, 70: 65-77.
- FIGUEROA DE LA ROSA, J.I., S.R. ANAYA, A.H. GONZÁLEZ & V. M. LÓPEZ. 2002. Estudio genérico de Braconidae (Insecta: Hymenoptera) en la Reserva de la Biosfera Sierra de Huautla, Morelos, México. *Ent. Mex.*, 1: 532-536.
- FLORES, D. M. & L.A.U. AGUIRRE. 1989. Géneros de Braconidae (Hymenoptera. Ichneumonoidea) del sureste de Coahuila. *Cuad. Invest.*, 14: 17-21.
- GAULD, I. & B. BOLTON (eds.) 1988. *The Hymenoptera*. Oxford University Press, Oxford.
- GONZÁLEZ H., A. s/a. *Catálogo ilustrado de Hymenoptera: Parasítica de México*. CONABIO- UANL.
- & L.O. TEJADA. 1980. Especies de *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae) en el Estado de Nuevo León. *Folia Ent. Mex.*, 44: 121-128.
- HERNÁNDEZ, A.S.G. 1996. Ichneumonoidea (Hymenoptera) del centro y sur de Tamaulipas en trampas de agua y trampas de luz. Tesis de Maestría en Ciencias. Universidad Autónoma de Tamaulipas. México.
- HERNÁNDEZ, R. J., C.E. RUÍZ & S.E.F. VARELA 1989. Géneros de Ichneumonidae, Braconidae y Vespidae (Hymenop-

- tera) del Cañón de la Libertad, Victoria, Tam. *Cuad. Inv.* 14: 194-195.
- LABOUGLE, R.J.M. 1980. Análisis sobre la sistemática de la Familia Braconidae (Ins. Hym.) y su situación actual en México. Tesis. Facultad de Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F.
- LÓPEZ, M.V.A., J.N. ROMERO, A.M. EQUIHUA, J.C. VALDÉZ, J.A. G. SÁNCHEZ, S.R. ANAYA & L.M. RUIZ. 1999. Listado genérico de "braconidos" (Hymenoptera: Braconidae) colectados en Balún Canal, Chiapas, México, pp. 100-104. En: Mem. XXXIV Congr. Nac. Ent.
- MARTÍNEZ, P.L. 1990. Géneros de once familias de Hymenoptera de algunas localidades de la Reserva El Cielo en Gómez Farías y Ocampo, Tamaulipas. Tesis Licenciatura. Facultad de Agronomía. Universidad Autónoma de Tamaulipas. México.
- MARTÍNEZ, R.J.A. 1991. Himenópteros asociados a cítricos del centro de Tamaulipas. Tesis Licenciatura. Facultad de Agronomía. Universidad Autónoma de Tamaulipas. México.
- . 1999. Ichneumonoidea (Hymenoptera) de algunas localidades del sureste de México. Tesis de Maestría en Ciencias. UAT.
- MASNER, L. 1990. Status report on taxonomy of Hymenoptera in North America, pp. 231-240. En: M. Kosztarab & C.W. Schaefer (eds.). Systematics of the North American insects and arachnids: status and needs. Virginia Agric. Exp. Sta. Info. Series 90-1. Blacksburg.
- PÉREZ, R.M. 1986. Géneros de Braconidae (Hymenoptera) de diversas localidades de Tamaulipas. Tesis Universidad Autónoma de Tamaulipas. Facultad de Agronomía. Cd. Victoria, Tam, México.
- REYES, R.M.A. 1997. Claves para subfamilias y géneros de la familia Braconidae (Hymenoptera: Ichneumonoidea) en el Noreste de México. Tesis. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coah. México.
- , O. GARCÍA M., M. FLORES D. & F. CABEZAS M. 1998. Géneros de Braconidae (Hym: Ichneumonoidea) de algunas localidades del Noreste de México, pp. 237-240. En: XXI Congr. Nac. Control Biol. México. Río Bravo, Tamaulipas, México.
- RODRÍGUEZ DEL BOSQUE, L.A. & H.C.B. ARREDONDO. 1999. Quien es Quien en Control Biológico en México. INIFAP-CIRNE. Campo Experimental Río Bravo Folleto Técnico Núm. 23. Tamaulipas, México.
- RUIZ, C.E. 1991. Colección de Hymenoptera de la Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Tamaulipas, pp. 347-358. En: Anaya R., S. F. Cervantes M., R. Peña M., N. Bautista M. y R. Campos B. (eds.). Colecciones entomológicas de México: Objetivos y estado Actual. Veracruz, Veracruz, México.
- & J.M.B. CORONADO. 2002. Artrópodos terrestres de los estados de Tamaulipas y Nuevo León, México. Serie Publicaciones Científicas CIDAFF-UAT No. 4. México.
- & A.L. GUZMÁN. 1993. Géneros de Ichneumonoidea (Hymenoptera) obtenidos con redes de golpeo en la Reserva de la biosfera "El Cielo" de Tamaulipas, pp. 51-52. En: Mem. XVI Congr. Nac. Control Biol. México.
- , L.O.M. TEJADA & M.R. CANTÚ. 1990. Contribución al conocimiento de los braconidos (Hymenoptera) de Tamaulipas y Nuevo León, México. *Folia Ent. Mex.*, 78: 199-208.
- , J. M. B. CORONADO, O. S. G. ESCAMILLA, S. G. A. HERNÁNDEZ & C. A. D. COVARRUBIAS. 1997. Himenópteros colectados en follaje de *Pinus cembroides* Zucc. y *P. nelsoni* Shaw en Tamaulipas, México. *Biotam*, 8(2-3): 33-40.
- SÁNCHEZ, G.J.A. & V.M. LÓPEZ. 1999. Catálogo de Braconidae (Insecta: Hymenoptera) de la Colección Entomológica del Instituto de Fitosanidad del Colegio de Postgraduados, pp. 83-88. En: Mem. XXXIV Congr. Nac. Control Biol. México.
- , R.A. WHARTON, J.N. ROMERO & A.H. GONZÁLEZ. 2002. Revisión del género *Blacus* Nees para México (Hymenoptera: Braconidae). *Ent. Mex.*, 1: 511-519.
- , J.N. ROMERO, S.A. RAMÍREZ, S.R. ANAYA & J.L.S. CARRILLO. 1998. Géneros de Braconidae del estado de Guanajuato (Insecta: Hymenoptera). *Acta Zool. Mex. (n. s.)*, 74: 59-137 (1998).
- , V. M. LÓPEZ, J. I. FIGUEROA DE LA ROSA, A. H. GONZÁLEZ & R. P. PÉREZ. 2003. Revisión de Braconidae (Hymenoptera) del Estado de Oaxaca, México. *Ent. Mex.*, 2: 789-792.
- SERNA, T.H.A. 1985. Géneros de avispas de tres familias de Hymenoptera del Cañón del Novillo, Victoria, Tam. Seminario de Investigación II. Fac. de Agronomía. UAT. México.
- THOMPSON, F. R. M. 1989. Ichneumonoidea y Vespoidea (Hymenoptera) de la zona centro de Tamaulipas, México. Tesis de Maestría en Ciencias. ITESM. 63 p.
- & E. C. RUIZ. 1990. Ichneumonoidea y Vespoidea (Hymenoptera) de la zona centro de Tamaulipas, México. *Acta Cient. Potos.*, 12(1): 25-39.
- VARELA, F. S. E., E.C. RUIZ & L. P. MARTÍNEZ. 1992. Himenópteros en localidades de Gómez Farías y Ocampo, Tamaulipas, México. *Biotam*, 4(2): 1-2.
- VAUGHAN, M. 1992. International Biocontrol Cooperation within Latin America, pp. 7-38. En: Proceeding of the International Organization for Biological Control (IOBC) Workshop on Opportunities for Implementation of Biocontrol in Latin America. Coulson, J. R. & M.C. Zapater (eds.).
- WHARTON, R. A. 1993. A review of the Hormiinae (Hymenoptera: Braconidae) with a description of new taxa. *J. Nat. Hist.*, 27: 107-171.
- & I. MERCADO. 2000. Braconidae (Hymenoptera) pp. 635-647. En: J.E. Llorente B., E. González & N. Papaverro (eds.). *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México. Vol. II. UNAM-CONABIO-BAYER*. México.
- , P.M. MARSH & M.J. SHARKEY (eds.). 1997. Manual of the New World genera of the family Braconidae (Hymenoptera). Special Pub. International Soc. Hymenopterists No. 1. Washington.

APÉNDICE 34.1.

Adenda de géneros de Braconidae de México.

Agathidinae

Agathis. MEX (DGO, MEX, HGO, NL, SON, TAMPS, VER y

YUC). Ampliamente distribuido en regiones templadas del mundo, la mayoría de las especies neárticas.

Alyssinae

Aspilota. MEX (CHIS, COAH, GTO, NL, TAMPS y ZAC). Cosmopolita.

Dinostigma. MEX (YUC), noreste de EUA.

Mesocrina. MEX (CHIS), Canadá.

Microcrasis. MEX (CHIS, MOR y QROO), EUA a Brasil, Costa Rica y Perú.

Oenonogastra. MEX (CHIS, GTO, MOR, TAMPS y VER). EUA a Brasil, Caribe.

Aphidiinae

Acanthocaudus. MEX (COAH). Sur de Canadá a Texas y Florida.

Euaphidius. MEX (CHIS y TAMPS). EUA y Canadá.

Braconinae

Coeloides. MEX (OAX y TAMPS), EUA, Canadá. Paleártica.

Vipiomorpha. MEX (QROO). Principalmente paleártico y afrotropical, pero también se encuentra en Australia y América del Sur, aunque muy raramente recolectado ahí.

Cardiochilinae

Leptocardiochiles. MEX (YUC).

Polycardiochiles. MEX (YUC).

Retusigaster. MEX (YUC).

Doryctinae

Coiba. MEX (MOR), América Central, Caribe.

Guaygata. MEX (QROO), el Caribe.

Johnsonius. MEX (CHIS), América Central y norte de América del Sur, Neotropical.

Labania. MEX (QROO), Honduras, Costa Rica, Cuba.

Pioscelus. MEX (COAH, TAMPS y ZAC), EUA y Canadá.

Euphorinae

Euphoriella. MEX (CHIS, GTO y ZAC), distribuida ampliamente, neártica, neotropical.

Microctonus. MEX (CHIS, COAH, MEX, GRO, MOR, NL, OAX, QROO, TAMPS y ZAC). Cosmopolita.

Orionis. MEX (CHIS y OAX), América Central.

Spathicopis. MEX (COAH), EUA y Canadá.

Helconinae

Aliolus. MEX (CHIS, COAH, DGO, MEX, MICH, OAX, TAMPS y VER), común en América al norte de México, aparentemente restringida a regiones templadas, de distribución holártica.

Taphaeus. MEX (QROO). Holártica.

Wroughtonia. México, de distribución holártica.

Hormiinae

Lysitermoides. MEX (MOR), este de América del Norte, sur de Ontario, Canadá a Florida y EUA

Microgastrinae

Clarkinella. MEX (YUC), neotropical.

Protapanteles. MEX (MOR, QROO y TAMPS), holártica, raro, excepto en altas elevaciones.

Opiinae

Diachasma. MEX (TAMPS), EUA y Canadá.

Fopius. MEX (CHIS). Introducido. Endémico de la región Afrotropical e Indo-Pacífica; introducido y establecido al menos en Costa Rica.

Rogadinae

Tetrasphaeropyx. MEX (TAMPS), oeste de EUA.

APÉNDICE 34.2.

Listado preliminar de las especies de Braconidae de México.

Agathidinae

Agathirsia fulvescens (Cresson).

A. fulvocastanea Westwood.

A. nigrithorax (Cresson).

A. proxima Westwood.

A. rufiventris Westwood.

A. rufula Westwood. D.F.

A. sericans Westwood. D.F.

A. testacea Muesebeck.

A. thoracica (Cresson). NL y TAMPS.

Agathis albispina Cameron. YUC.

A. atripes Cresson. MEX.

A. basimaculata (Cameron).

A. cameronii Dalla Torre. VER.

A. duplaalbitarsis Cameron.

A. erythrogastra Cameron.

A. femorata (Cameron). SON.

A. ferruginea Cameron. VER.

A. melanocephala Cameron. VER.

A. montivago (Cameron). DGO.

Agathis ca. *rufofemoratus* Muesebeck. TAMPS.

A. trichiosoma (Cameron).

Alabagrus albispina (Cameron). TAMPS y YUC.

A. alixa Sharkey. VER.

A. arawak Sharkey. CHIS, OAX, TAB y VER.

A. coatlicue Sharkey. TAB.

A. cora Sharkey. JAL, MOR.

A. ekchuah Sharkey. NAY.

A. ixtilton Sharkey. CHIS, COL, GRO, JAL, MOR, NAY, OAX, PUE y SIN.

A. kagaba Sharkey. VER.

A. maculipes Cameron. MOR y TAMPS.

A. marginatifrons (Muesebeck). PUE.

A. masoni Sharkey. SIN.

A. maya Sharkey. VER.

A. miqa Sharkey. TAB y VER.

A. mixcoatl Sharkey. JAL y SIN.

A. nahuatl Sharkey. JAL, MOR y VER.

A. nicoya Sharkey. TAMPS.

A. nigrilitus (Szépligeti). NL, PUE y TAMPS.

A. nio Sharkey. CHIS, NAY, SIN, TAB y VER.

A. olmec Sharkey. OAX.

A. pecki Sharkey. CHIS.

A. roibasi Sharkey. CHIS, COAH, GRO, JAL, MOR, OAX, SLP, TAMPS, VER y YUC.

A. texanus (Cresson). NL y TAMPS.

A. varius (Enderlein). CHIS.

A. warrau Sharkey. SLP.

A. xipe Sharkey. MOR.

A. xolotl Sharkey. CHIS, CHIH, DGO, MOR y SON.

Bassus aciculatus (Ashmead). TAMPS.

Crassomicrodus fulvescens (Cresson).

C. melanopleurus (Ashmead). BCS.

C. nigrithorax Muesebeck.

Cremnops prob. *Haematodes* Brullé. TAMPS.

C. liberator (Brullé). BC.

C. melanoptera Ashmead. BCS.

Cremnops ca. *nigrosternum*. TAMPS.

C. pectoralis Ashmead.

C. violaceipennis (Cameron).

C. vulgaris (Cresson).

Earinus erythropoda Cameron. SON.

Zacremnops albitarsis (Cresson). BC.

Z. cressoni (Cameron). JAL, MOR, PUE, TAMPS y YUC.

Alysiinae

Alysia championi Cameron. VER.

Aphaereta pallipes (Say). CHIH, COAH, MEX, MOR, NL, TAMPS y VER.

Gnathopleura testacea (Szepligeti). TAMPS.

Idiasta euryzona Wharton. TAMPS.

Aphidiinae

Aphidius ervi Haliday.

A. colemani. MEX e HGO.

A. nigripes Ashmead. MEX y TLAX.

A. ribis Haliday. BC.

A. smithi Sharma & Subba Rao. MEX y SON.

Diaretiella rapae (Mc Intosh). DF, MEX, GTO y MICH.

Lysiphlebus testaceipes (Cresson). DF, MEX, GTO, GRO, MICH, MOR, SIN, SON y TAMPS.

Pauesia ponderosae (Muesebeck). BC.

Praon exsoletum palitans Muesebeck. MEX.

Trioxys complanatus Quilis. MEX.

T. utilis.

Blacinae

Blacus (*Blacus*) *crassicus* Van Achterberg. CHIS y DGO.

B. (B.) cheranensis. MICH.

B. (B.) huitpec. CHIS.

B. (B.) humilis (Nees). CHIS, DF, DGO y PUE.

B. (B.) parastigmaticus Sánchez, Wharton y Romero. AGS, CHIS, GTO, GRO, JAL, MICH, NL, OAX, PUE y TAMPS.

B. (Ganychorus) basitarsis Sánchez y Wharton. CHIS, MEX, GTO, GRO, MOR, OAX, PUE y TAMPS.

B. (G.) collaris (Ashmead). CHIS, DGO, NL y OAX.

B. (G.) cracentis Van Achterberg. CHIS, DGO y SIN.

B. (G.) granulatus Sánchez y Wharton. CHIS, OAX y PUE.

B. (G.) ruficornis (Nees). BCS, COAH, CHIS, DGO, MEX, GTO, HGO, MICH, MOR, NL, OAX, PUE, SIN y TAMPS.

B. (G.) thoracicus Van Achterberg. CHIS, DGO, GRO, JAL, OAX y PUE.

B. (Hysterobolus) oaxaquensis Sánchez y Wharton. CHIS, GRO, JAL, OAX y PUE.

B. (H.) teresae. CHIS.

B. (H.) trapezoides Van Achterberg. BCS, CHIS, DGO, GTO, GRO, JAL, MICH, MOR, NL, PUE, SIN, TAMPS y OAX.

B. (H.) woolleyi Sánchez y Wharton. GRO y OAX.

B. (H.) zontehuitzensis. CHIS.

B. (Leioblacus) aulacis Van Achterberg. CHIS, DGO, JAL, PUE y TAMPS.

B. (L.) compressiventris Van Achterberg. PUE.

B. (L.) longipetiolatus. CHIS, GRO, MICH, PUE, TAMPS y VER.

B. (L.) luisi Sánchez & Wharton. CHIS, GRO, JAL, OAX y PUE.

B. (L.) minutus Sánchez & Wharton. JAL, MICH, NL, OAX, QROO, SIN, TAMPS y VER.

B. (Tarpheion) albipalpis Van Achterberg. CHIS, OAX, QROO y YUC.

B. (T.) areolatus Sánchez & Wharton. CHIS, OAX y PUE.

B. (T.) balunensis. CHIS y TAMPS.

B. (T.) constrictus Van Achterberg. CHIS, OAX y TAMPS.

B. (T.) chillcotti Van Achterberg. COL, CHIS, DGO, GRO, JAL, PUE, SLP, SIN y TAMPS.

B. (T.) delphini. YUC.

B. (T.) erugatus Van Achterberg. CHIS, OAX y TAB.

Braconinae

Alienoclypeus insolitus Shenefelt. JAL, NL, OAX y YUC.

Atanycolus simplex (Cresson).

Bracon albipalpis. VER.

B. albispina Cameron. TAMPS, VER y YUC.

B. alticola Cameron. DGO.

B. aquilonius Marsh. GRO y SIN.

B. aspasia Cameron. VER.

B. blandicus Cameron. SON.

B. brevicornis Westwood. MOR.

B. comparatus Cameron. SON.

B. crudelis Cameron. SON.

B. chinensis Szepligeti. VER.

B. democraticus Cameron. SON.

B. evolans Cameron. VER.

B. excelsus. VER.

B. forreri Cameron. VER.

B. fuscipennis Brullé.

B. gelechia Ashmead. MOR.

B. hebes Cameron. VER.

B. kirpatricki Wilkinson. CHIS, COAH, MICH, MOR, SON y TAMPS.

B. mellitor Say. SON.

B. montivagus Cameron. DGO.

B. morrisoni Cameron. SON.

B. niger Brullé.

B. platynotae (Cushman).

B. quadriceps (Ashmead). BCS.

Digonogastra (como *Iphiaulax*) *abjetus* Cameron. VER.

I. avarus Cameron. SON.

I. aztecus Cameron. VER.

I. basimaculata Cameron. YUC.

I. bellicosus Cameron. SON.

I. bifoveatus Cameron.

I. bilimeki Cameron. VER.

I. egregius Cameron. VER.

I. fuscidens Cameron.

I. infirmus Cameron.

I. jucundus Cameron. SON.

I. lacteifasciatus Cameron.

I. megaptera Cameron. D.F.

I. mendicus Cameron. SON.

I. mexicanus Cameron. SON.

I. montezuma Cameron.

I. paganus Cameron. VER.

I. pugillator Cameron. VER.

I. rogersi Latreille. MEX.

I. salvini. SLP.

I. sonorensis Cameron. SON.

I. teres Cameron. VER.

I. vagabundis Cameron. VER.
Habrobracon hebetor (Say). GTO, SON y VER.
Myosoma prob. *excelsus* (Cameron). TAMPS.

Cardiochilinae

Cardiochiles aethiops (Cresson). VER.
C. bicolor (Szipligeti).
C. floridanus (Ashmead).
C. levis Mao.
C. longimala Mao. JAL.
C. mexicanus (Cresson). VER.
C. noctis Mao.
C. orizabae (Cresson). VER.
C. ornatus (Cresson). VER.
C. rubicundos.
C. seminiger (Cresson). BC y VER.
C. thoracicus (Cresson). VER.

Cenocoeliinae

Cenocoelius luscini Saffer. TAMPS.
C. porteri. TAMPS.

Cheloninae

Chelonus (*Microchelonus*) *blackburni* (Cameron). SIN, SON y VER.
Ch. (*M.*) *cautus* (Cresson). BC, COL, JAL y MICH.
Ch. (*M.*) *heliopae* (Gupta).
Ch. (*M.*) *pectinophorae* Cushman.
Ch. (*M.*) *phthorimaeae* (Gahan).
Ch. busckiella.
Ch. clavinervis Cameron.
Ch. insularis Cresson. COL, JAL, MICH, MOR y OAX.
Ch. mexicanus Brethes.
Ch. quadrimaculatus Cameron. SON.
Ch. sonorensis Cameron. JAL, MICH, SIN y SON.
Ch. texanus Cresson. MEX y SON.
Phanerotoma fasciata Provancher. NL.

Doryctinae

Acrophasmus atriventris (Cresson).
A. secundus (Muesebeck & Walkley).
Callihormius bajaensis Marsh. BC.
Ecphylyus oculus Muesebeck. CHIS.
Glyptocolastes texanus Ashmead. BC.
Heterospilus coffeicola Schenedeken.
H. flavipes (Cameron). GRO.
H. prosopidis Viereck.
Leluthia astigma (Ashmead).
L. mexicana Cameron. SON.
Odontobracon cellulus Marsh.
O. grandis Ashmead. BCS.
O. montanus Cameron.
O. nigriceps Cameron.
Ontsira ca. *imperator*. TAMPS.
Pambolidea barberi Marsh.
Pedinotus ferrugineus (Enderlein). CHIS.
Ptesimogaster parkeri Marsh. BC.
Stenocorse bruchivora (Crawford). MEX, SON y VER.

Euphorinae

Dinocampus coccinellae (Schrank). MEX y SIN.
Euphoriella testaceipes Cameron.

Perilitus eximius Muesebeck. VER.
Pygostolus sonorensis Cameron. SON.
Wesmaelia pendula Foerster. MEX.

Gnamptodontinae

Pseudognaptodon curticauda Fischer.

Helconinae

Aliolus mexicanus (Cresson). VER.
Diospilus curticaudis Gahan.
Eubazus mexicanus (Cresson). VER.
Helcon rufus (Kieffer).
Triaspis azteca Martin. MEX, GRO, MICH, MOR, OAX y PUE.
T. chillcotti López. OAX.
T. eugenii Wharton & López Martínez. NAY y OAX.
T. huajuapensis López. OAX.
T. kurtogaster Martin. OAX.
T. thoracica (Curtis).
T. woolleyi López. OAX.
T. virginensis Ashmead.
Urosigalphus (*Bruchiurosigalphus*) *aquilus* Gibson.
U. (*B.*) *durangoensis* Gibson. DGO.
U. (*B.*) *mimosestes* Gibson. MEX y MOR.
U. (*B.*) *neobruchi* Gibson. HGO.
U. (*Microurosigalphus*) *feromatus* Crawford. NAY, SLP y SON.
U. (*M.*) *mexicanus* Gibson.
U. (*M.*) *monotonus* Gibson.
U. (*M.*) *trituberculatus* Gibson. GRO.
U. (*Neurosigalphus*) *avocadoe* Gibson. TAMPS.
U. (*N.*) *neopunctifrons* Gibson. GRO, JAL, MICH, MOR y QRO.
U. (*N.*) *punctifrons*. GRO.
U. (*Urosigalphus*) *grisae* Gibson. SON.
U. (*U.*) *rugosus* (Cameron).
U. (*U.*) *tamaulipas* Gibson. TAMPS.

Homolobiinae

Homolobus ca. *acares* Van Achterberg. NL.
H. antefurcalis. Van Achterberg.
H. armatus Van Achterberg.
H. truncator (Say). TAMPS.

Hormiinae

Allobracoon gahani Wharton. TAMPS.
Hormius albipes Ashmead. BC.
Monitoriella elongata Hedqvist.
M. rufithorax Hedqvist.
Oncophanes mexicanus Muesebeck. MOR.

Ichneutinae

Lispixys levis Mason. SIN.
Paroligoneurus coelebs Mason. SIN.
P. concordia Mason. SIN.
P. durango Mason. DGO.
P. palmito Mason. SIN.
P. serrata Mason. SIN.
P. sinaloa Mason. SIN.
Proterops properoptoides Viereck. MEX y MICH.

Macrocentrinae

Macrocentrus angustatus (Enderlein). CHIS.
M. citreitarsis (Enderlein). CHIS.
M. delicatus Cresson.
M. famelicus (Enderlein). CHIS.

M. fuscivertex (Enderlein). CHIS.

M. prolificus Wharton. SIN.

M. texanus (Muesebeck).

Meteorinae

Meteorus eusechausiae Muesebeck.

M. kraussi Muesebeck. MOR.

M. laphygmae Viereck. COL, MICH, NL y SON.

M. leviventris Wesmael. MEX y MOR.

M. versicolor. NL.

Zele nigriceps Enderlein. CHIS.

Microgastrinae

Apanteles americanus (Lepelletier). BC y VER.

A. angaleti Muesebeck.

A. bruchi Blanch. MICH.

A. congregatus (Say). MEX.

A. deplanatus Muesebeck.

A. diatraeae Muesebeck. GTO, MOR, SIN, SON, TAMPS y VER.

A. dignus Muesebeck.

A. epinotiae Viereck. NL.

A. etiellae Viereck.

A. kraussi Muesebeck. MOR.

A. malthacae Muesebeck. VER.

A. marginiventris (Cresson). SIN.

A. medicaginis Muesebeck. MEX y GRO.

A. militaris (Walsh). SON.

A. mimoristae Muesebeck. MEX.

A. minator Muesebeck. NL.

A. paranthrenidis Muesebeck.

A. sesame.

A. teapae Nixon. TAB.

A. theacae Riley.

Cotesia flavipes Cameron. NL y VER.

C. glomerata (L.). MEX.

Hypomicrogaster diaphaniae (Muesebeck). OAX.

Microgaster mexicanus Cameron. SON.

M. medius Cresson.

M. nerione Nixon. GRO.

Parapanteles peckorum.

Promicrogaster apharea Nixon. GRO.

P. munda Muesebeck. MOR.

Protomicroplitis duris Nixon. GRO.

P. lelaps Nixon. VER.

P. mediatas (Cresson).

Sendaphne sulmo Nixon. TAB.

Xanthomicrogaster seres Nixon. VER.

Opiinae

Biosteres millironi Fischer. D.F.

B. oaxacanus (Fischer). OAX.

Diachasmimorpha longicaudata (Ashmead). CHIS, MOR, SON y TAMPS.

D. tryoni (Cameron). CHIS.

Doryctobracon areolatus (Szépligeti). TAMPS y YUC.

D. crawfordi (Viereck). CHIS, MOR y TAMPS.

Fopius arisanus (Sonan). Introducida.

Opius bellus Gahan. YUC.

O. brunneiventris Cresson.

O. cereus Gahan. TAMPS.

O. compensans Silvestri. MOR.

Opius (Euopius) completus Fischer. MOR.

O. cordobensis Fischer.

O. crawfordi (Viereck). MOR y TAMPS.

O. divergens Muesebeck. MOR, PUE y TAMPS.

O. formosanus Fullaway. MOR.

O. foveolatus Ashmead. MEX.

O. hermosanus Fischer.

O. hidalgensis Fischer.

O. impressiformis Fischer.

O. incisi Silvestri. MOR.

O. longifoveatus Fischer.

Opius (E.) maximiliani Fischer. MEX.

O. mexicanus Cameron. D.F.

O. metatensis Fischer.

O. mitiformis Fischer.

O. novocaledonicus (Ashmead). MOR.

O. orizabensis Fischer.

Opius (E.) rugificus Fischer. MEX.

O. simillimus Fischer.

O. oaxacanus Fischer.

O. oophilus Fullaway. MOR.

O. taiensis (Ashmead). MOR.

O. toxotrypanae Muesebeck. TAMPS.

O. vandenboschi Fullaway. MOR.

O. vierecki Gahan. MOR.

O. zacapuensis Fischer.

Rogadinae

Choreborogas birostratus Whitfield. OAX.

Rogas atriceps (Cresson).

R. aztecus Cameron.

R. burrus (Cresson).

R. cameronii Dalla Torre. VER.

R. fasciipennis (Cresson).

R. ferrugineus Enderlein. CHIS.

R. fumialis Cameron.

R. fusciceps (Cresson).

R. harrisinae (Ashmead).

R. melanocephalum Cameron. VER.

R. mexicanus (Cresson). OAX.

R. molestus Cresson. OAX.

R. nigripes Enderlein. CHIS.

R. nigristemmaticum Enderlein. CHIS.

R. ornatus (Cresson).

R. pedalis (Cresson).

R. sonorensis Cameron. SON.

R. vestitor (Say).

Tetrasphaeropyx pilosus (Cresson).

Yelicones delicatus (Cresson).

ADENDA A ICHNEUMONIDAE (HYMENOPTERA)

Dmitri R. Kasparyan¹ & Enrique Ruíz Cancino¹

ABSTRACT. 75 species of Ichneumonidae are added to the list published in volume III of this series. The actual number of Mexican Ichneumonidae is 948 species and 258 genera.

maulipeca por estar presentes en México, con lo que el número de géneros aumenta a 258 y el de especies a 948.

INTRODUCCIÓN

La lista de Ichneumonidae de México publicada por Ruíz *et al.* (2002) en el volumen III de esta serie incluyó 914 especies de 253 géneros y 25 subfamilias. La presente lista de 76 especies (Apéndice 35.1) está basada en material nuevo depositado en el Museo de Insectos de la UAT, y en material del National Museum of Natural History, Smithsonian Institution, Washington, D.C.; así también de la Academy of Natural Sciences de Filadelfia; del American Entomological Institute (AEI), Gainesville, Florida; y del Natural History Museum, Londres, Inglaterra, donde el primer autor estudió los tipos de especies neotropicales, además de información publicada recientemente (Gauld *et al.*, 2000; Kasparyan & Ruíz, 2000a-c, 2001, 2003a,b; Kasparyan, 2002; Khalaim, 2003) y de una cita no incluida previamente (Slobodchikoff, 1970).

Los datos del material en Washington (colecciones de Crawford, Krauss y Spangler), identificado por D. Kasparyan, no habían sido publicados antes y en esta adición se anotan con detalle nuevos datos de distribución en varios estados. En esta relación se anotan otras 34 especies que constituyen registros nuevos para México (indicadas con asteriscos). Se agregan los géneros *Amydraulax*, *Banchopsis*, *Barycnemis*, *Ptilobaptus* y *Ta-*

AGRADECIMIENTOS

Los autores agradecen a los siguientes curadores por su valiosa colaboración: Robert Carlson y David Furth (Washington, D.C.), Daniel Otte y Donald Azuma (Filadelfia), David Wahl (AEI), e Ian Gauld, Michael Fitton y Sondra Ward (Londres).

REFERENCIAS

- GAULD, I. S. WARD & V. MALLETT. 2000. The Ichneumonidae of Costa Rica, 3. Introduction and keys to species of the subfamilies Brachycyrtinae, Cremastinae, Labeninae, and Oxytorinae, and with appendix on the Anomaloninae. *Mem. Amer. Ent. Inst.*, 63: 453 p.
- KASPARYAN, D.R. 2002. A new species of *Megarhyssa* Ashmead, 1900 (Hymenoptera, Ichneumonidae) from Mexico. *Russ. Ent. J.*, 11(3): 305-306.
- & E. RUÍZ C. 2000a. First record of the subfamily Oxytorinae (Hymenoptera, Ichneumonidae) in Mexico, and description of a new species. *An. Inst. Biol. UNAM*, 71(2): 125-131.
- & —————. 2000b. A new species of *Ethelurgus* Foerster from Mexico (Hymenoptera; Ichneumonidae). *Acta Zool. Mex.*, 79: 57-60.
- & —————. 2000c. New record of the genus *Banchopsis* Rudow, 1886 for the New World with description of a new species (Hymenoptera: Ichneumonidae: Banchini). *Russ. Ent. J.*, 9(4): 353-356.
- & —————. 2001. Review of the Mexican species of the genus *Corsoncus* Townes, 1971 (Hymenoptera: Ichneumonidae: Anomaloninae). *Russ. Ent. J.*, 10(2): 159-162.
- & —————. 2003a. A new species of *Cylloceria* Schiödte from Mexico (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Zoosyst. Ross.*, 11(2): 347-349.
- & —————. 2003b. Two genera of Gellini (Hymenoptera: Ichneumonidae) new to Mexico, with description of a new species. *Russ. Ent. J.*, 11(4): 441-443.

¹ UAM Agronomía y Ciencias, Universidad Autónoma de Tamaulipas, Cd. Victoria, 87149 Tamaulipas, México.

- & S. G. A. HERNÁNDEZ. 2001. A new genus and four new species of the subtribe Ateleutina from Mesoamerica (Hymenoptera, Ichneumonidae, Cryptinae). *Zoosyst. Ross.*, 9(1): 227-233.
- KHALAIM, A.I. 2002. Two new species of the genus *Barycne-mis* Förster from Mexico (Hymenoptera: Ichneumonidae: Tersilochinae). *Zoosyst. Ross.*, 11(1): 167-169.
- RUÍZ, C.E., D. R. KASPARYAN & J. M. CORONADO BLANCO. 2002. 37. Ichneumonidae, pp. 631-646. En: J. Llorente B. & J.J. Morrone (eds.), *Biodiversidad y taxonomía de artrópodos de México. Hacia una síntesis de su conocimiento. Vol. III*. UNAM-CONABIO-BAYER. México.
- SLOBODCHIKOFF, C. N. 1970. A revision of the genus *Grotea* (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Pan-Pac. Ent.*, 46: 50-63.
- APÉNDICE 35.1.**
- Adenda a la lista de Ichneumonidae de México.**
- Anomaloninae**
- Agrypon fumipenne* (Cresson, 1874). JAL, Guadalajara (Crawford).
- Anomalon fuscipes* Cameron, 1886, VER. Veracruz, X-1962 y Jalapa 13-VII-1965 (N. L. H. Krauss).
- Corsoncus fuscipennis* Kasparyan & Ruíz, 2001. TAMPS*.
- C. magus* (Cresson, 1874). JAL, Guadalajara (Crawford).
- C. marianoi* Gauld, 1997. OAX, Tehuantepec, 15-16-VII-1964 (P. J. Spangler)*.
- C. minori* Gauld & Bradshaw, 1997. VER, Veracruz, X-1962 (N.L.H.Krauss); TAMPS, VER (Kasparyan & Ruíz, 2001).
- C. trochanteratus* Kasparyan & Ruíz, 2001. TAMPS*.
- Ophionellus danieli* Gauld. VER, Santa Lucrecia (Crawford).
- Therion morio* F. JAL, Guadalajara (Crawford).
- Banchinae**
- Banchopsis caudatus* Kasparyan & Ruíz, 2000c, SLP*.
- Exetastes calipterus torquatus* Townes, 1978. JAL, Guadalajara (Crawford).
- Lissocaulus emaceratus* (Cresson, 1868). JAL, Guadalajara (Crawford).
- Cremastinae**
- Eiphosoma batatae* Cushman, 1931. TAMPS, Gomez Farías (UAT)*.
- E. cerfen* Gauld, 2000. TAMPS, Gomez Farías (UAT)*.
- E. laphygma* Costa Lima. 1953, TAMPS, Gómez Farías (UAT)*.
- E. macrum* (Enderlein, 1921). TAMPS, Gómez Farías; CHIS, Tapachula (UAT)*.
- E. maculicoxis* (Enderlein, 1921). TAMPS, Gómez Farías (UAT)*.
- E. mexicana* Cresson, 1874. En lugar de *E. nigrolineatum* Brullé, tipo perdido, Cayenne (Gauld, 2000).
- E. perti* Gauld, 2000. VER, Santa Lucrecia (Crawford)*.
- E. pyralidis* Ashmead. JAL, Guadalajara (Crawford)*.
- E. shaghi* Gauld, 2000. VER, Santa Lucrecia (Crawford)*.
- E. vitticolle* Cresson, 1865. QROO, 12 km W Reforma, 14-X-1986 (R.J. McGinley); VER, Santa Lucrecia (Crawford). VER, Veracruz, X-1962 (N. L. H. Krauss).
- E. yoron* Gauld, 2000. TAMPS, Cd. Victoria, Gómez Farías (UAT)*.
- Eutanygaster tabascensis* (Morley, 1913). JAL, Guadalajara (Crawford); VER, Santa Lucrecia (Crawford).
- Pristomerus spinator* (Fabricius, 1804). OAX, VIII-1959 (N. L. H. Krauss).
- Ptilobaptus solaniphilus* Gauld, 2000. CHIS, Escuintla (Crawford)*.
- Cryptinae**
- Cryptini**
- Ateleute carolina maculator* Kasparyan & Hernández, 2001. TAMPS*.
- A. grossa* Kasparyan & Hernández, 2001. TAMPS*.
- A. tinctoria* Kasparyan & Hernández, 2001. TAMPS*.
- Baryceros texanus* (Ashmead, 1890). CHIS, Tapachula (Crawford).
- Bicristella texana* Porter, 1977. TAMPS (UAT)*.
- Compscocyptus calipterus* (Say, 1835). BC (Washington).
- C. texensis* Townes, 1962. JAL, Guadalajara (Crawford).
- C. xanthostigma* (Brullé, 1846). JAL, Guadalajara (Crawford); OAX (Crawford).
- Cryptanura bakeriana* (Cameron, 1905). TAMPS, VER (UAT)*.
- C. basimacula* (Cameron, 1886). TAMPS, VER (UAT)*.
- C. brachygaster* (Cameron, 1885). OAX (Crawford).
- C. lineatifemur* Cushman, 1945. MOR (UAT)*.
- C. nitidiuscula* (Cameron, 1886). TAMPS, YUC (UAT), OAX (AEI)*.
- Diapetimorpha introita* (Cresson, 1872). VER, Santa Lucrecia (Crawford).
- D. monilis* (Cresson, 1873). JAL, Guadalajara (Crawford).
- G. ultimus* (Cresson, 1873). JAL, Guadalajara (Crawford).
- Joppidium ardens* (Cresson, 1873). CHIS, Tapachula (Crawford).
- J. dubiosum* (Cresson, 1873). JAL, Guadalajara (Crawford).
- J. fuscipenne* (Brullé, 1846). JAL, Guadalajara (Crawford).
- Listrognathus rufitibialis* Cushman, 1929. OAX (Crawford)*.
- Lanugo picta* Townes, 1962. OAX (Crawford).
- Lymeon leucosoma* (Cameron, 1886). MOR, Cuernavaca (Crawford).
- L. rufithorax* (Cameron, 1886). TAMPS, VER (UAT)*.
- Mesostenus pertenuis* Cresson, 1873. OAX, MOR (Crawford).
- Pachysomoides stupidus* Cresson, 1873. OAX (Crawford).
- Polycyrtus collinus* Cameron, 1885. VER (Mus. Filadelfia)*.
- P. copiosus* Cresson, 1873. CHIS, Tapachula (Crawford).
- P. guatemalensis* Cameron, 1885. TAMPS, VER (UAT)*.
- P. semialbus* (Cresson, 1865). CHIS, Tapachula (Crawford).
- Tamaulipeca* Kasparyan (en Kasparyan & Hernández, 2001)*.
- T. clypeator* Kasparyan & Hernández, 2001. TAMPS*.
- Toechorichus abactus* (Cresson, 1873). OAX (Crawford).
- Trychosis subgracilis* (Cresson, 1864). OAX (Crawford).
- Gelini**
- Amydraulax mexicana* Kasparyan & Ruíz, 2003b. COAH, TAMPS*.
- Apotemnus truncatus* Cushman, 1940 (Kasparyan & Ruíz, 2003b). TAMPS.
- Cylloceriinae**
- Cylloceria mexicana* Kasparyan & Ruíz, 2003a. TAMPS*.
- Diplazontinae**
- Diplazon orbitalis* (Cresson, 1865). JAL, Guadalajara (Craw-

ford); MOR, Cuernavaca (Crawford).

D. prolatus Dash, 1964. MICH, Uruapan, VIII 1975 (N.L.H. Krauss).

D. pullatus Dash, 1964. MOR, Mts. nr. Cuernavaca (Crawford).

D. scutellaris (Cresson, 1868). OAX (Crawford).

Sussaba callosa Dasch, 1964. D.F., JAL, Guadalajara (Crawford).

Tymmophorus obscuripes (Holmgren, 1858). MOR, Cuernavaca (Crawford).

Woldstedtius flavolineatus (Gravenhorst, 1829). MICH, Uruapan, VIII-1975 (N. L. H. Krauss).

Labeninae

Grotea athenae Slobodchikoff, 1970. VER*.

Lycorininae

Lycorina apicalis Cresson, 1874. OAX (Crawford).

Oxytorinae

Oxytorus woolleyi Kasparyan & Ruíz 2000. TAMPS*.

Pimplinae

Dolichomitus irritator (Fabricius, 1775). OAX (Crawford).

Pimpla sanguinipes Cresson, 1872. OAX (Crawford).

Rhyssinae

Megarhyssa verae Kasparyan, 2002. MOR? (6 km W Lago Zempoala)*.

Tersilochinae

Barycnemis tamaulipecta Khalaim, 2002. TAMPS*.

B. tlaxcala Khalaim, 2002. TLAX*.

ADENDA A CHALCIDOIDEA (HYMENOPTERA)

Enrique Ruíz Cancino¹, Juana María Coronado Blanco¹,
Svetlana N. Myartseva¹ & Juan F. Luna Salas¹

ABSTRACT. Chalcidoidea are one of the most important groups used in biocontrol of insect pests. A total of 19 families, 366 genera, and 908 species have been recorded for Mexico. The families with more species are Encyrtidae (164), Eulophidae (163), Chalcididae (118), and Aphelinidae (95), being 59% of the total. 219 species (24%) are registered only for Mexico. The genera with more species are *Conura* (68) and *Brachymeria* (20) (Chalcididae), *Omphale* (43) and *Chrysocharis* (17) (Eulophidae), *Eupelmus* (12) (Eupelmidae), *Eurytoma* (38) (Eurytomidae), *Leucospis* (16) (Leucospidae), *Tanaostigmodes* (17) (Tanaostigmatidae), and *Torymus* (18) (Torymidae).

INTRODUCCIÓN

La superfamilia Chalcidoidea contiene 20 familias; todas se encuentran en México, excepto Rotoitidae, que solo está presente en Chile y Nueva Zelanda (Gibson, 1993). Gordh (1979) anotó una estimación de 60 a 100 000 especies a nivel mundial, lo que significa que la mayor parte del trabajo de descripción y denominación de especies no se ha efectuado. Noyes (2002) publicó información sobre Chalcidoidea a nivel mundial.

Chalcidoidea contiene 19 familias de tamaño muy variado en la región Neártica. En América del Norte se habían registrado 490 géneros y 2223 especies hasta 1990, estimándose la existencia de unas 5000 especies (Masner, 1990); mientras que Huber (1997) registró 19 subfamilias, 706 géneros y 2757 especies para la región Neártica. Ruíz &

Coronado (1998) indicaron la presencia de tres subfamilias, 11 géneros y 81 especies de Chalcididae en la región Neártica. González (2000) publicó un capítulo sobre esta superfamilia en el Vol. II de esta serie, incluyendo información sobre la historia de la taxonomía del grupo, su importancia general, riqueza de especies, colecciones y la relación de especies de México hasta 1995 (287 especies y 274 géneros). El trabajo taxonómico en varias de las familias ha sido importante en los últimos años. En 1995 se publicó la lista comentada de Encyrtidae de México (Trjapitzin & Ruíz, 1995), en el 2000 la de Aphelinidae (Myartseva & Ruíz, 2000a) y en el 2001 la de Entedoninae (Eulophidae) (Myartseva & Ruíz, 2001). Este capítulo actualiza el conocimiento de los calcidoideos de México, incluyendo 908 especies, 366 géneros y 19 familias.

IMPORTANCIA EN CONTROL BIOLÓGICO

Chalcidoidea contiene cuatro de las familias de Hymenoptera más utilizadas con éxito en control biológico (Aphelinidae, Encyrtidae, Eulophidae y Trichogrammatidae) en número de especies, y otras familias más que también han destacado pero en menor proporción. Algunas especies de *Trichogramma* (Trichogrammatidae) han sido las más usadas en diversos cultivos y países. Ya que lo relacionado a Aphelinidae, Encyrtidae, Mymaridae y Trichogrammatidae se trata en los capítulos respectivos de este volumen, aquí se citarán algunos ejemplos de otras familias.

En control biológico de plagas agropecuarias en México se han utilizado varias especies de Pteromalidae: *Dinarmus basalis* (Rondani) para el control del brúquido *Zabrotes subfasciatus* (Bohe-

¹ UAM Agronomía y Ciencias, Universidad Autónoma de Tamaulipas, Cd. Victoria, 87149 Tamaulipas, México.

man); *Spalangia endius* (Walker) y *Muscidifurax raptor* Girault & Sanders se han liberado contra la 'mosca de la paleta' *Haematobia irritans* (Linnaeus) en varios estados del norte y centro del país; y *Catolaccus grandis* (Burks) se ha usado para el control del 'picudo del algodón' *Anthonomus grandis* (Boheman). Dos especies de Eulophidae han sido importantes en los Estados Unidos: *Pediobius foveolatus* (Crawford) contra la 'conchuela del frijol' *Epilachna varivestis* Mulsant, y *Edovum puttleri* Grissell para controlar la 'catarinita de la papa' *Leptinotarsa decemlineata* (Say).

CALCIDOIDEOS DE MÉXICO

En algunas regiones y estados del país se han efectuado investigaciones con Chalcidoidea, p. ej., Cázares (1988) registró 68 géneros de seis familias para Colima: Eulophidae (26), Encyrtidae (18), Chalcididae (ocho), Eurytomidae (ocho), Mymaridae (seis) y Eupelmidae (dos). En el noreste de México se recolectaron especímenes de 35 géneros de Eulophidae (González, 1989), 27 se registraron para Tamaulipas (Martínez, 1989); Reyes (1991) citó 42 géneros de seis subfamilias (incluyendo Elasmidae) para el noreste del país. Quiroz *et al.* (1995) citaron la presencia de ocho familias para Nuevo León. Sánchez (1999) registró 13 familias de Chalcidoidea asociadas con el cultivo de la caña de azúcar y Sandoval (1999) citó 14 familias asociadas al cultivo de cítricos, ambos en Tuxpan, Veracruz. Ruíz & Coronado (2002) incluyeron 16 familias y 332 especies para Tamaulipas y Nuevo León.

La Colección de Chalcidoidea depositada en el Museo de Insectos de la Universidad Autónoma de Tamaulipas cuenta con más de 8000 especímenes de 15 familias de Chalcidoidea, incluyendo las colecciones de Aphelinidae y Encyrtidae más completas de México determinadas a nivel especie.

En el Apéndice 36.1 se listan 558 especies registradas para México. Otras 350 especies y 202 géneros de Chalcidoidea (Aphelinidae: 95 especies y 12 géneros; Encyrtidae: 164 especies y 156 géneros; Mymaridae: 47 especies y 21 géneros; y Trichogrammatidae: 44 especies y 11 géneros) se incluyen en otros capítulos de este volumen. Al anotar una región o continente en la distribución

geográfica (p.ej., América Central o del Sur, Europa, África, Asia) se refiere a que la especie se encuentra en varios países. Hawaii pertenece a los Estados Unidos, pero se anota separado por su localización geográfica distante. Al final de algunas familias se anotan otros géneros de los que no se han determinado las especies.

COMENTARIOS

A continuación se resumen algunos datos interesantes de las 19 familias de Chalcidoidea presentes en México:

Agonidae: Con cuatro géneros y 16 especies, casi todas neotropicales; solo una se encuentra también en el Viejo Mundo. Tiene tres especies endémicas (19%).

Aphelinidae: Con 12 géneros y 95 especies, de las cuales 21 (22%) fueron introducidas para control biológico de insectos plaga; siete especies son endémicas (7%).

Chalcididae: Con 13 géneros y 118 especies, la mayoría neotropicales y/o neárticas; solo ocho se hallan también en el Viejo Mundo. Tiene 22 especies endémicas (19%).

Elasmidae: Con un género y cinco especies, tres de ellas presentes solo en América del Norte y las otras dos también en el Viejo Mundo.

Encyrtidae: Con 156 géneros y 164 especies, la mayoría neotropicales y/o neárticas. Sin embargo, 54 especies (33%) se han registrado también del Viejo Mundo. Son endémicas 34 especies (21%).

Eucharitidae: Con siete géneros y 11 especies americanas, la mayoría neotropicales. Tiene cuatro especies endémicas (36%).

Eulophidae: Con 53 géneros y 161 especies americanas, excepto 13 que se hallan también en el Viejo Mundo. Son endémicas 77 especies (48%).

Eupelmidae: Con ocho géneros y 21 especies, 18 de ellas de México y EUA (86%), solo cuatro en el Viejo Mundo. Una especie endémica.

Eurytomidae: Con 13 géneros y 55 especies, 34 de ellas endémicas (62%); solamente cuatro se presentan también en el Viejo Mundo.

Leucospidae: Con un género y 16 especies americanas. Tres (19%) son endémicas.

Mymaridae: Con 21 géneros y 47 especies, de las cuales 33 son americanas (70%) y solo nueve

se hallan también en el Viejo Mundo; siete son endémicas (15%).

Ormyridae: Con un género y dos especies, una es neotropical y neártica, y la otra neotropical y holártica.

Perilampidae: Con tres géneros y 17 especies americanas, la mayoría norteamericanas (México y/o Canadá o EUA). Son endémicas ocho (47%).

Pteromalidae: Con 49 géneros y 70 especies, de las cuales 27 también se encuentran en el Viejo Mundo (38%). Son endémicas ocho (11%).

Signiphoridae: Con un género y nueve especies presentes en la región Neotropical y la Neártica aunque cinco (55%) también se citan del Viejo Mundo. Ninguna es endémica.

Tanaostigmatidae: Con cuatro géneros y 23 especies americanas. Nueve de ellas endémicas (39%).

Tetracampidae: Con un género y una especie de América del Norte.

Torymidae: Con siete géneros y 33 especies americanas, solo cinco se hallan también en el Viejo Mundo. Son endémicas ocho (24%).

Trichogrammatidae: Con 11 géneros y 44 especies americanas, de las cuales ocho se registran también en el Viejo Mundo. Son endémicas dos (4%).

REFERENCIAS

- BURKS, B.D. 1977. The Mexican species of *Chalcis* Fabricius (Hym., Chalcididae). *Proc. Ent. Soc. Washington*, 79: 383-399.
- CÁZARES, H.J.F. 1988. Chalcidoideos (Hymenoptera: Chalcidoidea) del estado de Colima. Tesis Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados, Chapingo, México. 198 p.
- GATES, M.W. 2000. A new species of *Cirrospilus* Westwood (Hymenoptera: Eulophidae) from the southwestern United States and Mexico. *Proc. Ent. Soc. Washington*, 102(1): 58-61.
- GIBSON, G.A.P. 1993. Superfamilies Mymaromatoidea and Chalcidoidea, pp. 212-231. En: H. Goulet & J.T. Huber. *Hymenoptera of the world: an identification guide to families*. Agriculture Canada Pu. 1894/E.
- GONZÁLEZ, H. A. 1989. Taxonomía de Chalcidoidea (Hymenoptera: Parasitica) en el noreste de México. Memoria I Simposio sobre himenópteros parasíticos en México. UANL.
- . 2000. Chalcidoidea (Hymenoptera), pp. 649-659. En: J. Llorente B., E. González S. & N. Papavero (eds.). *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*. Vol. II. Facultad de Ciencias, UNAM. México.
- GORDH, G. 1979. Chalcidoidea, pp. 743-1043. En: K.V. Krombein, P.D. Hurd, D.R. Smith & B.D. Burks (eds.). *Catalog of Hymenoptera in America North of Mexico*. Vol. 1. Smithsonian Inst. Press. Washington, D.C.
- HUBER, J.T. 1997. Introduction, pp. 1-15. En: Gibson G.A.P., J.T. Huber & J.B. Woolley (eds.). *Annotated keys to the genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera)*. NRC Res. Press. Ottawa. 794 p.
- MARTÍNEZ, R.J. 1989. Géneros de Eulophidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) en diversas localidades en la zona centro del Estado de Tamaulipas. Tesis de Licenciatura. UAT. México.
- MASNER, L. 1990. Status report on taxonomy of Hymenoptera in North America, pp. 231-240. En: M. Kosztarab & C.W. Schaefer (eds.). *Systematics of the North American insects and arachnids: status and needs*. Virginia Agric. Exp. Sta. Inf. Series 90-1. Blacksburg.
- MYARTSEVA, S.N. & E. RUÍZ C. 2000a. Annotated checklist of the Aphelinidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) of Mexico. *Folia Ent. Mex.*, 109: 7-33.
- & ———. 2001. Annotated checklist of the Entedoninae (Chalcidoidea: Eulophidae) of Mexico. *Folia Ent. Mex.*, 40(2): 189-211.
- NOYES, J.S. 2002. *Interactive Catalogue of World Chalcidoidea 2001*. Taxapad 2002. The Natural History Museum. CD.
- QUIROZ, M.H., J.G. CANTÚ G., M.L. RODRÍGUEZ T. & M.M. DÁVILA G. 1995. Lista preliminar de los insectos de Nuevo León, pp. 81-118. En: S. Contreras B., F. González S., D. Lazcano V. & A. Contreras A. (eds.). *Listado preliminar de la fauna silvestre del Estado de Nuevo León, México*. Consejo Consultivo Estatal para la Preservación y Fomento de la Flora y Fauna Silvestre de Nuevo León. Monterrey. 152 p.
- REYES, R. M.A. 1991. Géneros de Eulophidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) del noreste de México. Tesis de Licenciatura. ITCV. México. 75 p.
- RUÍZ, C.E. & J.M. CORONADO B. 1998. Distribución de las avispas Chalcididae en el Nuevo Mundo. *Rev. UAT*, 58: 57-59.
- & ———. 2002. Artrópodos terrestres de los estados de Tamaulipas y Nuevo León, México. Serie Publicaciones Científicas CIDAFF-UAT No. 4. México. 377 p.
- SÁNCHEZ M., J. 1999. Himenópteros asociados al cultivo de la caña de azúcar en el municipio de Tuxpan, Veracruz. Tesis de Licenciatura. Universidad Veracruzana. 65 pp.
- SANDOVAL DEL ÁNGEL, M. Y. 1999. Himenópteros asociados al cultivo de cítricos en el municipio de Tuxpan, Veracruz. Tesis de Licenciatura. Universidad Veracruzana. 71 pp.
- TRJAPITZIN, V.A. & E. RUÍZ C. 1995. Annotated check-list of encyrtids (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae) of México. *Folia Ent. Mex.*, 94: 7-32.

APÉNDICE 36.1.

Lista de Chalcidoidea de México (excepto Aphelinidae, Encyrtidae, Mymaridae y Trichogrammatidae que se tratan en otros capítulos de este volumen).

Agaonidae

- Eupristina verticillata* Waterston, 1921. México, EUA, islas del Caribe, América Central y América del Sur, sur de Europa, Túnez, Asia y Hawai.
- Idarnes ashlocki* Gordh, 1975. México y Costa Rica.

- I. barbigera* Gordh, 1975. México y Costa Rica.
I. camini Gordh, 1975. México y Costa Rica.
I. micheneri Gordh, 1975. México y Costa Rica.
I. obtusifoliae Gordh, 1975. México y Costa Rica.
I. oscrocata Gordh, 1975. México.
Pegoscopus baschierii (Grandi, 1952). México, Panamá y Venezuela.
P. carlosi (Ramírez, 1970). México y Costa Rica.
P. insularis (Ashmead, 1900). México, Puerto Rico y St. Vincent.
P. kraussi (Grandi, 1952). México.
P. mariae (Ramírez, 1970). México y Costa Rica.
P. mexicanus (Ashmead, 1904). México, EUA, islas del Caribe y El Salvador.
P. tonduzi (Grandi, 1919). México, Costa Rica y Venezuela.
Tetrapus costaricanus Grandi, 1925. México, Costa Rica y Panamá.
T. mexicanus Grandi, 1952. México.
- Chalcididae**
- Acanthochalcis nigricans* Cameron, 1884. México, EUA, El Salvador y Costa Rica.
Brachymeria aeca Burks, 1960. México, Canadá y EUA.
B. annulata (Fabricius, 1793). México, islas del Caribe, Panamá, América del Sur.
B. carinatifrons Gahan, 1936. México, EUA, Venezuela y Brasil.
B. compacta (Walker, 1862). México.
B. discreta Gahan, 1942. México, EUA, América Central y Hawái.
B. dorsalis (Walker, 1862). México, EUA, Honduras, Panamá y Brasil.
B. flavipes (Fabricius, 1793). México, EUA e islas del Caribe.
B. hammari (Crawford, 1915). México, EUA, Cuba y Guam.
B. incerta (Cresson, 1865). México, EUA, islas del Caribe, América Central y del Sur.
B. kraussi (Narendran & Varghese, 1989). México.
B. mnestor (Walker, 1841). México, EUA, Rep. Dominicana, América Central y del Sur.
B. ovata (Say, 1824). México, EUA, islas del Caribe, América Central y Europa.
B. pandora (Crawford, 1914). México, Guyana y Venezuela.
B. parvula (Walker, 1834). México, Canadá, EUA, Europa y Asia.
B. pedalis (Cresson, 1872). México y EUA.
B. podagrica (Fabricius, 1787). México, Canadá, EUA, islas del Caribe, Europa, Asia y Australia.
B. russelli Burks, 1960. México, EUA, Brasil y Argentina.
B. subconica Boucek, 1992. México, EUA, Trinidad y Tobago, América Central y del Sur.
B. truncatella Burks, 1967. México, Canadá y EUA.
B. villosa (Olivier, 1791). México, Trinidad y Tobago, Panamá y del Sur.
Chalcis barbara (Cresson, 1872). México y EUA.
C. celis Burks, 1977. México.
C. colpotis Burks, 1977. México.
C. divisa (Walker, 1862). México y EUA.
C. lasia Burks, 1940. México y EUA.
C. megalomis Burks, 1940. México y EUA.
C. neptis Burks, 1940. México, Canadá y EUA.
C. nodis Burks, 1977. México.
Conura abdominalis (Walker, 1862). México, Costa Rica, Ecuador y Brasil.
C. acraegae Delvare, 1993. México, EUA, Costa Rica y Colombia.
C. acuta (Fabricius, 1804). México, EUA, islas del Caribe y América del Sur.
C. albifrons (Walsh, 1861). México, Canadá y EUA.
C. amoena (Say, 1836). México, EUA, islas del Caribe, América Central y del Sur.
C. annulifera (Walker, 1864). México, Trinidad y Tobago, América Central, Brasil y Japón.
C. apaiis (Burks, 1940). México y EUA.
C. ardens (Cameron, 1897). México.
C. ashmiliis Delvare, 1992. México, América Central y norte de América del Sur.
C. attackta (Walker, 1864). México, EUA, islas del Caribe, América Central y norte de América del Sur.
C. azteca (Cresson, 1872). México.
C. coccinata (Cresson, 1872). México, Costa Rica y Panamá.
C. compactilis (Cresson, 1872). México hasta Colombia.
C. conjungens (Walker, 1871). México.
C. coxalis (Cresson, 1872). México y EUA.
C. debilis (Say, 1836). México, Canadá, EUA, islas del Caribe, América Central y Venezuela.
C. delicata (Cresson, 1872). México, EUA, islas del Caribe y Colombia.
C. delumbis (Cresson, 1872). México, Canadá, EUA e India.
C. dema (Burks, 1940). México y EUA.
C. destinata (Walker, 1864). México, EUA, islas del Caribe, América Central y norte de América del Sur.
C. dimidiata (Fabricius, 1804). México, Trinidad y Tobago, América Central y del Sur.
C. dorsata (Cresson, 1872). México, EUA y Puerto Rico.
C. dorsimaculata (Cameron, 1884). México, América Central y del Sur.
C. expleta (Walker, 1864). México, Trinidad y Tobago, América Central y del Sur.
C. fasciola (Cameron, 1897). México.
C. femorata (Fabricius, 1775). México, EUA, islas del Caribe, América Central y del Sur.
C. ferruginea (Fabricius, 1804). México, EUA, islas del Caribe, Costa Rica y norte de América del Sur.
C. flammeola (Cresson, 1872). México, EUA y Costa Rica.
C. foveata (Kirby, 1883). México, Trinidad y Tobago, Costa Rica y América del Sur.
C. fulvovariegata (Cameron, 1884). México, Guadalupe, Panamá y América del Sur.
C. fusiformis (Ashmead, 1904). México, América Central y del Sur.
C. hirtifemora (Ashmead, 1885). México, EUA, islas del Caribe, América Central y del Sur.
C. igneoides (Kirby, 1883). México, Canadá, EUA, islas del Caribe, América Central y Venezuela.
C. immaculata (Cresson, 1865). México, EUA, islas del Caribe, América Central y del Sur.
C. juxta (Cresson, 1872). México, Canadá, EUA, América Central, Trinidad y Tobago y Brasil.
C. lasnierii (Guérin-Méneville, 1844). México, EUA y Cuba.
C. lauta (Cresson, 1872). México y Costa Rica.
C. lecta (Cresson, 1872). México, EUA, Panamá y norte de América del Sur.
C. lenta (Cresson, 1872). México.
C. maculata (Fabricius, 1787). México, EUA, Costa Rica y América del Sur.
C. maria (Riley, 1870). México, Canadá, EUA, Trinidad y

Tobago y Venezuela.

- C. mendica* (Cresson, 1872). México.
C. meteori (Burks, 1940). México, Canadá y EUA.
C. mexicana (Cresson, 1872). México.
C. miniata (Cameron, 1884). México hasta Colombia y Trinidad y Tobago.
C. misturata (Howard, 1894). México, Honduras y St. Vincent.
C. montezuma (Cresson, 1872). México y Guatemala.
C. nigricornis (Fabricius, 1798). México, EUA, Guayana Francesa y Brasil.
C. nigrita (Howard, 1894). México, islas del Caribe, Costa Rica y Colombia.
C. odontotae (Howard, 1885). México y EUA.
C. paya (Burks, 1940). México y EUA.
C. petioliventrís (Cameron, 1884). México, EUA, Guatemala y Honduras.
C. phais (Burks, 1940). México, EUA y Brasil.
C. phoenica (Burks, 1940). México, EUA y América Central.
C. pompiloides (Walker, 1871). México.
C. provancheri (Burks, 1968). México y EUA.
C. pseudofulvovariegata (Becker, 1989). México, islas del Caribe, América Central y del Sur.
C. pylas (Walker, 1842). México.
C. sexdentata (Cameron, 1884). México y Costa Rica.
C. sichelata Delvare, 1992. México.
C. side (Walker, 1843). México, EUA, islas del Caribe y Asia.
C. subobsolata (Cresson, 1872). México y EUA.
C. tanais (Burks, 1940). México y EUA.
C. tenebrosa (Walker, 1862). México.
C. tolteca (Cresson, 1872). México.
C. toluca (Cresson, 1872). México y Costa Rica.
C. transitiva (Walker, 1862). México, EUA e islas del Caribe.
C. xantha (Burks, 1940). México y EUA.
Dirhinus giffardii Silvestri, 1913. México, EUA, islas del Caribe, América Central, norte de América del Sur, Italia, África, Pakistán y Hawai.
D. schwarzi (Crawford, 1913). México y EUA.
D. texanus (Ashmead, 1896). México, EUA, China y Filipinas.
Ecuada producta Boucek, 1992. México, América Central y norte de América del Sur.
Haltichella ornaticornis (Cameron, 1884). México, islas del Caribe, América Central y del Sur.
H. perpulcra (Walsh, 1861). México y EUA.
H. rhyacioniae Gahan, 1927. México y EUA.
H. xanticles (Walker, 1843). México, Canadá, EUA y Cuba.
Hockeria bicolor Halstead, 1990. México, Canadá, EUA y Trinidad y Tobago, Brasil.
H. burdicki Halstead, 2000. México.
H. burksi Halstead, 1990. México y EUA.
H. rubra (Ashmead, 1894). México, EUA y Sudáfrica.
Melanosmicra flavicollis (Cameron, 1904). México, EUA, América Central y del Sur.
Notaspidium boharti Halstead, 1991. México.
N. giganteum Halstead, 1991. México, St. Vincent, América Central y del Sur.
N. hansonii Halstead, 1991. México y Jamaica.
N. mexicanum Halstead, 1991. México.
N. minutum Halstead, 1991. México.
Stygiura dentipes (Fabricius, 1804). México y América del Sur.

S. rufiventris (Sichel, 1866). México y Bolivia.

Trigonura crassicauda (Sichel, 1866). México.

Otros géneros: *Psilochalcis*.

Elasmidae

- Elasmus mexicanus* Girault, 1915. México.
E. polistis Burks, 1971. México, EUA, Alemania, India y Hawaii.
E. setosiscutellatus Crawford, 1910. México y EUA.
E. tischeriae Howard, 1885. México y EUA.
E. zehntneri Ferrière, 1929. México, islas del Caribe y Asia.

Eucharitidae

- Dilocantha albicoma* Heraty, 1998. México, Guatemala y Honduras.
D. lachaudii Heraty, 1998. México.
Isomerula azteca Girault, 1920. México y Guatemala.
Kapala furcata (Fabricius, 1804). México, EUA, islas del Caribe, América Central y del Sur.
Obeza septentrionalis (Brues, 1907). México, EUA y Cuba.
Orasema neomexicana Gahan, 1940. México y EUA.
O. tolteca Mann, 1914. México y EUA.
O. viridis Ashmead, 1895. México y EUA.
Pseudochalcura atra Heraty, 1986. México.
P. septuosa Heraty, 1986. México.
Pseudometagea rugosa Heraty, 1985. México.

Eulophidae

- Aceratoneuromyia indica* (Silvestri, 1910). México (introducido), EUA, islas del Caribe, América Central y del Sur, Inglaterra, Túnez, Asia, Australia y Hawaii.
Aprostocetus animus Girault, 1917. México y EUA.
A. basilaris (Ashmead, 1894). México, St. Vincent y Grenada.
A. chapadae (Ashmead, 1904). México y América del Sur.
A. diplosidis Crawford, 1907. México, EUA, islas del Caribe, Panamá, América del Sur, Italia, Senegal, India y Australia.
A. minutus (Howard, 1881). México, Canadá, EUA, islas del Caribe, América Central, sur de América del Sur, Marruecos y Japón.
A. orbitalis (Ashmead, 1895). México.
A. pattersonae (Fullaway, 1912). México y EUA.
Aranobroter rayorae LaSalle, 1990. México.
Astichomyia latiscapus Girault, 1917. México.
Astichus pulchrilineatus Gahan, 1927. México y EUA.
Baryscapus bruchophagi (Gahan, 1913). México, Canadá, EUA, sur de América del Sur, Europa y Asia.
B. chrysoepae (Crawford, 1915). México, EUA, islas del Caribe, Brasil, Argentina e India.
B. hunteri (Crawford, 1909). México y EUA.
B. modestus (Howard, 1889). México, Canadá y EUA.
B. uetzi LaSalle, 1990. México.
Callifrons maculata Schauff, Yoshimoto & Hansson, 1994. México, EUA y Costa Rica.
Ceratoneura mexicana Ashmead, 1895. México.
C. petiolata Ashmead, 1894. México, EUA, islas del Caribe y Venezuela.
Chrysocharis absentia Hansson, 1997. México.
C. ainsliei Crawford, 1912. México, Canadá, EUA, Cuba, Puerto Rico, Europa, Guam y Hawaii.
C. beckeri Yoshimoto, 1973. México, Canadá y EUA.
C. clarkae Yoshimoto, 1973. México, Canadá y EUA.
C. crassiscapus (Thomson, 1878). México, Canadá, EUA y Europa.
C. flacilla (Walker, 1842). México, El Salvador y América del Sur.
C. ignota Hansson, 1987. México, Canadá, EUA, América Cen-

- tral y norte de América del Sur.
- C. longinerva* Hansson, 1997. México.
- C. maya* Hansson, 1997. México.
- C. paradoxa* Hansson, 1985. México y EUA.
- C. parma* Hansson, 1997. México.
- C. perditor* Hansson, 1987. México.
- C. prodice* (Walker, 1839). México.
- C. purpurascens* Hansson, 1997. México.
- C. tristis* Hansson, 1987. México, América Central y norte de América del Sur.
- C. vonones* (Walker, 1839). México, EUA, Indias Occidentales y Brasil.
- C. walleyi* Yoshimoto, 1973. México, Canadá, América Central y norte de América del Sur.
- Cirrospilus coachellae* Gates, 2000. México y EUA.
- C. floridensis* Evans, 1999. México y EUA.
- Closterocerus utahensis* Crawford, 1912. México, Canadá y EUA.
- Comastichus zopheros* LaSalle, 1994. México, EUA y Costa Rica.
- Dapsilothrix jeanae* LaSalle, 1994. México y EUA.
- Diaulinopsis callichroma* Crawford, 1912. México, EUA e islas del Caribe.
- Dicladocerus nearcticus* Yoshimoto, 1976. México, Canadá y EUA.
- Diglyphus begini* (Ashmead, 1904). México, Canadá, EUA, Puerto Rico, norte de América del Sur, Europa y Hawaii.
- D. intermedius* (Girault, 1916). México, Canadá, EUA, Puerto Rico, Costa Rica, Colombia y Hawaii.
- D. websteri* (Crawford, 1912). México, EUA, Perú y Argentina.
- Edovum puttleri* Grissell, 1981. México y Colombia; EUA (introducido).
- Elachertus cacoeciae* (Howard, 1885). México, Canadá y EUA.
- E. fenestratus* Nees, 1834. México, Canadá, EUA y Europa.
- Eriastichus cigdema* LaSalle, 1994. México, EUA y Costa Rica.
- Euplectrus bicolor* (Swederus, 1795). México, EUA, Europa, África, Asia y Australia.
- E. comstockii* Howard, 1880. México, EUA, islas del Caribe, América Central y América del Sur.
- E. furnius* Walker, 1843. México, EUA, islas del Caribe, América Central y del Sur.
- E. platyhyphenae* Howard, 1885. México, Canadá, EUA, islas del Caribe, América Central y del Sur, y Reino Unido.
- E. solitarius* Ashmead, 1904. México hasta Brasil.
- Galeopsomyia fausta* LaSalle, 1997. México hasta Brasil y Puerto Rico.
- G. multisulcata* (Girault, 1917). México y Argentina.
- Horismenus ashmeadi* (Dalla Torre, 1898). México y St. Vincent.
- H. depressus* Gahan, 1930. México y EUA.
- H. mexicanus* (Burks, 1968). México.
- H. urichi* Crawford, 1912. México.
- Hyssopus thymus* Girault, 1916. México, Canadá y EUA.
- Neochrysocharis arizonensis* (Crawford, 1913). México, Canadá y EUA.
- N. aversiflexa* Hansson, 1997. México.
- N. convexa* Hansson, 1997. México.
- N. diastatae* (Howard, 1881). México, Canadá, EUA y Honduras.
- N. epimeralis* Hansson, 1995. México y EUA.
- N. formosa* (Westwood, 1833). México, Canadá, EUA, Jamaica, Europa, África y Hawaii.
- N. hyphantriae* (Yoshimoto, 1978). México y EUA.
- N. tumidiscapus* Hansson, 1997. México.
- Omphale acuminaticornis* (Girault, 1916). México, Canadá y EUA.
- O. acuminativentris* (Girault, 1917). México.
- O. angusticornis* Hansson, 1997. México.
- O. australis* Hansson, 1996. México y EUA.
- O. carinata* Hansson, 1997. México.
- O. cherana* Hansson, 1997. México.
- O. cumbrensis* Hansson, 1997. México.
- O. dentata* Hansson, 1997. México.
- O. divina* (Girault, 1916). México y EUA.
- O. elevata* Hansson, 1996. México, Canadá y EUA.
- O. erginnus* (Walker, 1839). México, Canadá, EUA e Inglaterra.
- O. flaviscutellum* Hansson, 1997. México y Costa Rica.
- O. fossata* Hansson, 1997. México.
- O. foveolata* Hansson, 1997. México, Costa Rica y Ecuador.
- O. fulgida* Hansson, 1997. México.
- O. gracilis* Hansson, 1997. México.
- O. indistincta* Hansson, 1997. México.
- O. lanceolata* Hansson, 1997. México.
- O. marylandensis* (Girault, 1916). México, Canadá y EUA.
- O. masneri* Hansson, 1996. México y EUA.
- O. metallica* Hansson, 1997. México.
- O. nita* Hansson, 1997. México.
- O. notaula* Hansson, 1997. México.
- O. obscura* Hansson, 1997. México.
- O. obscurinotata* (Girault, 1916). México, Canadá y EUA.
- O. oriampa* Hansson, 1997. México.
- O. pallida* Hansson, 1997. México.
- O. petatlana* Hansson, 1997. México.
- O. petiolata* Hansson, 1997. México.
- O. poeta* (Girault, 1920). México y EUA.
- O. scutellata* (Girault, 1916). México, Canadá y EUA.
- O. semiglobosa* Hansson, 1996. México, Canadá y EUA.
- O. sola* Hansson, 1997. México.
- O. stigmalis* Hansson, 1997. México.
- O. tempora* Hansson, 1997. México.
- O. tria* Hansson, 1997. México.
- O. triangulata* Hansson, 1997. México.
- O. uruapana* Hansson, 1997. México.
- O. valida* Hansson, 1997. México.
- O. vinacea* Hansson, 1996. México, Canadá y EUA.
- O. vulgaris* Hansson, 1996. México, Canadá y EUA.
- O. whartoni* Hansson, 1997. México.
- O. woolleyi* Hansson, 1997. México.
- O. zolnerowichi* Hansson, 1997. México y Costa Rica.
- Palmistichus itxlilxochitli* (Girault, 1920). México, Cuba, Costa Rica y norte de América del Sur.
- Paracrias anthonomi* Woolley & Schauff, 1987. México.
- P. beus* Schauff, 1985. México, Costa Rica y norte de América del Sur.
- Paraolinx canadensis* Miller, 1964. México, Canadá y EUA.
- Pediobius foveolatus* (Crawford, 1912). México.
- P. furvus* (Gahan, 1928). México, América Central y del Sur.
- Perditorulus abruptus* Hansson, 1996. México.
- P. angustatus* Hansson, 1996. México.
- P. avirostris* Hansson, 1996. México.
- P. bidenticulatus* Hansson, 1996. México.
- P. bifidus* Hansson, 1996. México.
- P. bilobus* Hansson, 1996. México.
- P. calcaratus* Hansson, 1996. México.

- P. crassiscapus* Hansson, 1996. México.
P. evanescens Hansson, 1996. México.
P. falcispinus Hansson, 1996. México.
P. farctus Hansson, 1996. México.
P. flexilis Hansson, 1996. México.
P. geniculatus Hansson, 1996. México.
P. grandiculus Hansson, 1996. México.
P. hastatus Hansson, 1996. México.
P. insternatus Hansson, 1996. México.
P. languidiscapus Hansson, 1996. México.
P. longiparameratus Hansson, 1996. México.
P. magnicaulis Hansson, 1996. México.
P. mucronatus Hansson, 1996. México.
P. parameratus Hansson, 1996. México.
P. penicillatus Hansson, 1996. México, Canadá y EUA.
P. pilosus Hansson, 1996. México.
P. planiscapus Hansson, 1996. México.
P. porcodon Hansson, 1996. México.
P. punctiscapus Hansson, 1996. México.
P. sinuiscapus Hansson, 1996. México.
P. trispinus Hansson, 1996. México.
P. unispinus Hansson, 1996. México.
P. verticillatus Hansson, 1996. México.
P. woolleyi Hansson, 1996. México y EUA.
P. zolnerowichi Hansson, 1996. México.
Phymastichus coffea La Salle, 1990. México (introducido); Brasil, Kenia, Togo y Costa de Marfil.
Pnigalio colani (Girault, 1917). México y EUA.
P. elongatus Yoshimoto, 1983. México y Canadá.
P. minio (Walker, 1847). México, Canadá y EUA.
Tamarixia leucaenae Boucek, 1988. México, EUA y Trinidad y Tobago.
Trichospilus diatraeae Cherian & Margabandhu, 1942. México, EUA, islas del Caribe y Asia.
Tropicharis cecivora Hansson, 1998. México, islas del Caribe, América Central y norte de América del Sur.
Zagrammosoma lineaticeps (Girault, 1915). México, EUA, islas del Caribe y América Central.
Z. multilineatum (Ashmead, 1888). México, Canadá, EUA, islas del Caribe y norte de América del Sur.
Otros géneros: *Allocerastichus*, *Arachnoobius*, *Asecodes*, *Chrysocharodes*, *Chrysonotomyia*, *Emersonella*, *Entedon*, *Euderomphale*, *Euderus*, *Holcopelte*, *Melittobia*, *Neotrichoporoides*, *Paragaleopomyia*, *Pronotalia*, *Quadrastichus*, *Sympiesis*, *Tetrastichus*.
- Eupelmidae**
Anastatus mirabilis (Walsh & Riley, 1869). México, EUA.
A. reduvii (Howard, 1880). México, EUA, islas del Caribe, América Central y del Sur.
A. semiflavidus Gahan, 1914. México y EUA.
A. tenuipes Bolívar & Pieltain, 1925. México, EUA, Guatemala, África y India.
Archaeopelma tropeotergum Gibson, 1989. México y EUA.
Brasema rhadinosa Gibson, 1995. México, EUA y Costa Rica.
Eupelmus allynii (French, 1882). México, Canadá, EUA, Puerto Rico, Marruecos y Rusia.
E. australiensis (Girault, 1913). México, EUA, islas del Caribe, América Central y del Sur, Europa, África, Asia y Hawái.
E. chrysoinamorus (Gibson, 1990). México y EUA.
E. cushmani (Crawford, 1908). México, EUA, islas del Caribe, América Central y del Sur.
E. cyaniceps Ashmead, 1886. México, Canadá, EUA, Cuba, Brasil y China.
E. epicaste Walker, 1847. México, Canadá, EUA y Guatemala.
E. flavovariegatus Ashmead, 1888. México y EUA.
E. limneriae Howard, 1897. México y EUA.
E. macrocarpae Ashmead, 1888. México, EUA.
E. meteori (Gahan, 1913). México y EUA.
E. speciosus Girault, 1916. México y EUA.
E. tanyaris (Gibson, 1990). México y EUA.
Eutrepotelma leucocheilum Gibson, 1995. México, América Central y del Sur.
Lecaniobius capitatus Gahan, 1924. México, EUA. América Central y Uruguay.
Tineobiopsis mexicanus Gibson, 1995. México.
Otros géneros: *Arachnophaga*.
- Eurytomidae**
Archirileya inopinata Silvestri, 1920. México, EUA, Europa y Asia central.
Bephratelloides ablusus Grissell & Foster, 1996. México.
B. cubensis (Ashmead, 1894). México, EUA, islas del Caribe, América Central y norte de América del Sur.
Bephratoides maculatus Brues, 1909. México, EUA y Brasil.
Bruchophagus mexicanus Ashmead, 1894. México y EUA.
B. roddi Gussakovskiy, 1933. México; casi cosmopolita.
Calorileya megastigma (Ashmead, 1894). México, islas del Caribe y Colombia.
Chryseida bennetti Burks, 1956. México, EUA y Trinidad y Tobago.
C. inopinata Brues, 1907. México y EUA.
Eurytoma acus Bugbee, 1941. México.
E. atrateges Bugbee, 1941. México.
E. aureata Bugbee, 1945. México.
E. breviura Bugbee, 1945. México.
E. compressa Bugbee, 1939. México y EUA.
E. corpulenta Bugbee, 1945. México.
E. decatomoides (Ashmead, 1895). México.
E. densa Bugbee, 1945. México.
E. excellens Bugbee, 1945. México.
E. flavocoxa Bugbee, 1941. México.
E. fulva Bugbee, 1941. México.
E. hecale Walker, 1843. México, Canadá y EUA.
E. herrerae (Ashmead, 1902). México y EUA.
E. hiems Bugbee, 1945. México.
E. hirsuta Bugbee, 1941. México.
E. imago Bugbee, 1945. México.
E. ingens Bugbee, 1944. México.
E. lata Bugbee, 1945. México.
E. laxitas Bugbee, 1941. México.
E. leptovena Bugbee, 1941. México.
E. levidensis Bugbee, 1945. México.
E. linearis Bugbee, 1945. México.
E. mucronura Bugbee, 1941. México.
E. obtusiventris Gahan, 1934. México, Canadá y EUA.
E. orchidearum (Westwood, 1869). México, Canadá, EUA, norte de América del Sur y Francia.
E. pini Bugbee, 1958. México, Canadá y EUA.
E. pinisilvae Bugbee, 1981. México.
E. plana Bugbee, 1944. México.
E. pusilla Bugbee, 1945. México.

- E. quadrata* Bugbee, 1945. México.
E. spadix Bugbee, 1945. México.
E. subfusca Bugbee, 1945. México.
E. tenuis Bugbee, 1941. México.
E. tepicensis Ashmead, 1895. México.
E. tylodermatis Ashmead, 1896. México, Canadá, EUA y Perú.
E. undata Bugbee, 1941. México.
E. vadosa Bugbee, 1945. México.
E. venula Bugbee, 1945. México.
Foutsia philodendri Burks, 1971. México.
Heimbra bicolor Subba Rao, 1978. México y sur de América del Sur.
H. opaca (Ashmead, 1894). México y EUA.
Neorileya meridionalis Gahan, 1927. México, Trinidad y Tobago, Costa Rica y Argentina.
Prodecatoma diospyri Muesebeck, 1932. México.
Tenuipetiolus medicaginis (Gahan, 1919). México y EUA.
T. teredon (Walker, 1843). México y EUA.
Tetramesa maderae (Walker, 1849). México, Canadá, EUA, Europa y Asia central.
- Leucospidae**
Leucospis affinis Say, 1824. México, Canadá, EUA, Cuba, El Salvador y Brasil.
L. auripyga Boucek, 1974. México.
L. azteca Cresson, 1872. México y Costa Rica.
L. birkmani Brues, 1925. México y EUA.
L. bulbiventris Cresson, 1872. México y Costa Rica.
L. cayennensis Westwood, 1839. México, islas del Caribe, América Central y del Sur.
L. egaia Walker, 1862. México, Trinidad y Tobago, América Central y del Sur.
L. ignota Walker, 1862. México, Trinidad y Tobago, Honduras y América del Sur.
L. klugii Westwood, 1839. México y Costa Rica.
L. latifrons Schletterer, 1890. México, América Central y norte de América del Sur.
L. leucotelus Walker, 1852. México hasta Brasil.
L. mexicana Walker, 1862. México.
L. rileyi Schletterer, 1890. México, El Salvador y Honduras.
L. robertsoni Crawford, 1909. México y EUA.
L. sumichrastii Cresson, 1872. México.
L. texana Cresson, 1872. México, EUA.
- Ormyridae**
Ormyrus acylus Hanson, 1992. México, Canadá y EUA.
O. venustus Hanson, 1992. México, Canadá, EUA, Guatemala y Afganistán.
- Perilampidae**
Chrysolampus schwarzi Crawford, 1914. México y EUA.
C. sisymbrii (Ashmead, 1896). México y EUA.
Euperilampus ameca Darling, 1983. México.
E. aureicornis Darling, 1983. México.
E. gloriosus (Walker, 1862). México.
E. iodes Darling, 1983. México y Brasil.
E. krombeini Burks, 1969. México y EUA.
E. luteicrus Darling, 1983. México.
E. magnus Darling, 1983. México.
E. tanyglossa Darling, 1983. México.
E. triangularis (Say, 1829). México, Canadá, EUA y sur de América del Sur.
Perilampus chrysopae Crawford, 1914. México, Canadá y EUA.
- P. cyaneus* Brullé, 1846. México, Canadá, EUA y Cuba.
P. dobnos (Argaman, 1990). México.
P. fulvicornis Ashmead, 1886. México, Canadá y EUA.
P. hyalinus Say, 1829. México, Canadá, EUA, islas del Caribe y Perú.
P. mexicanus Cameron, 1897. México.
- Pteromalidae**
Amotura caelata Grissell, 1991. México y EUA.
Anisopteromalus calandrae (Howard, 1881). México; casi cosmopolita.
Asaphes hirsutus Gibson & Vikberg, 1998. México, Canadá, EUA y Europa.
A. suspensus (Nees, 1834). México, Canadá, EUA, América del Sur, Europa y Asia.
Bonitoa nigra Boucek, 1993. México y EUA.
Catolaccus aeneoviridis (Girault, 1911). México, Canadá, EUA e islas del Caribe.
C. grandis (Burks, 1954). México, EUA, América Central y Brasil.
C. tepicensis Ashmead, 1895. México.
Cerocephala aquila (Girault, 1920). México, EUA, islas del Caribe, Australia, I. Fidji, Filipinas y Hawaii.
Colotrechnus ignotus Burks, 1958. México, EUA y Trinidad y Tobago.
Dibrachys cavus (Walker, 1835). México; casi cosmopolita.
Dinarmus basalis (Rondan, 1877). México, EUA, América del Sur, Europa y Asia.
Dinotiscus dendroctoni (Ashmead, 1894). México, Canadá y EUA.
Eurydinoteloides syrphidis (Girault, 1916). México, islas del Caribe, América Central y del Sur.
Eutrichosoma mirabile Ashmead, 1904. México, EUA y Brasil.
Halticoptera aenea (Walker, 1833). México, EUA, Puerto Rico y Europa.
H. circula (Walker, 1833). México, Canadá, EUA, islas del Caribe, Chile, Europa, Lejano Oriente y Hawaii.
H. patellana (Dalman, 1818). México, Canadá, EUA, Trinidad y Tobago, sur de América del Sur, Europa y Taiwán.
Herbertia howardi Ashmead, 1904. México y Brasil.
H. wallacei Burks, 1959. México y EUA.
Hyperimerus corvus Girault, 1917. México y EUA.
Idioporus affinis La Salle & Polaszek, 1997. México hasta Costa Rica.
Jaliscoa nudipennis Boucek, 1993. México.
Lariophagus distinguendus (Förster, 1841). México, Canadá, EUA, América del Sur, Europa, Asia y Australia.
Leptofoenus rufus LaSalle & Stage, 1985. México.
L. stephanoides (Roman, 1920). México, Costa Rica, Panamá y América del Sur.
Lyrcus incertus (Ashmead, 1893). México, EUA, islas del Caribe, América Central y Brasil.
L. maculatus (Gahan, 1914). México y EUA.
L. orontas (Walker, 1847). México y EUA.
L. tortricidis (Crawford, 1921). México y EUA.
Mauleus cultratus Heydon, 1995. México, Panamá y Argentina.
Mesopeltita truncatipennis (Waterston, 1917). México, EUA, islas del Caribe, América Central, Venezuela, Ghana e Islas Seychelles.
Mesopolobus bruchophagi (Gahan, 1917). México, Canadá, EUA y Rusia.
Metastenus townsendi (Ashmead, 1904). México, EUA, islas del Caribe y Japón.
Meximalus heratyi Boucek, 1993. México.

- Moranila californica* (Howard, 1881). México, EUA, Europa, Asia y Australia.
- Muscidifurax raptor* Girault & Sanders, 1910. México, Canadá, EUA, islas del Caribe, Costa Rica, América del Sur, Europa, Sudáfrica, Asia, Australia y Hawái.
- M. raptoroides* Kogan & Legner, 1970. México, Trinidad y Tobago, América Central y Brasil.
- Neocatolaccus eryx* (Walker, 1847). México y EUA.
- Notoglyptus luteicrus* Heydon, 1988. México, Canadá, EUA y Venezuela.
- N. tzeltales* Heydon, 1988. México, Guatemala, Costa Rica y Venezuela.
- Oaxa albiclava* Boucek, 1993. México.
- Pachycrepoideus vindemmiae* (Rondani, 1875). México (introducido); casi cosmopolita.
- Pachyneuron albutium* Walker, 1843. México, Canadá, EUA, América Central, Haití, Brasil, Rusia y Hawái.
- P. aphidis* (Bouché, 1834). México; casi cosmopolita.
- P. californicum* Girault, 1917. México, Canadá y EUA.
- P. mucronatum* Girault, 1917. México y EUA.
- Playaspalangia rothi* Yoshimoto, 1976. México.
- Psilocera mexicana* (Ashmead, 1895). México.
- Pteromalus hemileuca* Gahan, 1917. México y EUA.
- P. hunteri* (Crawford, 1908). México, EUA, América Central y norte de América del Sur.
- P. semotus* (Walker, 1834). México, Europa, Egipto y Asia.
- P. sequester* Walker, 1835. México, Canadá, EUA, Chile, Europa, Asia, Australia y Hawái.
- Roptrocerus xylophagorum* (Ratzeburg, 1844). México; casi cosmopolita.
- Scutellista caerulea* (Fonscolombe, 1832). México, EUA, islas del Caribe, América del Sur, Europa, África, Asia, Australia y Hawái.
- Spalangia cameroni* Perkins, 1910. México; casi cosmopolita.
- S. chontalensis* Cameron, 1884. México, islas del Caribe, Nicaragua y América del Sur.
- S. drosophilae* Ashmead, 1887. México, Canadá, EUA, islas del Caribe, América Central y del Sur.
- S. endius* Walker, 1839. México; casi cosmopolita.
- S. haematobiae* Ashmead, 1894. México, Canadá, EUA e islas del Caribe.
- S. nigroaenea* Curtis, 1839. México, EUA, islas del Caribe, América Central y del Sur, Europa, Asia y Australia.
- Spalangiopecta albigena* Darling, 1991. México, EUA, República Dominicana y Surinam.
- S. laevis* Darling, 1991. México y Costa Rica.
- Syntomopus americanus* Ashmead, 1895. México, EUA y América Central.
- Theocolax elegans* (Westwood, 1874). México; casi cosmopolita.
- Tomicobia tibialis* Ashmead, 1904. México, Canadá y EUA.
- Tomocerodes americanus* Girault, 1916. México y EUA.
- Toxeumelloides cavigena* Boucek, 1993. México, Canadá y EUA.
- Urolepis rufipes* (Ashmead, 1896). México, Canadá, EUA, Alemania, Dinamarca y Hawái.
- Vespita woolleyi* Boucek, 1993. México.
- Otros géneros: *Alticornis*, *Apsilocera*, *Cecidostiba*.
- Signiphoridae**
- Signiphora aleyrodus* Ashmead, 1900. México, EUA, Trinidad y Tobago, Perú e I. Madeira.
- S. aspidioti* Ashmead, 1900. México, EUA, Honduras, sur de América del Sur, Australia y Hawái.
- S. coquilletti* Ashmead, 1900. México, EUA, Brasil y Hawái.
- S. fasciata* Girault, 1913. México, EUA, Cuba y Panamá.
- S. flava* Girault, 1913. México, EUA, islas del Caribe, Perú y Brasil.
- S. flavella* Girault, 1913. México, EUA, Cuba, sur de América del Sur, Australia y Nueva Zelanda.
- S. flavopalliata* Ashmead, 1880. México, EUA, islas del Caribe, América del Sur, Nueva Zelanda y Nueva Caledonia.
- S. mexicana* Ashmead, 1900. México y EUA.
- S. townsendi* Ashmead, 1900. México, EUA y América del Sur.
- Tanaostigmatidae**
- Microprobolus titan* LaSalle, 1987. México, Costa Rica y Brasil.
- Tanaoneura hirticoxa* LaSalle, 1987. México y Panamá.
- Tanaostigma coursetiae* Howard, 1890. México, islas del Caribe y América Central.
- T. glabrum* LaSalle, 1987. México.
- T. lobo* LaSalle, 1987. México.
- T. stanleyi* LaSalle, 1987. México y EUA.
- Tanaostigmodes albiclavus* Girault, 1917. México y EUA.
- T. anellarius* LaSalle, 1987. México e Islas Bahamas.
- T. anexoachus* LaSalle, 1987. México.
- T. brevisulcus* LaSalle, 1987. México.
- T. emarginatus* LaSalle, 1987. México, Perú y Uruguay.
- T. fisheri* LaSalle, 1987. México y EUA.
- T. flavicarpus* (Girault, 1917). México.
- T. haematoxyli* (Dozier, 1932). México e islas del Caribe.
- T. howardii* Ashmead, 1896. México y EUA.
- T. koebeleri* LaSalle, 1987. México.
- T. madrensis* LaSalle, 1987. México.
- T. meltoni* LaSalle, 1987. México y EUA.
- T. mexicanus* LaSalle, 1987. México.
- T. sonorensis* LaSalle, 1987. México y EUA.
- T. sulcatus* LaSalle, 1987. México.
- T. tychii* Ashmead, 1896. México y EUA.
- T. yuohuae* LaSalle, 1987. México y EUA.
- Tetracampidae**
- Epiclerus nearcticus* Yoshimoto, 1978. México, Canadá y EUA.
- Torymidae**
- Idiomacromerus insuetus* (Gahan, 1917). México, EUA, Rumania y Uzbekistán.
- I. perplexus* (Gahan, 1914). México, Canadá, EUA, sur de América del Sur, Europa y Asia.
- Megastigmus albifrons* Walker, 1869. México, EUA, Guatemala e India.
- M. lasiocarpae* Crosby, 1913. México, Canadá, EUA, Finlandia y China.
- M. variegatus* Strand, 1911. México.
- Microdontomerus anthonomi* (Crawford, 1907). México y EUA.
- Monodontomerus mexicanus* Gahan, 1941. México y EUA.
- M. montivagus* Ashmead, 1890. México, Canadá, EUA y Chile.
- M. viridiscapus* Gahan, 1941. México, Canadá y EUA.
- Podagrion brasiliense* Howard, 1894. México, EUA, St. Vincent, Grenada y Brasil.
- P. crassiclavum* Gahan, 1922. México, EUA y Trinidad y Tobago.
- P. echthrus* Crawford, 1912. México.
- P. mantidiphagum* Girault, 1917. México, EUA, Trinidad y Tobago y Panamá.
- P. mantis* Ashmead, 1886. México, EUA, Argentina, Rusia, China y Hawái.

- Torymoides sulcius* (Walker, 1839). México, EUA, islas del Caribe, Nicaragua y América del Sur.
Torymus atheatus Grissell, 1976. México y EUA.
T. aztecus Cameron, 1904. México.
T. bifasciipennis (Gahan, 1936). México.
T. capillaceus (Huber, 1927). México y EUA.
T. crassus (Breland, 1939). México.
T. denticulatus (Breland, 1939). México y EUA.
T. fullawayi (Huber, 1927). México y EUA.
T. hainesi Ashmead, 1893. México, EUA y América Central.
- T. koebelei* (Huber, 1927). México y EUA.
T. maculipennis (Cameron, 1884). México.
T. mexicanus Ashmead, 1899. México y EUA.
T. nubilus (Breland, 1939). México.
T. nudus (Breland, 1939). México.
T. obscurus (Breland, 1939). México y EUA.
T. texanus (Hoffmeyer, 1930). México y EUA.
T. tubicola (Osten-Sacken, 1870). México, Canadá y EUA.
T. umbilicatus (Gahan, 1919). México y EUA.
T. warreni (Cockerell, 1911). México y EUA.

ENCYRTIDAE (HYMENOPTERA)

Vladimir A. Trjapitzin^{1,2}, Enrique Ruíz Cancino¹ & Juana María Coronado Blanco¹

ABSTRACT. Encyrtidae are the second family in number of successful cases in biological control at world level. A total of 156 genera and 164 species have been recorded for Mexico, including six introduced but not established, and two dubious records. The genera with more species are *Anagyrus* (27), *Metaphycus* (12), *Aenasius* (eight), *Psyllaephagus* (six), *Acerophagus* (five), and *Holcencyrtus* (five), with 40% of the total; many genera are represented by only one to three species. Four specialists described 51% of the total of the species reported for México. Thirty eight species are only Neotropical, 29 Neotropical and Nearctic, 17 Cosmopolitan or widely distributed, 17 Neotropical, Nearctic and Caribbean, and eight Neotropical and Caribbean; the others have diverse combinations with Holarctic, Afrotropical, Oriental, and Oceanic elements. Thirty four species are registered only from Mexico. The Mexican states with more records are Tamaulipas, Nuevo León, and Veracruz.

INTRODUCCIÓN

La familia Encyrtidae pertenece al orden Hymenoptera y a la superfamilia Chalcidoidea. Los sistemas de clasificación de Encyrtidae fueron discutidos por Trjapitzin, quien en 1989 propuso el sistema actual, el cual incluye dos subfamilias, Encyrtinae y Tetracneminae. En el 2001 se reconocían 461 géneros y 3824 especies a nivel mundial. Los encírtidos son endoparasitoides primarios de otros artrópodos o hiperparasitoides de otros himenópteros; muy pocas especies son depredadoras de huevos de Coccidae. Una tercera parte

atacan a los piojos harinosos (Homoptera: Pseudococcidae) y otro tanto parasitan escamas suaves de la familia Coccidae (Homoptera). Otras atacan otros insectos de los órdenes Coleoptera, Diptera, Lepidoptera, Neuroptera u Orthoptera, mientras que algunos atacan garrapatas (Acari: Ixodoidea) u ovisacos de arañas (Araneae). Muchas especies han sido utilizadas con éxito en programas de control biológico clásico a nivel mundial; en México también han demostrado su efectividad contra plagas de pastos, cítricos y otros cultivos.

Los principales periodos en que se han descrito especies registradas para México han sido entre 1881 y 1932 por dos especialistas de los Estados Unidos de América (Howard y Timberlake) y en las últimas dos décadas por dos especialistas europeos (Trjapitzin y Noyes). Trjapitzin & Ruíz (1995a) publicaron la lista comentada de encírtidos de México (79 especies y 85 géneros), mientras que González (2000) incluyó información de esta familia hasta 1995 en su capítulo sobre Chalcidoidea de México del volumen II de esta serie. González & Woolley (2001) citaron 133 géneros para México, mientras que Ruíz & Coronado (2002) incluyeron 49 especies para Tamaulipas y/o Nuevo León. En los últimos años se han publicado muchos artículos y algunos libros sobre los encírtidos de México, reflejando este capítulo el avance obtenido hasta 2003.

CARACTERÍSTICAS TAXONÓMICAS

Los encírtidos se caracterizan por presentar mesoescudo transverso, normalmente sin *notauli* (si están presentes, solo son visibles como líneas curvadas en vista superficial hacia adentro, que se alcanzan en o cerca del margen posterior del mesoescudo); mesopleura convexa, no dividida, que

¹ UAM Agronomía y Ciencias, UAT, Ciudad Victoria, 87149 Tamaulipas, México.

² Instituto Zoológico, San Petersburgo 199034, Rusia.

en vista lateral ocupa más de la mitad de la longitud del mesosoma, a menudo tocando el segmento basal del gáster; ala anterior con línea calva extendida oblicuamente a través de la ala desde la vena estigmal; mesocoxa en vista lateral insertada en o antes de la mitad de la mesopleura; cercos por lo general muy adelantados, frecuentemente en los dos tercios anteriores y a menudo en el tercio anterior del metasoma; y placas exteriores del ovipositor separadas del terguito metasomal 8vo., cuando mucho conectadas por una membrana débil o por un filamento alargado membranoso o esclerotizado (paratergito).

IMPORTANCIA EN CONTROL BIOLÓGICO

Los encírtidos se han utilizado en muchos programas de control biológico a nivel mundial. En México y otros países latinoamericanos, algunas especies han sido introducidas y liberadas para el control de plagas agrícolas. A continuación se anotan algunas de las especies más importantes utilizadas en el Continente Americano, todas introducidas de otros países de la región o de otros continentes.

En 1938-1939, *Pseudaphycus utilis* Timberlake se introdujo con éxito de las Islas Hawaii a Puerto Rico para controlar a *Nipaecoccus nipae* Maskell (Homoptera: Pseudococcidae). *Comperiella bifasciata* se introdujo a México (Nuevo León) para el control de la 'escama roja de California' *Aonidiella aurantii* Maskell (Homoptera: Diaspididae); cinco décadas después se sigue recuperando en Tamaulipas. *Neodusmetia sangwani* (Subba Rao) ha sido uno de los éxitos mayores, al controlar la 'escama algodonosa de los pastos' *Antonina graminis* (Maskell) (Homoptera: Pseudococcidae), fue introducida desde la India a Texas, EUA, y de ese estado a Tamaulipas y San Luis Potosí en 1957, se ha diseminado a otras regiones del país y posiblemente por ecesis a otros países de la región; con una inversión de 200 000 dólares se estima una ganancia de 200 millones de dólares por año en Texas (en ganado y pastos) (Dean *et al.*, 1979).

En 1970 se introdujo con gran éxito *Anagyryus saccharicola* Timberlake para combatir al 'piojo harinoso de la caña de azúcar' *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell) (Homoptera: Pseudococcidae) de Uganda a Barbados y después a San Vicente y St. Kitts.

Metaphycus helvolus (Compere) permitió el ahorro de 70 millones de dólares a la industria citrícola de California en ese año y más de 2 millones por año (Van den Bosch *et al.*, 1982). *Psyllaephagus bliteus* Riek se introdujo de Australia a California y de California al estado de Hidalgo, México, en el año 2000 para controlar al 'psílido del eucalipto' *Glycaspis brimblecombei* Moore (Homoptera: Spondyliaspidae); esta especie también se ha dispersado en varios estados del país. *Ageniaspis citricola* Logvinovskaya es un enemigo natural eficiente del 'minador de la hoja de los cítricos' *Phyllocnistis citrella* (Stainton) (Lepidoptera: Gracillariidae) (Trjapitzin & Ruíz, 1995b) que se introdujo a Honduras y otros países con éxito; en México no fue necesario por la existencia de otros parasitoides (Ruíz *et al.*, 2001). *Anagyryus kamali* Moursi de China y *Gyranusoidea indica* Shafee, Alam & Agarwal de Egipto se introdujeron con éxito a varias islas del Caribe para combatir al piojo harinoso rosado *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Homoptera: Pseudococcidae); el laboratorio de cría masiva está en St. Thomas.

En un futuro próximo, es muy posible que se necesite introducir a México las siguientes especies:

Diaphorencyrtus aligarhensis (Shafee, Alam & Agarwal) para el control del 'psílido asiático de los cítricos' *Diaphorina citri* Kuwayama (Homoptera: Psyllidae), plaga ya detectada en México (Coronado *et al.*, 2003).

Avetianella longoi contra el 'barrenador de los eucaliptos' *Phoracantha semipunctata* (Fabricius) (Coleoptera: Cerambycidae).

Anagyryus kamali y *Gyranusoidea indica* para combatir el 'piojo harinoso rosado' *M. hirsutus*. Estos parasitoides ya han sido liberados en San Diego, California, EUA, por lo que si se presenta la plaga en Baja California, México, podrán obtenerse rápidamente.

ENCÍRTIDOS DE MÉXICO

En el Apéndice 37.1 se listan en orden alfabético las 164 especies de Encyrtidae registradas para México, anotando además su distribución a nivel mundial; 34 especies (21%) se han registrado sólo de México, aunque la mayoría son especies descritas recientemente que quizá se encuentren también en países vecinos. Hasta el 2001 se habían des-

crito 3824 especies de Encyrtidae en el mundo, por lo que el número de especies registradas para México representa el 4.3%. Podría estimarse que existen 1000 especies de encírtidos en la República Mexicana, ya que se ha determinado material de otros 76 géneros cuyas especies no han sido identificadas, además de otras especies de los géneros de los cuales existen especies identificadas. La lista de estos géneros aparece al final del Apéndice 37.1 así como su distribución en México.

Los encírtidos registrados para la República Mexicana han sido estudiados por 53 especialistas, principalmente de Europa y EUA, quienes han descrito casi todas las especies listadas: Agarwal, Alam, Annecke, Ashmead, Aurivillius, Brethes, Brues, Caltagirone, Cameron, Compere, Crawford, Dalman, De Santis, De Stefani, Domenichini, Dozier, Ferriere, Fullaway, Gahan, Geoffroy, Girault, Gordh, Guerrieri, Hanson, Hayat, Hoffer, Howard, Kamal, Kerrich, Martínez, Mayr, Menezes, Mercet, Monreal, Motschulsky, Myartseva, Mynhardt, Noyes, Perkins, Riek, Rosen, Ruíz, Say, Sharkov, Silvestri, Smith, Subba Rao, Timberlake, Trjapitzin, Waterston, Westwood, Woolley y Zinna, destacando Noyes con 27 especies descritas entre 1980 y 2000, la mayoría de Costa Rica, que también se hallan en México; Howard con 23 y Timberlake con 18, quienes describieron encírtidos de los EUA y México hace 80 años o más (1881-1908 y 1919-1926, respectivamente); y Trjapitzin con 16 especies, quien ha trabajado con encírtidos mexicanos desde 1995 a la fecha. Estos cuatro especialistas y sus colaboradores describieron 84 especies (51% del total). Actualmente, tres especialistas trabajan con encírtidos mexicanos a nivel especie: Svetlana N. Myartseva, Laura S. Monreal Hernández y Vladimir A. Trjapitzin.

Las especies de Encyrtidae de México presentan las siguientes relaciones biogeográficas: 36 neotropicales, 25 neotropicales y neárticas, 17 cosmopolitas (o casi), 15 neotropicales, neárticas y caribeñas, y ocho neotropicales y caribeñas; el resto incluye diversas combinaciones con elementos holárticos, afrotropicales, orientales y oceánicos. El Museo de Insectos de la Universidad Autónoma de Tamaulipas cuenta con la colección de Encyrtidae más completa del país de material identificado a nivel especie. Esta colección se inició en 1995 y ha continuado creciendo en los últimos

años, contando con 75 géneros y 64 especies, además del material por identificar (2000 especímenes). También cuenta con una base de datos parcial del material de encírtidos del Museo UAT en Lotus Approach con 1111 registros.

CONCLUSIONES

El estudio de los encírtidos en México se ha realizado por su importancia económica en el control biológico de insectos plaga y por su importancia ecológica como parte de los ecosistemas naturales del país. Ya que la mayoría de las especies presentes se desconoce, se requiere un gran esfuerzo para avanzar en el conocimiento de este interesante grupo.

AGRADECIMIENTOS

Los autores agradecen al CONACYT, CONABIO, COTACYT (Gobierno del Estado de Tamaulipas) y a la UAT por el apoyo brindado en el período 1995-2003 para el estudio de los encírtidos de México.

REFERENCIAS

- CORONADO B. J. M., E. C. RUÍZ, S.N. MYARTSEVA & G.G. GAONA. 2003. *Tamarixia* sp. (Hymenoptera: Eulophidae), parasitoide del psílido asiático de los cítricos en Tamaulipas, México, pp. 71-73. En: Mem. XXVI Congr. Nac. Control Biol. México.
- DEAN H.A., M.F. SCHUSTER & J.C. BOLING. 1979. Complete biological control of *Antonina graminis* in Texas with *Neodusmetia sangwani* (a classic example). *Bull. ESA*, 23: 262-267.
- GONZÁLEZ H. A. 2000. Chalcidoidea (Hymenoptera), pp. 649-659. En: Llorente B. J. E., E. González S. & N. Papavero (eds.). *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: hacia una síntesis de su conocimiento. Vol. II.* UNAM. México.
- & J.B. WOOLLEY. 2001. Identificación y distribución de los géneros de Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) en México. UANL. CD.
- GUERRIERI, E. & J.S. NOYES. 2000. Revision of European species of the genus *Metaphycus* Mercet (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae), parasitoids of scale insects (Homoptera: Coccidea). *Syst. Ent.*, 25: 117-222.
- MYARTSEVA, S.N. & E.C. RUÍZ. 2003. Two species of the genus *Metaphycus* Mercet (Hymenoptera: Encyrtidae), parasitoids of whiteflies (Homoptera: Aleyrodidae) in Mexico. *Ent. Mex.*, 2: 751-755.

- & V.A. TRJAPITZIN. 2001. A new species of *Cydeirus Noyes* from México (Hymenoptera: Encyrtidae). *Zoosystematica Rossica*, 9(1): 223-225.
- NOYES, J. S. 2000. Encyrtidae of Costa Rica (Hymenoptera: Chalcidoidea). 1. The subfamily Tetracneminae, parasitoids of mealybugs (Homoptera: Pseudococcidae). *Mem. Amer. Ent. Inst.*, 62: 1-355.
- & P. HANSON. 1996. Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) of Costa Rica: the genera and species associated with jumping plant-lice (Homoptera: Psylloidea). *Bull. Nat. Hist. Mus. (Ent. Ser.)*, 65 (2): 105-164.
- RUÍZ, C.E. & J.M.B. CORONADO. 2002. Artrópodos terrestres de los estados de Tamaulipas y Nuevo León, México. *Serie Publicaciones Científicas CIDAFF-UAT*, 4. México.
- , C.B. MARTÍNEZ, J.M.B. CORONADO, J.R.C. MATEOS & J.E. PEÑA. 2001. Himenópteros parasitoides de *Phyllocnistis citrella* Stainton (Lepidoptera: Gracillariidae) en Tamaulipas y norte de Veracruz, México, con una clave para las especies. *Folia Ent. Mex.*, 40(1): 83-91.
- SHARKOV, A.V. 1996. A review of the species of the genus *Mucrencyrtus* Noyes (Hymenoptera: Encyrtidae). *Proc. Entomol. Soc. Washington* 98(2): 350-368.
- TRJAPITZIN V. A. 1989. *Parasitic Hymenoptera of the family Encyrtidae of Palaearctics*. Nauka, Leningrad Division. 488 p. (En ruso con resumen en inglés).
- . 1998. A new species of the genus *Holcencyrtus* from México. *Zoosyst. Ross.*, 7(1): 185-188.
- . 2001. A review of encyrtids of the genus *Avetianella* Trjapitzin, 1968 (Hym.: Encyrtidae) of the world fauna with description of a new species from México. *Ent. Obozreniye*, 80(3): 734-739 (en ruso).
- & E.C. RUÍZ 1995a. Annotated check-list of encyrtids (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae) of Mexico. *Folia Ent. Mex.*, 94: 7-32 (y todas las citas incluidas en este artículo).
- & — . 1995b. *Ageniaspis citricola* Logvinovskaya (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae): un parasitoides del minador de la hoja de los cítricos *Phyllocnistis citrella* Stainton (Lepidoptera: Phyllocnistidae). *Rev. UAT*, 44: 59-64.
- & — . 1997a. *Diversinervus elegans* Silvestri (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae), un parasitoides de cóccidos (Homoptera: Coccoidea: Coccidae) en México. *CEIBA*, 38(2): 151-155.
- & — . 1997b. *Homalotylus terminalis* (Say) (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae), un parasitoides de coccinélidos (Coleoptera: Coccinellidae) en el Estado de Morelos, México. *CEIBA*, 38(2): 157-160.
- & — . 1997c. *Pseudhomalopoda prima* Girault (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae) en el Estado de Tamaulipas, México. *Biotam*, 9(1): 1-6.
- & — . 1998. Descripción de una especie del género *Prionomastix* Mayr (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae) del Estado de Puebla, México, con una clave para las especies conocidas del género. *Acta Zool. Mex. (n. s.)*, 75: 163-169.
- & — . 2000a. Descripción de una nueva especie del género *Trichomasthus* Thomson (Hymenoptera: Encyrtidae) del Estado de Tamaulipas, México, con las claves de especies de México, Indias Occidentales y Bermudas. *Biotam*, 11(3): 19-24.
- & — . 2000b. Una nueva especie de *Aloencyrtus* Prinsloo (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae), parasitoides de *Ceroplastes dugesii* Lichtenstein (Homoptera: Coccidae) en el Estado de Morelos, México. *Folia Ent. Mex.*, 108: 35-42.
- & — . 2000c. Ecesis of Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) into Mexico. Abstracts XXI International Congress of Entomology, Book II: 636.
- & — . 2000d. Encírtidos (Hymenoptera: Encyrtidae) de importancia agrícola en México. *Serie Publicaciones Científicas CIDAFF-UAT*, 2. México.
- & — . 2000e. *Anagyrus pulchricornis* (Howard) (Hymenoptera: Encyrtidae) in the State of Tamaulipas, Mexico. *Southwest. Ent.*, 25(2): 149.
- & — . 2000f. A new species of the encyrtid genus *Tetartoclava* Noyes, 1980 (Hymenoptera: Encyrtidae) from Mexico. *Russian Ent. J.*, 9(3): 267-268.
- & — . 2001a. Discovery of the genus *Aloencyrtus* Prinsloo, 1978 (Hymenoptera: Encyrtidae) in México and Honduras, p. 105. In: Proc. 13° Entomological Congress, Entomological Society of Southern Africa.
- & — . 2001b. Sinopsis de las especies de *Ruandella* Risbec (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae) y descripción de una nueva especie del Estado de Sinaloa, México. *Folia Ent. Mex.*, 40(2): 213-219.
- & — . 2001c. Descripción de una nueva especie del género *Discodes* Förster (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae) de Baja California Sur, México. *Biotam*, 12(2): 65-70.
- & — . 2001d. Especie nueva de *Caldencyrtus* (Hymenoptera: Encyrtidae). *An. Inst. Biol. UNAM, S. Zool.*, 72(2): 209-213.
- & — . 2001e. Especie nueva de *Tyndarichus* (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae) de Tamaulipas y Michoacán, México. *An. Inst. Biol. UNAM, S. Zool.*, 72(2): 215-220.
- & — . 2001f. *Homalotylus cockerelli* Timberlake (Hymenoptera: Encyrtidae) in México. *Southwest. Ent.*, 24(4): 377-378.
- & — . 2001g. *Prionomastix fasciatipennis* (Girault) (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae) en el Estado de Veracruz, México. *Biotam*, 12(3): 27-30.
- & — . 2001h. *Leptomastidea debachi* (Hymenoptera: Encyrtidae), una nueva especie de Baja California Sur, México. *Biotam*, 12(3): 31-36.
- & — . 2002. A review of encyrtids (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae) of the world fauna with reduced number of funicle segments of antennae. *Serie Publicaciones Científicas CIDAFF-UAT*, 3. México.
- , S.N. MYARTSEVA & E.C. RUÍZ. 2001. Description of a new species of *Anagyrus* Howard, 1896 (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae) from México and USA with a review of economically important species of the genus. *Russ. Ent. J.*, 10(4): 411-415.
- VAN DEN BOSCH, R., P.S. MESSENGER & A.P. GUTIÉRREZ. 1982. *An introduction to biological control*. Plenum Press, Nueva York.

APÉNDICE 37.1.

Especies de Encyrtidae de México.

Nota: Islas del Caribe se refiere a varias de las Antillas Mayores y/o Menores; Asia, África y Europa a varios países de dichas regiones; Hawaii es parte de EUA, pero se anota por separado por encontrarse muy distante del territorio continental.

- Acerophagus californicus* D. Rosen, 1969. México (TAMPS), EUA.
A. coccois E. Smith, 1880. México, EUA, América del Sur, China y Hawaii.
- *A. debilis* Timberlake, 1924. México (VER y MOR).
 - A. notativentris* (Girault, 1917). México (BCS), EUA, Sudáfrica.
 - A. texanus* (Howard, 1898). México (NL y DGO), EUA (California-introducido de México) y Hawaii.
 - Adelencyrtus odonaspidis* Fullaway, 1913. México (NL), EUA, islas del Caribe, Brasil, Sudáfrica, Japón y Hawaii.
 - Aenasius advena* Compere, 1937. México (TAMPS, NL y BCS), EUA (California y Hawaii - introducido de México), América Central y del Sur, África, Asia y Hawaii.
 - A. caeruleus* Brues, 1910. México (VER y NL), EUA, islas del Caribe, Centro y América del Sur.
 - A. flandersi* Kerrich, 1967. México (TAMPS), EUA, islas del Caribe, Costa Rica y América del Sur.
 - A. frontalis* Compere, 1937. México (SIN y TAMPS), EUA, América Central y del Sur.
 - A. insularis* Compere, 1937. México (NAY) hasta Brasil y Trinidad y Tobago.
 - A. longiscapus* Compere, 1937. México (NAY) hasta Brasil y Trinidad y Tobago.
 - *A. tachigaliae* (Brues, 1922). México (VER) hasta Argentina; Trinidad y Tobago.
 - A. vexans* Kerrich, 1967. México (NAY) hasta Brasil; Trinidad y Tobago.
 - Agarwalencyrtus citri* (Agarwal, 1965). México (COL y NL), sur de África y Asia.
 - *Aloencyrtus elisavetae* Trjapitzin & Ruíz, 2000. México (MOR).
 - Anagyrus antoninae* Timberlake, 1920. México (TAMPS, SLP, VER y SIN) introducido de Texas, EUA (y a Texas desde India), Brasil, Rusia, Japón y Hawaii.
 - *A. aper* Noyes & Menezes, 2000. México (COL, SIN, MICH, ZAC, JAL, GRO, COAH, NL, TAMPS, PUE, OAX y CHIS).
 - A. chilensis* Brethes, 1916. México (GRO), Uruguay y Chile.
 - *A. clauseni* Timberlake, 1924. México (TAMPS y OAX).
 - *A. cristinae* Noyes & Menezes, 2000. México (COL, MICH y GRO).
 - *A. diversicornis* (Howard, 1894). México (COAH, JAL y OAX).
 - *A. dzhanokmenae* Trjapitzin, Myartseva & Ruíz, 2001. México (BCS).
 - A. gramnicolens* Dozier, 1937. México (TAMPS y OAX), EUA y Puerto Rico.
 - *A. insolitus* (Howard, 1897). México (COAH, NL, TAMPS, JAL, GRO y OAX).
 - A. lizanorum* Noyes & Menezes, 2000. México (VER y CHIS) y Costa Rica.
 - A. loeckii* Noyes & Menezes, 2000. México (VER), EUA, islas del Caribe y Costa Rica.
 - A. lopezi* (De Santis, 1964). México (NL) registro dudoso. Registrado para América del Sur y África.
 - A. micans* Noyes, 2000. México (TAMPS y SLP), introducida desde Francia sin éxito.
 - *A. myrtesae* Noyes & Menezes, 2000. México (SIN, NL, TAMPS, JAL y OAX).
 - A. paralia* Noyes & Menezes, 2000. México (SIN, NL, VER, SLP, JAL, GRO, PUE, OAX y CHIS), EUA y Costa Rica.
 - A. phyta* Noyes & Menezes, 2000. México (TAMPS, JAL, GRO y OAX).
 - A. pseudococci* (Girault, 1915). México (SON), EUA, islas del Caribe, América del Sur, Europa y Asia.
 - A. pulcher* (Ashmead, 1888). México (TAMPS y OAX), EUA.
 - A. pulchricornis* (Howard, 1894). México (TAMPS, OAX y CHIS), EUA, islas del Caribe y Costa Rica.
 - A. punctulatus* Agarwal & Alam, 1958. México, EUA, Europa, Asia.
 - A. rapo* Noyes & Menezes, 2000. México (YUC), Costa Rica.
 - A. rosichoni* Noyes & Menezes, 2000. México (PUE y OAX) y Costa Rica.
 - A. saccharicola* Timberlake, 1932. México (VER) ecesis probable desde Asia oriental; EUA, islas del Caribe, América Central y del Sur, África, Asia, Australia y Hawaii.
 - A. shahidi* Hayat, 1979. México (SIN, TAMPS, NL, SLP, MOR, MICH, COL y CHIS) ecesis probable desde India; EUA, islas del Caribe, Costa Rica y Asia.
 - A. trinidadensis* (Kerrich, 1953). México (SON y DGO), Costa Rica y Trinidad y Tobago.
 - A. tyana* Noyes, 2000. México (JAL y OAX), Costa Rica.
 - *A. villalobosi* Noyes & Menezes, 2000. México (TAMPS, GRO, VER y OAX).
 - Anicetus annulatus* Timberlake, 1991. México-ecesis probable de Asia oriental; EUA, islas del Caribe, Asia y Hawaii.
 - A. primus* (Howard, 1898). México (SON).
 - Anusioptera aureocincta* Brues, 1910. México (NL, TAMPS y VER) y Argentina.
 - A. koebelei* Trjapitzin, 1997. México (MOR y OAX), EUA.
 - Aphycomorpha araucariae* Timberlake, 1919. México, EUA y Hawaii.
 - *Aphycus oaxaca* (Howard, 1898). México (OAX).
 - Arrhenophagus chionaspidis* Aurivillius, 1888. México (TAMPS, NL y COL) y otros países de América, Europa, África y Asia.
 - Asitus phragmitis* (Ferriere, 1955). Introducido en México, no establecido; Europa y Asia.
 - Avernes gela* Noyes & Woolley, 1994. México (TAMPS, VER, GRO y JAL), Canadá, EUA y Costa Rica.
 - *Avetianella hasmik* Trjapitzin, 2001. México (BCS).
 - *Aztecencyrtus flavus* Timberlake, 1926. México (TAB).
 - *Blepyrus decimus* (Kerrich, 1982). México (MOR).
 - B. hansonii* Noyes, 2000. México (SLP) y Costa Rica.
 - B. insularis* (Cameron, 1886). México (BC, SON, SIN, TAMPS y NL) hasta Colombia, EUA, islas del Caribe, África, Asia, Australia y Micronesia.
 - B. pretiosus* (Timberlake, 1924). México (VER), Guatemala y Argentina.
 - B. schwarzi* (Howard, 1898). México, EUA, Trinidad y Tobago, Costa Rica y América del Sur.
 - Boucekiella depressa* Hoffer, 1954. Introducido a México, no establecido; Europa y Asia.
 - Brethesiella latifrons* Timberlake, 1919. México (TAMPS) y Argentina.
 - *Caldencyrtus canindo* Trjapitzin & Ruíz, 2001. México (TAMPS).
 - Carabunia myersi* Waterston, 1928. México (TAB), EUA, islas del Caribe y El Salvador.

- Cerapterocerus mirabilis* Westwood, 1833. México, Europa, África y Asia.
- Cerapteroceroideus cinctipes* Girault, 1916. México y EUA.
- Cheiloneurus compressicornis* (Ashmead, 1894). México (NL) y EUA.
- C. cupreicollis* (Ashmead, 1894). México (NL), EUA, islas del Caribe y Argentina.
- C. elegans* (Dalman, 1820). México (MOR), Canadá, EUA, Argentina, Europa, Nigeria y Asia.
- Chrysoplatycerus ixion* Noyes, 2000. México (NAY) y Costa Rica.
- C. splendens* (Howard, 1888). México (SIN)- ecesis probable desde California, EU; Canadá hasta Panamá, islas del Caribe y Hawaii.
- Cirrhencyrtus ehrhorni* (Timberlake, 1920). México (NL) y EUA.
- Coccidoxenoides perminutus* Girault, 1915. México (TAMPS)- ecesis probable desde California, EUA; América Central y del Sur, Cuba, Italia, África, Asia, Australia y Hawaii.
- Comperiella bifasciata* Howard, 1906. México (TAMPS, NL y MOR)- introducida desde EUA; Europa, África, Asia y Australia.
- Copidosoma desantisi* Annecke & Mynhardt, 1974. México - introducida desde América del Sur; EUA, Bermuda y Japón.
- C. floridanum* (Ashmead, 1900). México (TAMPS, NL y GTO) y otros 56 países.
- C. truncatellum* (Dalman, 1820). En México se trata de *C. floridanum*. En América, presente en Canadá.
- Copidosomopsis plethorica* (Caltagirone, 1966). México (TAMPS, NL, SLP y OAX). EUA (introducida desde México a California) y Costa Rica.
- *Cyderius mexicanus* Myartseva & Trjapitzin, 2001. México (TAMPS).
- Dicarnosis ripariensis* Kerrich, 1978. México (SIN, VER y JAL) y EUA.
- Discodes arizonensis* (Howard, 1898). México (NL) y EUA.
- *D. yasnoshae* Trjapitzin & Ruíz, 2001. México (BCS).
- Diversinervus elegans* Silvestri, 1915. México (MOR), ecesis probable desde África; EUA, islas del Caribe, América del Sur, Europa, África, Asia, Australia y Hawaii.
- Ectroma semifacta* De Santis, 1972. México y Argentina.
- Ectromatopsis americana* (Howard, 1898). México (SON, NL y TAMPS) y EUA.
- Encyrtus aurantii* (Geoffroy, 1785). México (NL y JAL) y otros 76 países.
- *E. mexicanus* (Girault, 1917). México.
- Ericydnus lamasi* (Domenichini, 1952). México (GRO, MICH y OAX) hasta Perú y EUA.
- Gyranusoidea dispar* (Kerrich, 1953). México (TAMPS), Costa Rica y Trinidad y Tobago.
- G. pseudococci* (Brethes). México (SON y NL) e India.
- Hambletonia pseudococcina* Compere, 1936. México hasta Argentina, EUA, islas del Caribe, Taiwán y Hawaii.
- Helegonatopus pseudophanes* Perkins, 1906. México (ZAC, VER, JAL y MICH), EUA, islas del Caribe, América del Sur y Hawaii.
- *Hexacladia mexicana* Girault, 1917. México (OAX).
- H. smithi* Ashmead, 1891. México, EUA, islas del Caribe y América del Sur.
- *Holcencyrtus gonzalezi* Trjapitzin, 1998. México (NL).
- H. myrmicoides* (Compere & Zinna, 1955). México, islas del Caribe y Argentina.
- H. osborni* (Timberlake, 1923). México (VER), EUA, Costa Rica y Hawaii.
- *H. scapus* (Gordh & Trjapitzin, 1980). México (HGO).
- H. wheeleri* (Ashmead, 1904). México, EUA.
- *Homalotylus brevicauda* Timberlake, 1919. México (DGO).
- H. cockerelli* Timberlake, 1919. México (TAMPS, GTO y YUC), EUA.
- *H. mexicanus* Timberlake, 1919. México (SLP y JAL).
- H. terminalis* (Say, 1829). México (SON y MOR), Canadá, EUA, islas del Caribe y Uruguay.
- Hoplopsis cristulata* De Santis, 1972. México (TAMPS y NL), Brasil y Argentina.
- *Islaues azteca* Noyes & Woolley, 1994. México (MICH).
- Isodromus iceryae* Howard, 1887. México (MOR y OAX), EUA, Cuba y América del Sur.
- Ixodiphagus hookeri* (Howard, 1908). México (TAMPS, NL y MOR) y otros 55 países.
- Leptomastidea abnormis* (Girault, 1915). México (NL, PUE y MOR), ecesis probable desde la región del Mediterráneo; Canadá, EUA, islas del Caribe, América Central y del Sur, Europa, África, Asia y Australia.
- *L. debachi* Trjapitzin & Ruíz, 2002. México (BCS).
- Lirencyrtus primus* Noyes, 1980. México (NL) y Brasil.
- Mahencyrtus nitidus* (Howard, 1894). México (NL), islas del Caribe y Argentina.
- Mariola flava* Noyes, 1980. México (NL), St. Vincent.
- *Metaphycus acapulcus* Myartseva & Ruíz, 2003. México (GRO).
- *M. aleyrodis* (Myartseva & Ruíz, 2002). México (TAMPS)
- M. aneckei* Guerrieri & Noyes, 2000. México, América del Sur, Sudáfrica y Nueva Zelanda.
- M. flavus* (Howard, 1881). México (MOR), EUA, islas del Caribe, América del Sur, Europa, norte de África, Asia, Australia y Hawaii.
- *M. giraulti* Noyes & Woolley, 1994. México (OAX).
- M. helvolus* (Compere, 1926). México (BC), EUA, islas del Caribe, América del Sur, Europa, África, Asia y Australia.
- M. lounsburyi* (Howard, 1898). México (SLP, DF y PUE), ecesis probable desde África; EUA, América del Sur, Europa, África, Asia y Australia.
- M. luteolus* (Timberlake, 1916). México (BCS, SON, COAH, TAMPS y DF), EUA, Bermuda, América del Sur, España y Rusia.
- M. maculipes* (Howard, 1885). México (TAMPS), Canadá y EUA.
- M. mexicanus* (Howard, 1898). México (DF), EUA y Hawaii.
- *M. oaxacae* (Howard, 1898). México (OAX).
- M. stanleyi* (Compere, 1940). México (NL), Canadá, EUA, Bermuda, Perú, Europa, África e Israel.
- Microterys kotinskyi* (Fullaway, 1913). México, EUA, Bermuda, India y Hawaii.
- M. niethneri* (Motschulsky, 1859). México (MOR), ecesis probable desde la región del Mediterráneo o desde el sur de Asia vía EUA o directamente.
- M. tricoloricornis* (De Stefani, 1886). México, Europa y Asia.
- Mucrencyrtus variabilis* Sharkov, 1996. México (VER y PUE) y EUA.
- Neodusmetia sangwani* (Subba Rao, 1957). México (TAMPS, NL, COAH, SLP, MOR, COL, GRO, OAX y YUC) introducido desde Texas, EUA (y a Texas desde India); Bermuda, Costa Rica, Brasil, África, Asia y Australia.
- Ooencyrtus johnsoni* (Howard, 1898). México, EUA y Bermuda.
- Paratetracnemoidea americana* Gordh, 1985. México (BCS) y EUA.

- Pawenus orthopterae* Noyes & Woolley, 1994. México (TAMPS y NL) y EUA.
- Plagiomerus cyaneus* (Ashmead, 1898). México (TAMPS y MOR), EUA, islas del Caribe y Brasil.
- P. diaspidis* Crawford, 1910. México (TAMPS y NL), EUA, Colombia, Italia, China y Hawaii.
- Platencyrtus parkeri* Ferriere, 1955. México (NL) introducido desde Texas, EU (y a Texas desde Francia), no establecido; Europa y Armenia.
- Pulexencyrtus medusa* Noyes & Woolley, 1994. México y EUA.
- Prionomastix fasciatipennis* (Girault, 1913). México (VER), Brasil, Paraguay y Argentina.
- *P. pulawskii* Trjapitzin & Ruíz, 1998. México (PUE).
- Prochiloneurus dactyloppi* (Howard, 1885). México (SON y NL), EUA, islas del Caribe y América del Sur.
- *Pseudaphycus debachi* D. Rosen, 1981. México (SON).
- P. mundus* Gahan, 1946. México, EUA e islas del Caribe.
- P. prosopidis* Timberlake, 1916. México, EUA y Ghana.
- P. utilis* Timberlake, 1923. México (TAMPS y VER), EUA, islas del Caribe, China; Hawaii, introducido desde México.
- Pseudectroma europaeum* (Mercet, 1921). México, introducido desde Francia, no establecido; EUA, islas del Caribe y España.
- Pseudomalopoda prima* Girault, 1915. México (SON, TAMPS y NL), introducido desde Florida, EUA; islas del Caribe y Argentina.
- Pseudococcobius terryi* (Fullaway, 1913). México, EUA, Guam y Hawaii.
- Psyllaephagus bliteus* Riek, 1962. México (COAH, DGO, ZAC, HGO, AGS, DF y JAL)-introducido desde California, EUA (y a California desde Australia).
- P. gyces* Noyes & Hanson, 1996. México (TAMPS) y Costa Rica.
- P. pilosus* Noyes, 1988. México (DF), ecesis probable desde Australia o Nueva Zelanda vía California, EUA.
- P. trjapitzini* Myartseva & Martínez, 2002. México (TAMPS).
- P. trioziophagus* (Howard, 1885). México (CAM) y EUA.
- P. yaseeni* Noyes, 1990. México (NL, ZAC, VER, PUE, JAL, MICH, GRO y OAX), EUA, islas del Caribe y Colombia.
- Rhytidothorax marlatti* Ashmead, 1900. México (JAL, GRO y OAX) y EUA.
- *Ruandella zerovae* Trjapitzin & Ruíz, 2001. México (SIN).
- Saera leuce* Noyes & Woolley, 1994. México (OAX) y EUA.
- *Sectiliclava placidae* Monrreal, Trjapitzin & Ruíz, 2001. México (TAMPS).
- Syrphophagus aphidivorus* (Mayr, 1876). México (DF). Identificación dudosa. Islas del Caribe, Europa, norte de África y Asia. Ocurre en 64 países.
- S. smithi* Kamal, 1926. México (SON) y EUA.
- Tachardiobius nigricans* Timberlake, 1926. México (BCS) y EUA.
- *Tetarticlava larai* Trjapitzin & Ruíz, 2000. México (TAMPS).
- Tetracnemus ashmeadi* Noyes & Woolley, 1994. México (SIN) y EUA.
- Trichomasthus farfani* Trjapitzin & Ruíz, 2001. México (TAMPS).
- T. mexicanus* (Girault, 1917). México (MOR), EUA e islas del Caribe.
- Trjapitzinellus microrphanos* Gordh, 1973. México (JAL) y EUA.
- Tyndarychus ibarrai* Trjapitzin & Ruíz, 2001. México (TAMPS y MICH).
- Zarhopalus inquisitor* (Howard, 1881). México, EUA e islas del Caribe.
- Otros géneros registrados para México:
- Aeptencyrtus* (JAL, GRO y OAX).
- Ageniaspis* (VER y YUC).
- Ameromizobia* (VER, OAX y QROO).
- Ammonoencyrtus* (NL, JAL, MICH, GRO y OAX).
- Anisophleps* (GRO).
- Aphycus* (TAMPS, VER, EMEX, JAL, MICH, GRO y OAX).
- Archinus* (JAL y GRO).
- Arhopoidiella* (VER).
- Atelaphycus* (OAX).
- Baeocharis* (COAH).
- Bothriothorax* (SIN, EMEX, DF y COL).
- Brachyplatycerus* (VER y CHIS).
- Caenocercus* (PUE y OAX).
- Ceraproceroideus* (ZAC y NL).
- Cerchysiella* (TAMPS, NL, VER, SIN, JAL, MICH, GRO, OAX y CHIS).
- Cerchysius* (ZAC, MICH, OAX y CHIS).
- Cercobelus* (VER, GRO y OAX).
- Charitopus* (SLP, COL, JAL, GRO y OAX).
- Cicoencyrtus* (JAL y GRO).
- Clausenia* (JAL).
- Coccidaphycus* (OAX).
- Coccidencyrtus* (JAL y GRO).
- Coelopencyrtus* (BCS y PUE).
- Deilio* (VER).
- Deloencyrtus* (TAMPS).
- Dicarnosis* (VER, SIN, JAL y MICH).
- Dusmetia* (TAMPS).
- Echthrogonatopus* (TAMPS).
- Ectroma* (VER).
- Epanusia* (TAMPS, JAL y OAX).
- Epiencyrtus* (TAMPS, SLP, OAX y CHIS).
- Epitetracnemus* (TAMPS).
- Eucoccidophagus* (PUE y GRO).
- Euogus* (OAX).
- Exoristobia* (VER, OAX, CHIS y QROO).
- Forcipestricis* (TAMPS, NL, SLP, ZAC, VER, SIN, PUE, GRO, OAX, YUC y CHIS).
- Gahaniella* (NL, SIN y GRO).
- Ginsiana* (SLP, JAL y CHIS).
- Habrolepis* (GRO).
- Habrolepopteryx* (GRO y OAX).
- Helegonatopus* (ZAC, NL, VER, JAL, MICH, GRO y CHIS).
- Hemencyrtus* (TAMPS, VER, COL, JAL, GRO y CHIS).
- Homalopoda* (VER, JAL y QROO).
- Homalotyloidea* (MICH y GRO).
- Iceromyia* (JAL y GRO).
- Lamenaisia* (TAMPS, NL, SLP, ZAC, VER, PUE, AGS, SIN, COL, JAL, MICH, GRO, OAX, YUC y CHIS).
- Leptomastix* (NL y GRO).
- Lochitoencyrtus* (TAMPS).
- Mayridia* (SLP).
- Meniscocephalus* (México).
- Meromizobia* (TAMPS, NL, VER, SLP, PUE, ZAC, AGS, COL, JAL, MICH, GRO, OAX y CHIS).
- Metablastothrix* (OAX).
- Metaphaenodiscus* (ZAC, PUE, JAL, MICH, GRO y OAX).
- Neastymachus* (VER, GRO, OAX y CHIS).

Neocharitopus (TAMPS, NL, SLP, JAL, GRO y OAX).

Neococcidencyrtus (VER y GRO).

Parablastothrix (VER, JAL y QROO).

Parablatticida (TAMPS, VER, PUE, GRO, OAX y CHIS).

Paralitomastix (TAMPS, NL, ZAC, VER, PUE, COL, CAMP y OAX).

Paramucrona (JAL).

Pentelicus (TAMPS, VER, PUE, SIN, MICH, GRO y CHIS).

Prionomitus (GRO).

Protyndarichoides (GRO y CHIS).

Pseudencyrtus (ZAC, SIN, JAL, MICH, OAX y CHIS).

Pseudencyrtoides (COL y JAL).

Pseudleptomastix (TAMPS, NL, COAH, ZAC, VER, PUE, GTO,

COL, JAL, MICH y OAX).

Rhopus (TAMPS, NL, COAH, ZAC, VER, GTO, SIN, JAL, MICH, GRO, OAX, YUC y CHIS).

Shenahetia (VER).

Stemmatosteres (OAX).

Tachinaephagus (VER, JAL y OAX).

Taniencyrtus (NL).

Tetracnemoidea (GRO y CHIS).

Trechnites (VER, OAX y CHIS).

Zaomma (TAMPS, NL, VER, PUE, JAL, MICH, GRO, OAX, YUC y CHIS).

Zaommoencyrtus (SIN, VER, QROO y CHIS).

Zaplatycerus (NL).

MYMARIDAE (HYMENOPTERA)

Serguei V. Triapitsyn¹, Juana María Coronado-Blanco² & Enrique Ruíz-Cancino²

ABSTRACT. Mymarids (also known as fairyflies) are egg parasitoids. Some species have been successfully used both in classical and natural biocontrol programs in other countries but not yet in the Mexican Republic. This group includes 47 species and 23 genera recorded in Mexico to this date (among them two genera and two species are fossils), although their real number is undoubtedly much greater as many species remain unidentified or undescribed. *Gonatocerus* (19 species) and *Anagrus* (13 species) are the genera with more species recorded. Seven species (17%) are so far known only from Mexico.

INTRODUCCIÓN

Aunque los mimáridos están pobremente representados en las colecciones, debido a su tamaño pequeño, están distribuidos ampliamente y son muy comunes (Yoshimoto, 1984). Huber (1986) citó 133 especies para la región Neártica, 177 para la Neotropical, 580 para la Paleártica, 75 para la Etiópica, 301 para la Australiana y 85 para la Oriental, con un total de 1351 especies y 86 géneros. Gibson (1993) indicó que existen cerca de 1400 especies nominales y 100 géneros reconocidos como válidos. Huber (1997) indicó que en la región Neártica existen cerca de 145 especies descritas en 28 géneros, con una estimación de la fauna total de 200 a 250 especies. Varios autores elaboraron claves taxonómicas de géneros: Huber (1997) para la región Neártica, Triapitsyn & Huber (2000)

para la Paleártica, y Yoshimoto (1990) para el Nuevo Mundo, aunque no hay claves para las especies de los géneros más diversos como *Anaphes*, *Camptoptera*, *Erythmelus*, *Gonatocerus*, *Polynema* y *Stethynium*, los cuales incluyen cerca de 66% de las especies válidas existentes (Triapitsyn, 2002b). Noyes (2002) recopiló información de los Chalcidoidea a nivel mundial. En este capítulo se registran 47 especies y 23 géneros de México.

IMPORTANCIA EN CONTROL BIOLÓGICO

Casi todos los miembros de esta familia son parasitoides primarios de huevecillos de gran variedad de insectos (Yoshimoto, 1984). García (1979) citó a *Anagrus yawi* Fullaway como parasitoide de huevecillos de la chinche *Pycnoderes quadrimaculatus* Guérin-Méneville, en Los Mochis, Sinaloa; y a *Gonatocerus mexicanus* Perkins de una chicharrita no identificada, en México, D.F.

Huber (1986) listó las familias y especies de huéspedes conocidos para Mymaridae (Cuadro 2, pp. 207-226). Además, citó ejemplos de especies que fueron introducidas con éxito para el control biológico de plagas importantes, entre ellas *Anagrus frequens* Perkins y *A. optabilis* (Perkins) introducidas de Australia a Hawaii para controlar a la 'chicharrita de la caña de azúcar' *Perkinsiella saccharicida* (Kirkaldy); *A. osborni* (Fullaway) (= *A. optabilis*), introducida de Filipinas a Hawaii para controlar a *Peregrinus maidis* (Ashmead) en maíz; *Anaphes luna* (Girault) y *A. fuscipennis* Haliday, introducidas de Europa a América del Norte para controlar al 'picudo de la alfalfa', *Hypera postica* (Gyllenhal); y *A. flavipes* (Foerster) introducida de Europa a América del Norte para el control del 'escarabajo de la hoja del cereal', *Oulema melanopus* (L.), en varios cultivos de cereales.

¹ Department of Entomology, University of California, Riverside, California, EUA.

² UAM Agronomía y Ciencias, Universidad Autónoma de Tamaulipas, Cd. Victoria, 87149 Tamaulipas, México.

Triapitsyn (2002a) señaló que al menos 11 géneros de Mymaridae parasitan chicharritas (*Acmopolynema*, *Anagrus*, *Arescon*, *Chaetomymar*, *Gonatocerus*, *Himopolynema*, *Mymar*, *Ooconus*, *Paranaphoidea*, *Polynema* y *Stethynium*). *Gonatocerus* es un género cosmopolita, el más grande de la familia con unas 250 especies válidas. Recientemente se han estudiado varias especies de *Gonatocerus* que atacan a la 'chicharrita de alas cristalinas' *Homalodisca coagulata* (Say), plaga importante de la vid y de otros cultivos en California, EUA, incluyendo *G. ashmeadi* Girault, *G. morrilli* (Howard) y *G. triguttatus* Girault, que también atacan a otras especies de *Homalodisca* y *Oncometopia*. Dichas especies de *Gonatocerus* también se encuentran en el noreste de México. Coronado *et al.* (2000) habían citado cuatro especies de chicharritas de la tribu Proconiini en cítricos de Tamaulipas, incluyendo *H. coagulata*, *H. insolita* (Walker), *Oncometopia clarior* (Walker) y *O. ca. nigricans* (Walker).

LOS MIMÁRIDOS DE MÉXICO

Se ha trabajado principalmente a nivel genérico. Cázares (1988) realizó un estudio faunístico de siete familias de Chalcidoidea en el Estado de Colima, incluyendo seis géneros de Mymaridae. González (1989) registró ocho géneros para el noreste de México. Guzmán & González (1989) obtuvieron 485 ejemplares de seis géneros, provenientes de diez estados de la República Mexicana, incluyendo Campeche, Chihuahua, Oaxaca, San Luis Potosí, Sinaloa y Veracruz. Guzmán *et al.* (1991) obtuvieron ejemplares de ocho géneros en los estados de Coahuila, Nuevo León y Tamaulipas. Posteriormente, Guzmán *et al.* (1997) citaron 13 géneros para el centro de México. La distribución de los géneros se cita a continuación: *Acmopolynema* (COAH, COL, GTO, HGO, MOR, NL, PUE, TAMPS y VER), *Alaptus* (MEX, GTO y QRO), *Anagrus* (CHIH, COAH, DF, MEX, GTO, HGO, NL, SLP, TAMPS y VER), *Anaphes* (CHIH, COAH, MEX, GTO, HGO, NL, PUE, QRO, TAMPS, TLAX y VER), *Camptoptera* (MEX, GTO y PUE), *Erythmelus* (COAH, COL, DF, MEX, GTO, HGO, MOR, NL, PUE, QRO, TAMPS y TLAX), *Gonatocerus* (CHIH, COAH, COL, DF, MEX, GTO, HGO, MOR, NL, OAX, PUE, QRO, SLP, SIN, TAMPS, TLAX y VER), *Litus* (QRO), *My-*

mar (COL, GTO, MOR y TAMPS), *Neomymar* (COAH, MOR, TAMPS, VER; nuevos registros: CHIS y GRO), *Ooconus* (COL y TLAX), *Polynema* (CAMP, CHIH, COAH, COL, DF, MEX, GTO, HGO, MOR, NL, OAX, PUE, QRO, SLP, SIN, TAMPS, TLAX y VER) y *Stephanodes* (MEX y PUE). Además, Guzmán (1994) elaboró una clave de los géneros mexicanos de Mymaridae.

González (s/a) incluyó en el «Catálogo ilustrado de Hymenoptera Parasitica de México» las imágenes de cinco géneros (*Acmopolynema*, *Anagrus*, *Anaphes*, *Gonatocerus* y *Polynema*) y citó a *Anagrus epos* y *Anaphes ovijectatus* (= *A. iole*) para este país. González (2000) señaló la presencia de 12 especies de *Gonatocerus* para México. Martínez *et al.* (2001) registraron cuatro especies de *Gonatocerus* (*G. atriclavus*, *G. morrilli*, *G. triguttatus* y *G. sp. grupo ater*) recolectados en follaje de cedro rojo *Cedrela odorata* L. en Tamaulipas. Por su parte, Ruíz & Coronado (2002) citaron la presencia de siete géneros y 12 especies para los estados de Tamaulipas y Nuevo León.

En este capítulo se incluye la relación de 47 especies y 23 géneros de Mymaridae; dos de los géneros y dos de las especies son fósiles. Se anotan los nombres de los estados de México en las especies en que se registran. La distribución de dichas especies en otras regiones del mundo puede encontrarse en Noyes (2002). Siete especies solo se han citado de México: *Anagrus stethynioides*, *Gonatocerus juvator*, *Litus mexicanus* (fósil), *Polynema giraulti*, *Polynemoidea mexicana*, *Ptilomymar rete* y *Tetrapolynema mexicanum*.

REFERENCIAS

- CÁZARES DE HOYOS, J.F. 1988. Chalcidoideos (Hymenoptera: Chalcidoidea) del estado de Colima. Tesis Maestría en Ciencias. CP, Chapingo, México. 198 p.
- _____, A. EQUIHUA M. & C. LLANDERAL C. 1989. Chalcidoideos (Hymenoptera: Chalcidoidea) del estado de Colima. *Agrociencia*, 76: 269-280.
- CORONADO, B. J.M., E. RUÍZ C. & S.V. TRIAPITSYN. 2000. Chicharritas de la tribu Proconiini (Homoptera: Cicadellidae) asociadas a cítricos en Tamaulipas, México. *Acta Zool. Méx. (n. s.)*, 81: 133-134.
- GARCÍA, M. C. 1979. Primera lista de insectos entomófagos de interés agrícola en México. *Fitófilo*, 68: 23.
- GIBSON, G., A. P. 1993. Superfamilies Mymarommatodea and Chalcidoidea, pp. 570-634. En: Goulet, H. & J. T. Huber (eds.). *Hymenoptera of the world: An identification guide to families*. Res. Branch Agric. Canada. Publ. 1894/E.

- GONZÁLEZ, H. A. s/a. *Catálogo ilustrado de Hymenoptera Parasítica de México*. CONABIO, México.
- . 1989. Taxonomía de Chalcidoidea (Hymenoptera: Parasítica) en el noreste de México. I Simposio sobre himenópteros parasíticos de México. *Cuadernos de Investigación UANL*, 14: 27-35.
- . 2000. Chalcidoidea (Hymenoptera), pp. 649-659. En: J. Llorente, E. González S. & N. Papavero (eds.). *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento. Vol. II*. UNAM-CONABIO, México, D.F.
- GUZMÁN, L., A. J. 1994. Distribución y diversidad de géneros de Mymaridae (Hymenoptera: Chalcidoidea) de la región central de México. Tesis de Maestría en Ciencias. CP. Montecillo, México. 73 p.
- & A. GONZÁLEZ H. 1989. Taxonomía de Mymaridae (Hymenoptera: Chalcidoidea) en algunos estados de México. I Simposio sobre himenópteros parasíticos de México. *Cuadernos de Investigación UANL*, 14: 59-67.
- , & J.C. LOYOLA L. 1991. Géneros de la familia Mymaridae (Hymenoptera: Chalcidoidea) del noreste de México. *Biotam*, 2(3): 52-57.
- , J. L. LEYVA VÁZQUEZ, J. VALDEZ CARRASCO, A. GONZÁLEZ H. & E. RUIZ C. 1997. Diversidad y abundancia relativa de los mimáridos (Hymenoptera: Chalcidoidea) en el centro de México. *Agrociencia*, 31(4): 435-442.
- HUBER, J. T. 1986. Systematics, biology, and hosts of the Mymaridae and Mymarommatidae (Insecta: Hymenoptera): 1758-1984. *Entomography*, 4: 185-243.
- . 1997. Mymaridae, pp. 499-530. En: Gibson G.A.P., J.T. Huber & J.B. Woolley (eds.). *Annotated keys to the genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera)*. NRC Research Press, Ottawa.
- MARTÍNEZ, R.J.A., E. RUÍZ C. & J.M. CORONADO B. 2001. Especies de *Gonatocerus* Nees (Hymenoptera: Mymaridae) obtenidas en cedro rojo (*Cedrella odorata* L.) en Tamaulipas, México, p. E-157. En: Mem. XXXVI Congreso Nal. Entomol.
- NOYES, J.S. 2002. *Interactive Catalogue of World Chalcidoidea 2001*. Taxapad 2002. The Natural History Museum. CD.
- OGLOBLIN, A. A. 1946. Description of new genera and species of Mymaridae (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Iowa State Coll. J. Sci.*, 20(3): 277-295.
- RUÍZ, C.E. & J.M. CORONADO B. 2002. Artrópodos terrestres de los estados de Tamaulipas y Nuevo León, México. Serie Publicaciones Científicas CIDAFF-UAT No. 4. México. 377 p.
- TRIAPITSYN, S. V. 1997. The genus *Anagrus* (Hymenoptera: Mymaridae) in America south of the United States: a review. *Ceiba* (Zamorano, Honduras), 38(1): 1-12.
- . 1998. *Anagrus* (Hymenoptera: Mymaridae) egg parasitoids of *Erythroneura* spp. and other leafhoppers (Homoptera: Cicadellidae) in North American vineyards and orchards: A taxonomic review. *Trans. Amer. Ent. Soc.*, 124(2): 77-112.
- . 2000. A new *Anagrus* (Hymenoptera: Mymaridae), egg parasitoid of *Idona minuenda* (Homoptera: Cicadellidae), a pest of avocado in Mexico. *Folia Ent. Mex.*, 110: 89-94.
- . 2002a. Descriptive notes on a new and other little known species of *Anagrus* Haliday, 1833 (Hymenoptera: Mymaridae) from the New World tropics and subtropics. *Entomotopica*, 17(3): 213-223.
- . 2002b. Species-level taxonomy of Mymaridae (Hymenoptera): current status and implications for biological control of leafhoppers of economic importance, pp. 89-94. En: G. Melika & C. Thuróczy (eds.). *Parasitic wasps. Evolution, systematics, biodiversity and biological control*. Agroinform. Hungría.
- . 2003. Review of the Mymaridae (Hymenoptera, Chalcidoidea) of Primorskii Krai: genus *Erythmelus* Enock. *Far-Eastern Ent.*, 126: 1-44.
- & M. S. HODDLE. 2001. Search for and collect egg parasitoids of glassy-winged sharp-shooter in southeastern USA and northeastern Mexico, pp. 133-134. En: Proceedings of the Pierce's Disease Research Symposium, December 5-7, 2001, Coronado Island Marriott Resort, San Diego, California. Copeland Printing, Sacramento, California.
- & J. T. HUBER. 2000. 51. Fam. Mymaridae mymarids, pp. 603-614. En: P. A. Lehr (ed.). *Key to the insects of Russian Far East*. Vol. IV, part 4. Dal'nauka. Vladivostok. (En ruso).
- & P. A. PHILLIPS. 2000. First host record of *Gonatocerus triguttatus* (Hymenoptera: Mymaridae) from eggs of *Homalodisca coagulata* (Homoptera: Cicadellidae), with notes on the distribution of the host. *Florida Ent.*, 83(2): 200-203.
- , L. G. BEZARK & D. J. W. MORGAN. 2002. Re-description of *Gonatocerus atriclavus* Girault (Hymenoptera: Mymaridae), with notes on other egg parasitoids of sharpshooters (Homoptera: Cicadellidae: Proconiini) in north eastern Mexico. *Pan-Pac. Ent.*, 78(1): 34-42.
- YOSHIMOTO, K. M. 1984. The insects and arachnids of Canada. Part 12, pp. 130-136. En: *The families and subfamilies of Canadian Chalcidoid wasps (Hymenoptera: Chalcidoidea)*. Biosyst. Res. Inst. Ottawa, Canadá.
- . 1990. *A review of the genera of New World Mymaridae (Hymenoptera: Chalcidoidea)*. Flora & Fauna Handbook No. 7. Sandhill Crane Press. Gainesville, Florida. 166 p.

APÉNDICE 38.1

Lista de las especies de Mymaridae de México

- Alaptus globosicornis* Girault, 1908.
A. psocidivorus Gahan, 1927.
Anagrus empoasca Dozier, 1932. NL (Triapitsyn, 1997).
A. epos Girault, 1911. BCS, COAH, NL, SON y TAMPS (González, s/a; Triapitsyn, 1998).
A. erythroneurae S. Trjapitzin & Chiappini, 1994. BC (Triapitsyn, 1998; SON, Triapitsyn, 1997).
A. flaveolus Waterhouse, 1913. SON (Triapitsyn, 1998; TAMPS y VER - nuevos registros).
A. frequens Perkins, 1905. COL (Triapitsyn, 1997).
A. lineolus Triapitsyn, 1999. CHIS (Triapitsyn, 2002).
A. nigriventris Girault, 1911.
A. oahuensis Triapitsyn & Beardsley, 2000. SIN y YUC (Triapitsyn, 2002).
A. raygilli Triapitsyn, 2000. BCS, COL, GRO, MICH, MOR,

- NL, TAMPS y VER (Triapitsyn, 2000, 2002).
A. stethynioides Triapitsyn, 2002. NL y YUC (Triapitsyn, 2002).
A. tretiakovae Triapitsyn, 1998. BC, COAH y SON (Triapitsyn, 1998).
A. unilinearis Soyka, 1950. CHIS (Triapitsyn, 1997).
A. yawi Fullaway, 1944. SIN (Fullaway, 1944; García, 1979).
Anaphes iole Girault, 1911. BCS, COAH, JAL, MICH, MOR, NL, SIN, TAMPS y VER (González, s/a).
Camptoptera pulla Girault, 1909.
Erythmelus rex (Girault, 1911). BC e HGO (Triapitsyn, 2003).
Gonatocerus anthonomi Girault, 1905.
G. ashmeadi Girault, 1915. COL, NL y TAMPS (González, 2000; Triapitsyn *et al.*, 2002).
G. atriclavus Girault, 1917. TAMPS (Martínez *et al.*, 2001; Triapitsyn *et al.*, 2002), SLP y VER (Triapitsyn & Hoddle, 2001).
G. bucculentus Huber, 1988.
G. californicus Girault, 1911. NL (González, 2000).
G. capitatus Gahan, 1932. NL (González, 2000).
G. dolichocerus Ashmead, 1887.
G. enicmophilus Huber, 1988. SIN (González, 2000).
G. flagellatus Huber, 1988. SIN (González, 2000).
G. inflatiscapus Huber, 1988. NL (González, 2000).
G. juvator Perkins, 1912.
G. koebelei Perkins, 1912.
G. latipennis Girault, 1911. MOR, NL (González, 2000).
G. mexicanus Perkins, 1912. DF (García, 1979), MOR, NL, SIN, TAMPS y VER (González, 2000).
G. morrilli (Howard, 1908). TAMPS (Martínez *et al.*, 2001; Triapitsyn *et al.*, 2002).
G. novifasciatus Girault, 1911. VER (González, 2000).
G. rivalis Girault, 1911. México (MOR, NL y VER, González, 2000).
G. triguttatus Girault, 1916. BCS, COL, GRO, NL, OAX y TAMPS (González, 2000; Martínez *et al.*, 2001; Triapitsyn & Phillips, 2000).
G. utahensis Girault, 1917. NL (González, 2000).
Litus mexicanus Doult, 1973. Fósil.
Mymar taprobanicum Ward, 1875. NL - nuevo registro.
Neomymar vierecki Crawford, 1913.
Polynema aspidioti Girault, 1911.
P. eutettexi Girault, 1917.
P. giraulti Perkins, 1912.
Polynemoidea mexicana Doult, 1973. Fósil.
Ptilomymar rete Annecke & Doult, 1961.
Schizophragma bicolor (Dozier, 1932). MEX, MICH y PUE - nuevos registros.
Tetrapolynema mexicanum Ogloblin, 1946.
Otros géneros con especies sin determinar:
Acropolynema Ogloblin, 1946.
Arescon Walker, 1946. 1 sp. COL - nuevo registro.
Cnecomymar Ogloblin, 1963. Algunas spp. TAMPS y VER - nuevos registros.
Dicopus Enock, 1909. 2 spp. NL y TAMPS - nuevos registros.
Myrmecomymar Yoshimoto, 1990.
Omyomymar Schauff, 1983. 1 sp. VER - nuevo registro.
Ooctonus Haliday, 1833. 1 sp. GRO - nuevo registro.
Platyfrons Yoshimoto, 1990. Algunas spp. CHIS, GRO y JAL - nuevos registros.
Stephanodes Enock, 1909.

TRICHOGRAMMATIDAE (HYMENOPTERA)

Víctor N. Fursov¹, Juana María Coronado Blanco² & Enrique Ruíz Cancino²

ABSTRACT. Trichogrammatids are egg parasitoids with great importance in biocontrol programs, especially the species of *Trichogramma*. A total of 23 genera and 47 species have been recorded for Mexico. The genus with more species is *Trichogramma* (28 spp., 59%). The majority of the species occurs only in the Americas; ten species (21%) are also present in the Old World; and only two species (4%) are endemic to Mexico.

INTRODUCCIÓN

Los tricogramátidos son parasitoides de huevecillos de otros insectos. Varias especies del género *Trichogramma* han sido utilizadas extensamente en programas de control biológico de muchos países, en especial de lepidópteros plaga. La familia contiene más de 650 especies de 80 géneros. En la región Neártica hasta ahora se reconocen 35 géneros (Pinto, 1998). La familia Trichogrammatidae está ampliamente representada en las regiones Paleártica (37 géneros), Neártica (36), Oriental (32), Australiana (32), Neotropical (27) y Afrotropical (15) (Pinto & Stouthamer, 1994). El género *Trichogramma* es cosmopolita e incluye 145 especies, esto es 22% del total de la familia. En México se han registrado 47 especies de esta familia.

CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS

Las Trichogrammatidae se distinguen de los demás calcidoideos por presentar tarsos de tres seg-

mentos. Su tamaño varía desde 0.5 hasta 1.5 mm de longitud, aunque las especies de *Megaphragma* pueden medir solamente 0.18 mm. Las antenas de la mayoría de las especies contienen dos o menos artículos funiculares, 2-9 artículos flagelares y la maza con 1-5 artículos; las antenas presentan dimorfismo sexual en varios géneros. Las alas anteriores varían desde angostas hasta muy anchas; a veces las hembras o los machos son ápteros. La venación de las alas anteriores es corta y compacta, con las venas marginal y radial muy cortas, a veces la marginal es larga; la vena postmarginal está casi ausente. En algunos géneros, como *Aphe-linoidea*, todas las venas están extremadamente reducidas y situadas en la base del ala anterior. Las sedas discales de las alas a menudo están arregladas en líneas; a veces, las alas anteriores tienen un fleco largo.

La taxonomía de *Trichogramma* y *Trichogrammatoidea* está basada principalmente en los genitales del macho (Nagarkatti & Nagaraja, 1971, 1977), por lo que las hembras tienen poco valor para la determinación de las especies. Sorokhina (1993) publicó una clave mundial de las especies de *Trichogramma*.

HUÉSPEDES

Los tricogramátidos parasitan huevecillos de insectos de 12 órdenes: Lepidoptera, Coleoptera, Diptera, Homoptera, Hemiptera, Hymenoptera, Neuroptera, Orthoptera, Megaloptera, Thysanoptera, Odonata y Psocoptera (Doutt & Viggiani, 1968; Yousuf & Shaffee, 1986; Pinto, 1998; Lin, 1994). Solamente una especie del género *Lathromeris* ha sido registrada como parasitoide de larvas de algunos dípteros de la familia Cecidomyiidae (Viggiani, 1971; Pinto, 1998). Los miembros

¹ Instituto Zoológico, Kiev, Ucrania.

² UAM Agronomía y Ciencias, Universidad Autónoma de Tamaulipas, Cd. Victoria, 87149 Tamaulipas, México.

del género *Megaphragma* parasitan huevecillos de trips. Por su parte, los de *Trichogramma* atacan más de 400 especies de 203 géneros, 44 familias y siete órdenes de insectos (Fulmek, 1955; Lin, 1987).

Tres géneros (*Lathromeroidea*, *Prestwichia* e *Hydrophilyta*) son parasitoides de huevecillos de insectos acuáticos de las familias Dityscidae e Hydrophilidae del orden Coleoptera, de especies de Odonata o de hemípteros acuáticos (Matheson & Crosby, 1912; Rimsky-Korsakov, 1931; Hagen, 1996; Fursov, 1995, 2001; Shumokova *et al.*, 2003). Estos tricogramátidos pueden nadar bajo el agua usando sus patas o alas en la búsqueda de huéspedes.

El fenómeno de telitoquia, asociado con los simbiontes bacteriales *Wolbachia*, ha sido registrado en *Trichogramma* (Stouthamer *et al.*, 1990). Hay varias especies de *Trichogramma* con este tipo de telitoquia así como con generaciones biparentales normales (arrenotoquia).

IMPORTANCIA EN CONTROL BIOLÓGICO

Las especies de *Trichogramma* son parasitoides de siete órdenes de insectos, principalmente de Lepidoptera, Diptera y Coleoptera; también atacan algunos Neuroptera, Hymenoptera, Megaloptera y Psocoptera. Algunas especies de este género son las más conocidas y utilizadas como agentes de control biológico a nivel mundial (Hassan, 1993, 1994; Pinto, 1998). Las principales formas de utilización contra lepidópteros plaga son por introducción, por liberaciones inundativas y por liberaciones aumentativas en campos agrícolas y bosques. Se ha obtenido gran éxito en gramíneas (maíz, trigo, arroz y sorgo), en cultivos industriales (algodonero, caña de azúcar, remolacha azucarera y soya), en hortalizas (jitomate, col y frijol), en frutales (manzano, cítricos, ciruela, aguacate y vid) y en bosques (pinos y abetos).

La utilización de *Trichogramma* ha aumentando en los últimos años; 54 países se han involucrado en su estudio y se registra su uso a nivel comercial en más de 32 millones de hectáreas por año (Hassan, 2002). China presenta la mayor diversidad de cultivos y árboles en los que se libera *Trichogramma*. Antes de la reforma política, la URSS utilizaba ampliamente estos enemigos naturales para controlar gran variedad de plagas en muchos

cultivos y bosques. En varios países, las liberaciones comerciales de estos parasitoides han sido eficientes, compitiendo con éxito con los insecticidas en el control de algunos lepidópteros plaga aunque, como indica Filipov (1990), algunos de los costos han sido subsidiados. Actualmente se liberan estos insectos benéficos para controlar al barrenador europeo del maíz en Francia, Alemania, Suiza, Italia, Austria y otros países (Hassan, 1993, 1994). En Brasil se utiliza *Trichogramma* para el control del 'gusano cogollero' *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Cruz *et al.*, 1999).

Algunos países de Europa, Asia y América del Sur han utilizado extensivamente *Trichogramma* por muchos años, mientras que en Australia y América Central y del Norte su uso es relativamente más reciente; en México y Colombia se ha liberado con amplitud en diversos cultivos (Hassan, 1993, 1994). En México se ha liberado *T. pretiosum* en cultivos de maíz, caña de azúcar, algodonero, jitomate y sorgo para el control de *Alabama argillacea*, *Anticarsia* spp., *Cadra cautella*, *Diatraea* spp., *Heliothis* spp., *Trichoplusia ni*, *Keiferia lycopersicella* y *Plodia interpunctella* (Li, 1994), además de diversos pastos y otros. En muchos países, la cría masiva y liberación de tricogramas ha sido útil en la producción de cultivos orgánicos y en las áreas donde ha aparecido resistencia a los insecticidas. Sin embargo, aunque las especies de *Trichogramma* atacan amplia variedad de lepidópteros, su uso comercial todavía está limitado a un pequeño número de plagas. Por tanto, existe gran potencial para el desarrollo de empresas nuevas. La mayoría de las investigaciones a nivel mundial se han efectuado en solo cinco especies (*T. evanescens*, *T. dendrolini*, *T. pretiosum*, *T. brassicae* = *T. maidis* y *T. nubilale*) contra dos plagas primarias del maíz (*Ostrinia furnacalis* en el sureste asiático y *O. nubilalis* en otros continentes); diez especies más de *Trichogramma* han sido utilizadas con frecuencia menor (Smith, 1996). La mayoría de los tratamientos han sido en relación con especies de *Ostrinia* (Pyralidae) o *Helicoverpa* (Noctuidae), con liberaciones menos frecuentes para el control de otras especies de Pyralidae y Noctuidae, y de Tortricidae, Pieridae y otras familias. En la actualidad se está desarrollando la investigación de la cría masiva y aplicación de *Trichogramma* contra muchas plagas.

Reyes (1995) señaló que en México hay mayor actividad e interés por el control biológico. En 1989 inició sus actividades la Sociedad Mexicana de Control Biológico, A.C., y en mayo de 1991 se estableció el Centro Nacional de Referencia de Control Biológico, una institución especializada de la SARH para la promoción y el desarrollo de esta actividad en México. Arredondo & Perales (1994) señalaron la importancia de las especies de *Trichogramma*, los antecedentes en la producción masiva de especies de *Trichogramma*, incluyendo información de los cultivos y especies plaga en las que *Trichogramma* se utiliza en México y el porcentaje de parasitismo obtenido de algunas plagas en diferentes estados, la cría y la producción masiva de *Trichogramma*, la endogamia y sus consecuencias, contaminantes biológicos, control de calidad y los avances en la producción *in vitro*. Arredondo (1998) indicó que, respecto a la comercialización de los agentes de control biológico durante 1996, *Trichogramma pretiosum* fue uno de los más solicitados para su importación. Baray (1989) cita que se ha detectado hasta un 50% de parasitismo en huevecillos de *Laspeyresia caryana* utilizando *T. pretiosum* y *T. brasiliensis*. Bonet y colaboradores (2000) estudiaron bajo condiciones de laboratorio la biología reproductiva de *Uscana semifumipennis* Girault y sugirieron que este parasitoide puede ser buen candidato para usarse como agente de control biológico de gorgojos en granos almacenados de frijol por medio de una eventual liberación continua. España *et al.* (2003) señalaron que en México existen 47 centros reproductores de *Trichogramma* y que, sin embargo, la falta de estudios de identificación generan que la veracidad de algunas de las especies liberadas en el campo sea dudosa. Por su parte, García & González (2003) realizaron un estudio para evaluar el control de calidad de *Trichogramma* spp. de 12 centros reproductores y comercialización de México, señalando que puede considerarse como regular.

ESTUDIOS EN MÉXICO

En la región noreste de México se han registrado 18 géneros y tres especies. Los géneros y su distribución se citan a continuación: *Aphelinoidea* (COAH, NL y TAMPS), *Apseudogramma* (TAMPS), *Brachya*

(TAMPS), *Brachyufens* (NL), *Doirania* (NL), *Lathrogramma* (TAMPS), *Lathromeroidea* (COAH y TAMPS), *Mirufens* (NL), *Oligosita* (COAH, NL y TAMPS), *Ophioneurus* (TAMPS), *Paracentrobia* (COAH, NL y TAMPS), *Paratrachogramma* (TAMPS), *Trichogramma* (COAH, NL y TAMPS), *Tumidiclava* (NL y TAMPS), *Ufens* (COAH, NL y TAMPS), *Uscana* (NL y TAMPS), *Xiphogramma* (NL) y *Zagella* (TAMPS) y las especies: *Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner, *T. exiguum* Pinto & Platner, *T. fasciatum* (Perkins), *T. pretiosum* Riley y *T. retorridum* (Girault) (González, 1989; Reyes, 1989; Reyes *et al.*, 1989; Reyes, 1991, 1993; Ruíz & Coronado, 2002).

García *et al.* (2000) realizaron un monitoreo de especies de *Trichogramma* en la Comarca Lagunera para identificar las especies nativas; en maíz se encontró *T. exiguum* mientras que en nogal se encontraron *T. platneri* y *T. pretiosum*. España *et al.* (2003) realizaron un estudio para diferenciar a nivel molecular cuatro especies de *Trichogramma* (*T. fuentesi*, *T. pinto*, *T. exiguum* y *T. pretiosum*) reproducidas en laboratorios comerciales de México.

En el Apéndice 39.1 se listan las 47 especies de esta familia registradas para México, las cuales pertenecen a 13 géneros. La mayoría de los nombres de los huéspedes provienen de Noyes (2002). Al anotar una región o continente en la distribución geográfica (p. ej., América Central y del Sur, Europa, África y Asia) se refiere a que la especie se encuentra en varios países de dicha región. Hawaii es parte de los Estados Unidos, pero se anota aparte por su localización geográfica. El único género con más especies conocidas es *Trichogramma* con 28 (59% del total de especies), lo cual genera la necesidad de estudiar el resto de los géneros de la familia. Además, las 47 especies citadas para México representan 7% del total mundial. La mayoría son especies exclusivamente americanas excepto diez (21%) que también se encuentran en el Viejo Mundo; solo *T. suorangelica* y *T. viggiani* (4% del total) son endémicas de México. Catorce especialistas de los Estados Unidos y Europa han descrito las especies que se hallan en México: Ashmead, Dozier, Girault, Nagaraja, Nagarkatti, Oatman, Perkins, Pinto, Platner, Riley, Torre, Viggiani, Vincent y Voegelé. Destaca Pinto con 18 especies descritas entre 1978 y 1999, además de Girault con ocho especies descritas en el periodo 1909-1915.

REFERENCIAS

- ARREDONDO, B. H. C. 1998. Historia y desarrollo del control biológico en México, pp. 175-202. En: A. Lizárraga T., U. Barreto C. & J. Hollands (eds.). *Nuevos aportes del Control Biológico en la agricultura sostenible*. Red de acción en alternativas al uso de agroquímicos. Perú.
- & M. PERALES G. 1994. Cría masiva de *Trichogramma* spp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae), pp. 101-129. En: N. Bautista M., G. Vejar C. & J.L. Carrillo S. *Técnicas para la cría de insectos*. Colegio de Postgraduados, Chapingo, México.
- BARAY, R., J. 1989. Control biológico de *Laspeyresia pomonella* (L.) y otros lepidópteros del manzano en el noreste de Chihuahua, pp. 5-8. En: Mem. XII Reunión Nac. Control Biol. SARH. México.
- BONET, A., M. CRUZ & D. GARCÍA. 2000. Biología reproductiva de un himenóptero parasitoide pro-ovigénico, pp. 104-107. En: Mem. XXIII Congr. Nac. Control Biol. México.
- CRUZ, I. M. L. CORREA F. & M. J. MATOSO. 1999. Controle biológico de *Spodoptera frugiperda* utilizando o parasitoide de ovos *Trichogramma*. EMBRAPA. Brasil. Circular Técnica no. 30. 40 p.
- DOUTT, R. L. & G. VIGGIANI. 1968. The classification of the Trichogrammatidae (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Proc. California Acad. Sci.*, 35: 477-586.
- ESPAÑA L., M.P., A. GONZÁLEZ H., O. G. ALVARADO G., J. LOZANO G. & F. GARCÍA G. 2003. Diferenciación molecular de cuatro especies de *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) en México, pp. 59-61. En: Mem. XXVI Congr. Nac. Control Biol. México.
- FILIPPOV, N. 1982. Integrated control of pests of vegetable crops grown in the open in Moldavia. *Acta Ent. Fennica*, 40: 6-9.
- FULMEK, L. 1955. Wirtsbereich von *Trichogramma evanescens* Westw. und *T. minutum* Ril. *Anz. Schadl. Verein. Schadlingsbek.* J.28, Hf. 8.
- FURSOV, V.N. 1995. A review of European Chalcidoidea (Hymenoptera) parasitizing the eggs of aquatic insects. *Bull. Irish Biogeogr. Soc.*, 18: 2-12.
- . 2001. Unique biology of *Lathromeroidea sinovarum* Now. (Trichogrammatidae) as egg-parasitoid of aquatic beetles, p. 12. En: Proc. Int. Conf. Hymenoptera Research. Hungría.
- GARCÍA, G. F. & A. GONZÁLEZ H. 2003. Control de calidad de *Trichogramma* spp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae) de doce centros reproductores y comercializadores de México, pp. 88-90. En: Mem. XXVI Congr. Nac. Control Biol. México.
- , C. SILVA C., U. NAVA CAMBEROS & A. GONZÁLEZ H. 2000. Monitoreo de especies de *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) en la comarca Lagunera, México, pp. 28-30. En: Mem. XXIII Congr. Nac. Control Biol. México.
- GONZÁLEZ, H. A. 1989. Taxonomía de Chalcidoidea (Hymenoptera: Parasitica) en el noreste de México. I Simposio sobre himenópteros parasíticos de México. *Cuadernos de Investigación UANL*, 14: 27-35.
- HAGEN, K. S. 1996. Aquatic Hymenoptera, pp. 474-483. En: Merritt R. W. & K. W. Cummins (eds.) *An introduction to the aquatic insects of North America*. Kendall/Hunt Publishing Co.: Dubuque, Iowa, Third Edition. 862 p.
- HASSAN, S. A. 1993. The mass rearing and utilization of *Trichogramma* to control lepidopterous pests: achievements and outlook. *Pesticide Science*, 37: 387-391.
- . 1994. Strategies to select *Trichogramma* species for use in biological control. Chap. 3, pp. 55-71. En: Wajnberg, E. & S. A. Hassan (eds.) *Biological Control with Egg Parasitoids*. CAB International, Wallingford. 286 p.
- , (ed.) 2002. *Trichogramma News*, Vol.14. Federal Biological Research Centre for Agriculture and Forestry. Braunschweig. 24 p.
- LEAL, G., J. F., J. REYES H. & A. GUILLÉN V. 1998. Manejo Integrado de plagas de la caña de azúcar en los ingenios del grupo Sáenz Tamaulipas, México, pp. 286-287. En: Mem. XXI Congr. Nac. Control Biol. México.
- LIN, NAI-QUAN. 1987. Systematic studies of Trichogrammatidae, I. On the species of *Trichogramma* Westwood from Fujian, South China. *Wuyi Science J.* Vol.7: 97-105.
- . 1994. *Systematic studies of Chinese Trichogrammatidae* (Hymenoptera: Chalcidoidea). – Fujian Science and Technology Publ.House, Fuzhou, Fujian, 362 p.
- NAGARAJA, H. & S. NAGARKATTI. 1973. A key to some New World species of *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae), with descriptions of four new species. *Proc. Ent. Soc. Washington*, 75(3): 288-297.
- NAGARKATTI, S. & H. NAGARAJA. 1971. Redescriptions of some known species of *Trichogramma* (Hym., Trichogrammatidae), showing the importance of the male genitalia as a diagnostic character. *Bull. Ent. Res.*, 61: 13-31.
- & ———. 1977. Biosystematics of *Trichogramma* and *Trichogrammatoidea* species. *Annu. Rev. Ent.*, 22: 157-176.
- NOYES, J.S. 2002. Interactive Catalogue of World Chalcidoidea 2001. Taxapad 2002. The Natural History Museum. CD.
- PINTO, J. D. 1995. Family Trichogrammatidae, pp. 383-388. En: I. Gauld, I. & P. Hanson (eds.). *Hymenoptera of Costa Rica*. Oxford University Press. Nueva York.
- . 1998. *Systematics of the North American species of Trichogramma Westwood* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) Mem. Ent. Soc. Washington, 22. 287 p.
- & R. STOUTHAMER. 1994. Systematics of the Trichogrammatidae with emphasis on *Trichogramma*. Chap. 1, pp. 1-36. En: Wajnberg, E. & S. A. Hassan (Eds.). *Biological control with egg-parasitoids*. CAB International. Reino Unido. 286 p.
- REYES D., E. 1995. Balance del desarrollo científico y aplicación del control biológico en México, pp. 137-144. En: Gómero O., L. & A. Lizárraga T. (eds.). *Aportes del control biológico en la agricultura sostenible*. Red de acción en alternativas al uso de agroquímicos. Perú.
- REYES, H. J. 1993. Evaluación de la diversidad de la familia Trichogrammatidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) en el noreste de México. Tesis de Maestría. UAAAN. México. 76 p.
- , J. C. LOYOLA L. & A. GONZÁLEZ H. 1989. Biosistemática de Trichogrammatidae con énfasis a *Trichogra-*

- mma* en algunas localidades de Tamaulipas, México. *Cuadernos de Investigación UANL*, 14: 50-58.
- RIMSKY-KORASKOV, M. N. 1931. Methoden zur untersuchung von wasserhymenopteren. Handbuch der biologischen Arbeitsmethoden. Berlin, Wien, Urban, Schwarzenberg. Bd.7, Hf.1: 227-258.
- RUIZ, C. E. & J. M. CORONADO B. 2002. Artrópodos terrestres de los estados de Tamaulipas y Nuevo León, México. Serie Publicaciones Científicas No. 4. CIDAFF-UAT. México. 377 p.
- SHUMAKOVA, I., V.N. FURSOV, D. GLADUN & L.I. FRANTSEVICH. 2003. Swimming in *Prestwichia aquatica* Lubbock (Hymenoptera, Chalcidoidea, Trichogrammatidae). *Ent. Generalis*, 1: 55-65.
- SMITH, S. M. 1996. Biological control with *Trichogramma*: Advances, successes, and potential of their use. *Annu. Rev. Ent.*, 41: 375-406.
- SOROKHINA, A. P. 1993. *Clave de especies del género Trichogramma Westw. (Hymenoptera: Trichogrammatidae) de la fauna mundial*. Kolos. Moscú. 77 p. (en ruso).
- STOUTHAMER, R., R. F. LUCK & W. D. HAMILTON. 1990. Antibiotics cause parthenogenetic *Trichogramma* to revert to sex. *Proc. Natl. Acad. Sci.*, 87: 2424-2427.
- VIGGIANI, G. 1971. Ricerche sugli Hymenoptera Chalcidoidea XXVIII. Studio morfologico comparative dell'armatura genitale esterna maschile dei Trichogrammatidae. *Boll. Lab. Ent. Agr. 'Filippo Silvestri' di Portici*. 29: 181-222.
- YOUSUF, M. & S. A. SHAFEE. 1986. Catalogue of genus-group names of world Trichogrammatidae (Hymenoptera). *Indian J. Syst. Ent.*, 3: 13-27.
- Cuerna costalis*, *Draeculacephala minor*, *D. mollipes*, *D. portola*, *Homalodisca insolita*, *Lestes dryas*, *L. unguiculata* y *Saccharosydne saccharivora*.
- P. auriscutella* (Girault, 1915). México y EUA. Huéspedes: *Draeculacephala mollipes*.
- P. prima* (Perkins, 1912). México, EUA y Puerto Rico. Huéspedes: *Draeculacephala mollipes* y *Hortensia similis*.
- P. subflava* (Girault, 1911). México, EUA, sur de América del Sur y Australia. Huéspedes: *Balclutha impicta*, *Blissus leucop-terus*, *Deltocephalus minutus*, *D. sonorus*, *Empoasca solana* y *Nealiturus tenellus*.
- Pintoa nearctica* Viggiani, 1988. México, Canadá, EUA y Ecuador. Huéspedes: desconocidos.
- Trichogramma atopovirilia* Oatman & Platner, 1983. México (SIN) hasta Brasil. Huéspedes: *Anticarsia gemmatalis*, *Diatraea considerata*, *D. grandiosella*, *Erinnyis ello*, *Helicoverpa zea*, *Heliothis*, *Neogalea sunia*, *Spodoptera frugiperda*, *Syrphidae* y *Vanessa*.
- T. browningi* Pinto & Oatman, 1985. México y EUA. Huéspedes: *Dione vanillae*, *Plodia interpunctella*, *Trichoplusia ni* y *Vanessa*.
- T. bruni* Nagaraja, 1983. México, Trinidad y Tobago, Costa Rica, Venezuela y Brasil. Huéspedes: *Melanolophia* y *Notodontidae*.
- T. californicum* Nagaraja & Nagarkatti, 1973. México y EUA. Huéspedes: *Chlorostrymon simaethis*, *Cydia pomonella*, *Epinotia kasloana*, *Habrodais grunus*, *Mitoura spinetorum*, *Orgyia pseudo-tsugata* y *Philotes sonorensis*.
- T. erebus* Pinto, 1999. México, EUA, Bahamas, América Central y Colombia. Huéspedes: *Urbanus proteus*.
- T. exiguum* Pinto & Platner, 1978. México, Canadá, EUA, islas del Caribe, América Central, Perú, Uruguay e India. Huéspedes: *Acrobasis indigenella*, *Alabama*, *Basilarchia archippus*, *Bonagota cranaodes*, *Cadra cautella*, *Chilo partellus*, *Chrysopidae*, *Clostera cupreata*, *Corcyra cephalonica*, *Deudorix epijarbas*, *Diaphania nitidalis*, *Diatraea grandiosella*, *D. saccharalis*, *Dione vanillae*, *Ephestia kuehniella*, *Erinnyis ello*, *Eulia sphaleropa*, *Euproctis lunata*, *Euptoieta claudia*, *Eurema daira*, *E. nicippe*, *Helicoverpa armigera*, *H. zea*, *Heliothis virescens*, *Manduca sexta*, *Neoleucinodes elegantalis*, *Noctuidae*, *Nola sorghiella*, *Ostrinia nubilalis*, *Pieris rapae*, *Plutella xylostella*, *Pseudoplusia includens*, *Rhyacionia frustrana*, *Scrobipalpa absoluta*, *Scrobipalpula*, *Sitotroga cerealella*, *Strymon melinus* y *Trichoplusia ni*.
- T. fasciatum* (Perkins, 1912). México, EUA, islas del Caribe, Costa Rica, América del Sur, Checoslovaquia (antes), Rusia, Madagascar y Asia. Huéspedes: *Acleris gloveranus*, *Alabama argillacea*, *Corcyra cephalonica*, *Cydia pomonella*, *Diatraea dyari*, *D. lineolata*, *D. rufescens*, *D. saccharalis*, *Erinnyis ello*, *Euproctis phaeorrhoea*, *Helicoverpa zea*, *Heliothis virescens*, *Hypsipyla grandella*, *Lymantria monacha*, *Mamestra brassicae*, *Maruca vitrata*, *Mescinia peruella*, *Oxydia trychiata*, *Procerata sacchariphaga*, *Sacacododes pyralis*, *Scrobipalpa absoluta*, *Sitotroga* y *Spodoptera frugiperda*.
- T. fuentesi* Torre, 1980. México EUA, islas del Caribe y América del Sur. Huéspedes: *Chilo plejadellus*, *Choristoneura parallela*, *Corcyra cephalonica*, *Cydia pomonella*, *Diatraea saccharalis*, *Ephestia kuehniella*, *Ostrinia nubilalis*, *Plodia interpunctella* y *Trichoplusia ni*.
- T. gordhi* Pinto, 1999. México y Costa Rica. Huéspedes: desconocidos.
- T. huberi* Pinto, 1999. México y Guatemala. Huéspedes: desconocidos.
- T. interius* Pinto, 1999. México y EUA. Huéspedes: *Anthocharis cethura*, *Apodemia mormo*, *Brephidium exilis*, *Colias*, *Discestra trifolii*, *Heliopetes ericetorum*, *Leptotes marina*, *Manduca*, *Pholisora*

APÉNDICE 39.1.

Lista de las especies de Trichogrammatidae de México

- Aphelinoidea plutella* Girault, 1912. México, EUA, Brasil y Argentina. Huéspedes: *Aceratagallia abrupta*, *A. curvata*, *A. pallida*, *Empoasca solana* y *Nealiturus tenellus*.
- Brachista efferiae* Pinto, 1994. México, EUA, Guatemala y Costa Rica. Huéspedes: desconocidos.
- B. fidiarum* (Ashmead, 1895). México, EUA y Costa Rica. Huéspedes: *Fidia viticida* y *Magiciala septemdecim*.
- Epoligosita mexicana* Viggiani, 1988. México y EUA. Huéspedes: *Dikrella cockerellii* y *Erythroneura ziczac*.
- Ittysella lagunera* Pinto & Viggiani, 1988. México y EUA. Huéspedes: *Dikrella cockerellii*, *Erythroneura variabilis* y *E. ziczac*.
- Megaphragma striatum* Viggiani, 1997. México. Huéspedes: Thysanoptera.
- Oligosita americana* Girault, 1909. México, EUA y Australia. Huéspedes: *Dorycephalus platyrhynchus* y *Homalodisca insolita*.
- O. plebeia* (Perkins, 1912). México, EUA, islas del Caribe, Brasil, Argentina y Uruguay. Huéspedes: Cicadellidae.
- O. sanguinea* (Girault, 1911). México, EUA y Brasil. Huéspedes: *Asphondylia mikii* y *A. websteri*.
- Paracentrobia acuminata* (Ashmead, 1888). México, EUA, islas del Caribe, América Central Colombia, y Brasil. Huéspedes:

- alpheia*, *Plebulina emigdionis*, *Pyrgus communis*, *Trichoplusia ni* y *Vanessa*.
- T. lachesis* Pinto, 1992. México y Costa Rica. Huéspedes: desconocidos.
- T. lasallei* Pinto, 1999. México, EUA, Islas Vírgenes, Cuba y Costa Rica. Huéspedes: *Mocis latipes*.
- T. leviculum* Pinto, 1999. México, Guatemala y Costa Rica. Huéspedes: desconocidos.
- T. minutum* Riley, 1871. México; casi cosmopolita. Huéspedes: 312 especies.
- T. obscurum* Pinto, 1999. México, Guatemala y Costa Rica. Huéspedes: desconocidos.
- T. perkinsi* Girault, 1912. México, EUA, Bahamas, Cuba, América Central y del Sur, Francia, India y Hawaii. Huéspedes: *Achaea janata*, *Alabama*, *Amorbia emigratella*, *Bactra straminea*, *Chilo partellus*, *Clostera cupreata*, *Corcyra cephalonica*, *Deudorix epijarbas*, *Diacrisia obliqua*, *Diatraea saccharalis*, *Epiphyas postvittana*, *Eulia sphaleropa*, *Euproctis fraterna*, *Exelastis atomosa*, *Helicoverpa armigera*, *H. zea*, *Heliothis virescens*, *Omiodes accepta*, *O. blackburni*, *O. swezeyi*, *Platynota*, *Sitotroga cerealella*, *Spodoptera litura* y *Vanessa tameamea*.
- T. pinto* (Voegelé, 1982). México, Canadá, EUA, Perú, Europa y Asia. Huéspedes: *Agrotis segetum*, *Antheraea pernyi*, *Corcyra cephalonica*, *Cydia nigricana*, *C. pomonella*, *Ephestia kuehniella*, *Helicoverpa armigera*, *Leucoma salicis*, *Lycaeides melissa*, *Mamestra brassicae*, *Ochropleura fennica*, *Ostrinia nubilalis*, *Platyptilia carduidactyla*, *Plebejus acmon*, *Plutella xylostella*, *Samia cynthia*, *Sitotroga cerealella* y *Vanessa*.
- T. platneri* Nagarkatti, 1975. México (DGO), Canadá y EUA. Huéspedes: *Adoxophyes orana*, *Amorbia cuneana*, *Amyeloides transitella*, *Ascotis selenaria*, *Atlides halesus*, *Cadra cautella*, *Choristoneura rosaceana*, *Cryptoblabes gnidiella*, *Cydia pomonella*, *Dione vanillae*, *Ephestia kuehniella*, *Lambdina fiscellaria*, *Manduca*, *Orgyia antiqua*, *O. pseudotsugata*, *Ostrinia nubilalis*, *Pandemis heparana*, *P. limitata*, *Plodia interpunctella*, *Plutella xylostella*, *Sabulodes aegrotata*, *Sitotroga cerealella* y *Trichoplusia ni*.
- T. pluto* Pinto, 1999. México, Guatemala y Costa Rica. Huéspedes: desconocidos.
- T. pretiosum* Riley, 1879. México (DGO, SIN); casi cosmopolita. Huéspedes: 109 especies.
- T. retorridum* (Girault, 1911). México, Canadá y EUA. Huéspedes: *Brephidium exilis*, *Colias eurytheme*, *Eoreuma loftini*, *Faronata albilinea*, *F. difusa*, *Helicoverpa zea*, *Heliothis virescens*, *Vanessa cardui* y *V. carye*.
- T. sathon* Pinto, 1999. México y EUA. Huéspedes: *Colias*, *Helicoverpa zea*, *Manduca*, *Trichoplusia ni* y *Vanessa*.
- T. semifumatum* (Perkins, 1910). México, EUA, islas del Caribe, Costa Rica, América del Sur, Francia, Rusia y Hawaii. Huéspedes: *Agrius cingulatus*, *Alabama*, *Anomis texana*, *Autographa californica*, *Bactra straminea*, *B. verutana*, *Cactoblastis cactorum*, *Colias eurytheme*, *C. vauthieri*, *Cydia pomonella*, *Diatraea saccharalis*, *Elasmopalpus*, *Ephestia kuehniella*, *Erinnyis ello*, *Estigmene acarrea*, *Helicoverpa zea*, *Heliothis virescens*, *Herpetogramma licarsisale*, *Hyles calida*, *H. lineata*, *Hypsipyla grandella*, *Manduca sexta*, *Oediopalpa guerini*, *Phthorimaea operculella*, *Platynota stultana*, *Pseudoplusia includens*, *Rachiplusia ou*, *Scotorythra*, *Sitotroga cerealella*, *Spheterista asaphopis*, *Spodoptera exigua*, *S. ornithogalli*, *Trichoplusia ni*, *Vanessa cardui* y *V. carye*.
- T. stampae* Vincent, 1986. México, EUA y Colombia. Huéspedes: *Anemeca ehrenbergii*, *Chlosyne janais*, *C. saundersi* y *Euphydryas phaeton*.
- T. suorangolica* Pinto, 1999. México. Huéspedes: desconocidos.
- T. viggianii* Pinto, 1999. México. Huéspedes: desconocidos.
- T. zeta* Pinto, 1999. México, EUA, República Dominicana y Costa Rica. Huéspedes: desconocidos.
- Trichogrammatoidea brasiliensis* (Ashmead, 1904). México, EUA, islas del Caribe, El Salvador, América del Sur e India. Huéspedes: *Aloa moorei*, *Anomis texana*, *Autographa*, *Copitarsia*, *Corcyra cephalonica*, *Diatraea saccharalis*, *Earias insulana*, *E. vittella*, *Ephestia kuehniella*, *Epinotia aporema*, *Helicoverpa armigera*, *H. zea*, *Heliothis virescens*, *Lobesia botrana*, *Loxostege sticticalis*, *Mamestra brassicae*, *Palpita machaeralis*, *Pectinophora gossypiella*, *Phthorimaea operculella*, *Plutella xylostella*, *Rachiplusia un*, *Scrobipalpa absoluta*, *Sitotroga cerealella* y *Spodoptera exigua*.
- Ufens beneficus* Dozier, 1932. México, EUA, Antillas Menores y Haití. Huéspedes: Tettigoniidae.
- U. niger* (Ashmead, 1888). México, EUA, islas del Caribe y Brasil. Huéspedes: *Colladonus geminatus*, *Cuernia costalis*, *Diatraea crambidoides*, *D. saccharalis*, *Draeculacephala cubana*, *D. mollipes*, *Homalodisca*, *Hortensia similis*, *Keonolla confluens* y *Saccharosydne saccharivora*.
- Uscana semifumipennis* Girault, 1911. México (VER), EUA, América del Sur, Hungría y Japón. Huéspedes: *Acanthoscelides alboscuteellatus*, *A. aureolus*, *A. obtectus*, *Algarobius prosopis*, *Althaeus hibisci*, *Bruchus chinensis*, *B. longisculus*, *B. picturatus*, *B. pisorum*, *B. rufimanus*, *Callosobruchus maculatus*, *C. phaseoli*, *Caryedon serratus*, *Megacerus discoideus*, *Mimosestes nubigenis*, *Stator limbatus* y *S. pruininus*.
- Xiphogramma fuscum* Pinto, 1990. México y EUA. Huéspedes: desconocidos.

APHELINIDAE (HYMENOPTERA)

Svetlana N. Myartseva¹, Enrique Ruíz Cancino¹ & Juana María Coronado Blanco¹

ABSTRACT. Aphelinidae are a family of moderate size within Chalcidoidea. Many species have great economic importance in biological control as parasitoids of dangerous scale insects and whiteflies (Homoptera: Coccoidea, Aleyrodoidea) and are widely used for introduction against insects pests. 95 identified species in 12 genera, seven tribes, and four subfamilies have been recorded for Mexico, including 21 introduced species. The genera with higher number of species are *Encarsia* (38), *Aphytis* (18), *Coccophagus* (10), and *Eretmocerus* (9). Several species have been recorded in the states of Tamaulipas, Sinaloa, and Colima. Seven species are known only from Mexico.

INTRODUCCIÓN

Los afelínidos constituyen una familia de tamaño moderado en la superfamilia Chalcidoidea. Según datos publicados, cerca de 1120 especies válidas de 40 géneros han sido descritas en la fauna mundial. En la región Neártica se citan 140 especies de 15 géneros (Woolley, 1997; Noyes, 2002). González (2000), en su capítulo de Chalcidoidea del Volumen II de esta serie, incluyó 16 especies de cuatro géneros de Aphelinidae. Posteriormente, Myartseva & Ruíz (2000) registraron 74 especies y nueve géneros de esta familia para el país, en su lista comentada de las especies mexicanas de Aphelinidae.

Las Aphelinidae forman una de las familias de Hymenoptera del mayor interés. Son de importancia agrícola como agentes de control biológico de insectos plaga y tienen gran significado ecológico como entomófagos en ecosistemas naturales.

Por estas razones, la taxonomía y diversidad de esta familia en México presentan importancia científica, económica y ecológica.

CARACTERES TAXONÓMICOS

Algunos taxónomos se han dedicado al estudio de Aphelinidae en la región Neártica (L.O. Howard, H. Compere, A.A. Girault, A.B. Gahan, P. De Bach, G. Gordh, M.E. Schauff, G.A. Evans, A. Polaszek, M. Rose) y solo Luis De Santis de la Argentina en la región Neotropical. La actividad taxonómica para la determinación de afelínidos de la fauna mexicana había estado prácticamente ausente ya que no existen especialistas nacionales que la estudien. En México se han realizado estudios faunísticos de esta familia a nivel genérico (*v. gr.*, A. González H., C. García M. y R.D. Hennessey). Los especialistas en control biológico (*v. gr.*, H.D. Smith, E. Jiménez J., M.C. Arredondo B., J.C. Loyola L., L.O. Tejada M. y muchos otros) han publicado datos de programas sobre insectos plaga y sus parasitoides introducidos desde otros países a México.

Las colecciones de afelínidos mexicanos se han depositado en museos de diferentes países, generalmente del Nuevo Mundo. En México, la colección de Aphelinidae más completa está depositada en el Museo de Insectos de la UAM Agronomía y Ciencias-UAT, en Ciudad Victoria, Tamaulipas, la cual contiene 65 especies (incluyendo 36 nuevas), es decir, 53% de las registradas para México.

Según datos publicados previamente y datos de los autores (Myartseva, 2000, 2001; Myartseva & Coronado, 2002, 2003; Myartseva & Ruíz, 2000, 2001; Myartseva *et al.*, 2001), 95 especies de 12 géneros de Aphelinidae se han registrado en México, incluyendo las especies introducidas de otros países. En 27 estados del país se encuentran re-

¹ UAT Agronomía y Ciencias, Universidad Autónoma de Tamaulipas, Cd. Victoria, 87149 Tamaulipas, México.

presentadas cuatro subfamilias con siete tribus (Cuadro 40.1).

Los géneros con mayor número de especies son *Encarsia* (38, tribu Pteroptricini), *Aphytis* (18, tribu Aphytini), *Coccophagus* (10, tribu Coccophagini) y *Eretmocerus* (9, tribu Eretmocerini). El número de especies que se han recolectado en las entidades federativas de México con más de diez especies son Tamaulipas (37), Sinaloa (21), Colima (16), Distrito Federal (13), Morelos (13), San Luis Potosí (13), Baja California Sur (11) y Veracruz (11).

APHELINIDAE EN EL CONTROL BIOLÓGICO

Los afelínidos en su fase larval son parasitoides de insectos de diferentes órdenes, más comúnmente de pulgones, escamas y mosquitas blancas (Homoptera: Aphidoidea, Coccoidea, Aleyrodoidea). Su participación en el control natural de estos insectos es importante para el equilibrio de los complejos de insectos en los ecosistemas. Muchas especies son empleadas como agentes de control biológico clásico y en el manejo integrado de poblaciones de plagas agrícolas. En las publicaciones mexicanas se han registrado 21 especies que fueron introducidas de otros países durante los últimos 60 años para el control biológico de áfidos, escamas y aleyrodidos plaga, generalmente en cítricos. *Aphelinus asychis* Walker fue introducida de California, EUA, para combatir al pulgón *Therioaphis trifolii* (Monell) (Homoptera: Aphididae) en 1940 y 1957-1958. *Aphelinus mali* (Haldeman) fue importada contra *Eriosoma lanigerum* (Hausmann)

Cuadro 40.1. Subfamilias, tribus y número de géneros y especies de Aphelinidae de México.

Subfamilias	Tribus	No. gén.	No. sp.
Aphelininae	Aphelinini	1	4
	Aphytini	2	2
	Eretmocerini	1	9
Azotinae	Azotini	1	1
Calesinae		1	1
Coccophaginae	Coccophagini	1	10
	Pteroptricini	4	44
	Physcini	1	2
Total		12	95

(Homoptera: Eriosomatidae) y se estableció en los estados de Coahuila, Puebla, Durango y Veracruz, así como otras especies (Lomelí, 1993). Algunas especies exóticas del género *Encarsia* fueron muy exitosas en el control biológico de mosquitas blancas y escamas armadas de los cítricos: *E. divergens* (Silvestri), *E. pergandiella* Howard, *E. perplexa* Huang & Polaszek y *E. smithi* (Silvestri) fueron importadas para combatir la mosca prieta *Aleurocanthus woglumi* Ashby (Homoptera: Aleyrodidae) (Myartseva & Ruíz, 2000) (Cuadro 40.2). *Encarsia aurantii*

Cuadro 40.2. Especies de Aphelinidae introducidas en México.

Parasitoides	Plagas
<i>Aphelinus asychis</i> Walker	<i>Therioaphis trifolii</i> (Monell)
<i>A. mali</i> (Haldeman)	<i>Eriosoma lanigerum</i> (Hausmann)
<i>Aphytis chilensis</i> Howard	<i>Chrysomphalus</i> spp.
<i>A. chrysomphali</i> (Mercet)	<i>Aonidiella aurantii</i> (Maskell)
<i>A. hispanicus</i> (Mercet)	<i>Parlatoria pergandii</i> Comstock
<i>A. holoxanthus</i> DeBach (Linnaeus)	<i>Chrysomphalus aonidum</i>
<i>A. lepidosaphes</i> Compere	<i>Lepidosaphes beckii</i> Newman
<i>A. lingnanensis</i> Compere	<i>Aonidiella aurantii</i>
<i>A. maculicornis</i> (Masi)	<i>Aspidiotus nerii</i> Bouché
<i>Encarsia aurantii</i> (Howard)	<i>Chrysomphalus aonidum</i>
<i>E. dominicana</i> Evans (como <i>brasiliensis</i> Hemp.)	<i>Aleurothrix floccosus</i> (Maskell)
<i>E. clypealis</i> (Silvestri)	<i>Aleurocanthus woglumi</i> Ashby
<i>E. divergens</i> (Silvestri)	<i>A. woglumi</i>
<i>E. merceti</i> Silvestri	<i>A. woglumi</i>
<i>E. pergandiella</i> Howard	<i>A. woglumi</i>
<i>E. perniciosi</i> (Tower)	<i>Aonidiella aurantii</i>
<i>E. perplexa</i> Huang & Polaszek	<i>Aleurocanthus woglumi</i>
<i>E. smithi</i> (Silvestri)	<i>A. woglumi</i>
<i>Eretmocerus mundus</i> Mercet	<i>Bemisia tabaci</i> Gennadius
<i>E. serius</i> Silvestri	<i>Aleurocanthus woglumi</i>
<i>Pteroptrix smithi</i> (Compere)	<i>Chrysomphalus aonidum</i>

Howard) y *E. perniciosi* (Tower) fueron importadas contra algunas escamas de cítricos. Siete especies exóticas del género *Aphytis* fueron introducidos contra escamas armadas: *A. chilensis* Howard, *A. chrysomphali* (Mercet), *A. hispanicus* (Mercet), *A. holoxanthus* De Bach, *A. lepidosaphes* Compere, *A. lingnanensis* Compere y *A. maculicornis* (Masi).

La fauna de afelínidos de México también ha sido una fuente de especies benéficas para su introducción a otros países en el control biológico de insectos plaga en huertas y campos agrícolas. *Aphytis chrysomphali* (Mercet) fue introducido de México a Hawaii para el control biológico de la escama roja de Florida *Chrysomphalus aonidium* (Linnaeus) (Homoptera: Diaspididae) (Flanders, 1969); *Aphytis hispanicus* (Mercet) se llevó a California, EUA, contra la escama *Parlatoria pergandii* Comstock (Homoptera: Diaspididae) (Clausen, 1978); *Encarsia smithi* (Silvestri) se introdujo a Guam contra la mosquita *Aleurocanthus spiniferus* (Quaintance) (Homoptera: Aleyrodidae) (Clausen, 1978); *Eretmocerus serius* Silvestri fue importado de México a Barbados para combatir la mosca prieta *Aleurocanthus woglumi* Ashby. Además, tres especies del género *Eretmocerus*, parasitoides de mosquitas blancas del complejo *Bemisia*, fueron escritas en 1997 de los Estados Unidos y también están presentes en México (Rose & Zolnerowich, 1997).

Cuarenta especialistas han descrito afelínidos citados para México: André, Angulo, Ashmead, Berlese, Compere, Coronado, Craw, Dalman, De Bach, De Santis, Dodd, Dozier, Evans, Foerster, Gahan, García, Girault, Gómez, Haldeman, Hayat, Hempel, Heraty, Howard, Huang, Le Baron, Masi, Mercet, Myartseva, Paoli, Pedata, Polaszek, Rosen, Ruíz, Silvestri, Timberlake, Turner, Viggiani, Walker y Zolnerowich, destacándose Howard (1881-1908), Compere (1928-1955), De Bach (1959-1984) y, recientemente, Polaszek (1992-2000) y Evans (1996-2002). No obstante la gran importancia de los afelínidos en México, no existían estudios fundamentales acerca de estos insectos benéficos, incluyendo la discusión del conocimiento de los resultados de muchas introducciones de especies parasíticas. El estudio fundamental de la taxonomía y la fauna de Aphelinidae de México se inició en 1998 en la Universidad Autónoma de Tamaulipas. La revisión de *Encarsia* de México será publicada en 2004 (Myartseva & Evans, *J. Nat.*

Hist.), incluyendo 66 especies, la descripción de 27 especies nuevas y las claves taxonómicas de las especies de Aphelinidae de México, por lo que se conocen 123 especies de esta familia para la República Mexicana.

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología de México, por su apoyo al programa "Cátedras Patrimoniales de Excelencia" y al proyecto "Taxonomía de cuatro familias de Hymenoptera Parasítica importantes en el control biológico de plagas en México". A. C. Hansson, V. A. Yasnosh, J.S. Noyes y J. C. De Loach por la donación de literatura y a G. A. Evans, S. V. Triapitsyn, V. A. Trjapitzin y M. E. Schauff por su colaboración en el estudio taxonómico y la determinación de especies mexicanas de Aphelinidae.

REFERENCIAS

- CLAUSEN, C. P. (ed.). 1978. *Introduced parasites and predators of arthropod pests and weeds. A world review.* USDA Agriculture Handbook No. 480. 545 p.
- FLANDERS, S. E. 1969. Herbert D. Smith's observations on citrus black fly parasites in India and Mexico and the correlated circumstances. *Can. Ent.*, 101: 467-480.
- GONZÁLEZ, H. A. 2000. Chalcidoidea (Hymenoptera), pp. 649-659. En: J. Llorente B., E. González S. & N. Papavero (eds.). *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: hacia una síntesis de su conocimiento. Vol. II.* México.
- LOMELÍ, F. J. R. 1993. Himenópteros parasitoides de áfidos en México. Tesis de Licenciatura. IPN-ENCB. México. 148 p.
- MYARTSEVA, S.N. 2000. The genus *Coccobius* new for Mexico, with description of new species and key to Nearctic species (Hymenoptera: Aphelinidae). *Zoosyst. Ross.*, 8(2): 331-334.
- . 2001. A new species of parasitoid wasp of the genus *Encarsia* (Hymenoptera: Aphelinidae) from Tamaulipas, México. *Acta Zool. Mex. (n.s.)*, 82: 13-18.
- & J. M. CORONADO B. 2002. A new parasitoid of whiteflies species of the genus *Encarsiella* (Hymenoptera: Aphelinidae). *Florida Ent.* 85(4): 620-624.
- & ———. 2003. *Coccophagus rusti* Compere: una especie de África en México. *Entomología Mexicana*, 2: 740-744.
- , G. A. EVANS & J. M. CORONADO B. 2001. Nuevo registro y clave de identificación de las especies de *Ablerus* Howard (Hymenoptera: Chalcidoidea) de México. *Folia Ent. Mex.*, 109: 7-33.

- & E. RUÍZ C. 2000. Annotated checklist of the Aphelinidae (Hymenoptera:Chalcidoidea) of Mexico. *Florida Ent. Mex.*, 109: 7-33.
- & —————. 2001. Mexican species of parasitoid wasps of the genus *Marietta* (Hymenoptera:Aphelinidae). *Florida Ent.*, 84(2): 293-297.
- NOYES, J. S. 2002. *Interactive Catalogue of World Chalcidoidea 2001*. Taxapad 2002. Natural History Museum. Reino Unido. CD.
- ROSE, M. & G. ZOLNEROWICH. 1997. *Eretmocerus* Haldeman (Hymenoptera:Aphelinidae) in the United States, with descriptions of new species attacking *Bemisia* (*tabaci* complex) (Homoptera:Aphelinidae). *Proc. Ent. Soc. Washington*, 99(1): 1-27.
- WOOLLEY, J. B. 1997. Aphelinidae, pp. 134-150. En: G.A.P. Gibson, J. T. Huber & J.B. Woolley (eds.). *Annotated keys to the genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera)*. NRC Research Press. Ottawa.
- APÉNDICE 40.1.**
Lista de las especies de Aphelinidae de México.
- Aphelininae**
Aphelinini
Aphelinusasychis Walker, 1839. México (DF), EUA, América del Sur, Europa, norte de África y Asia.
A. mali (Haldeman, 1851). México (CHIH, COAH, DF, DGO, MICH, PUE y VER); cosmopolita.
A. siphonophorae (Ashmead, 1888). México, Canadá, EUA, América Central y Hawaii.
A. varipes Foerster, 1841. México (DF), EUA, Europa, norte de África, Asia y Australia.
- Aphytini**
Aphytis aonidiae (Mercet, 1911). México, EUA, sur de América del Sur, Europa, Medio Oriente y Asia Central.
A. chilensis Howard, 1900. México (DF y SLP), EUA, sur de América del Sur, Europa, norte y sur de África y Australia.
A. chrysomphali (Mercet, 1912). México (SON); cosmopolita.
A. comperei De Bach & Rosen, 1976. México (BCS, COL, NL, SIN y TAMPS), EUA, Jamaica, Sudáfrica y China.
A. diaspidis (Howard, 1881). México (BCS y SLP); casi cosmopolita.
A. hispanicus (Mercet, 1912). México (BCS, CHIH, NL, SIN y TAMPS), EUA, islas del Caribe, Brasil, Argentina, Europa, norte y sur de África y Asia.
A. holoxanthus DeBach, 1960. México (BCS, GTO, MOR, QROO, SIN, SON, NL, TAMPS y VER), EUA, El Salvador, islas del Caribe, Sudamérica, Medio Oriente y China.
A. lepidosaphes Compere, 1955. México (BC, CHIS, COL, MOR, NAY, PUE, SLP, TAMPS y VER), EUA, islas del Caribe, América Central y América del Sur, sur de Europa, Asia, Australia y Hawaii.
A. lingnanensis Compere, 1955. México (BC, BCS, CHIH, COL, NL, SIN, SON y TAMPS), cosmopolita.
A. maculicornis (Masi, 1911). México (AGS), EUA, Argentina, Europa, norte de África y Asia.
A. margaretae De Bach & Rosen, 1976. México (BCS y SON) y Brasil.
A. melanostictus Compere, 1955. México (BCS), EUA.
A. melinus De Bach, 1959. México (BCS y SON), EUA, América del Sur, sur de Europa, Asia y Australia.
A. mytilaspidis (Le Baron, 1870). México (COL, NAY y VER); casi cosmopolita.
A. pinnaspidis Rosen & De Bach, 1979. México (BCS y SIN), El Salvador y Brasil.
A. proclia (Walker, 1839). México (VER); cosmopolita.
✓ *A. punctaticarpus* (Girault, 1917). México.
A. simmondsiae De Bach, 1984. México (BCS), EUA.
Marietta graminicola Timberlake, 1925. México (TAMPS), EUA, Brasil y Hawaii.
M. mexicana (Howard, 1895). México (DF, JAL, MOR, SLP y TAMPS), Canadá, EUA, Cuba y Japón.
✓ *M. montana* Myartseva & Ruíz, 2001. México (TAMPS).
M. picta (André, 1878). México, Canadá, Europa, norte de África y Asia.
M. pulchella (Howard, 1881). México (TAMPS), Canadá, EUA, Puerto Rico, Brasil y Hawaii.
M. timberlakei Hayat, 1986. México (TAMPS), EUA, Brasil y Hawaii.
- Eretmocerini**
Eretmocerus californicus Howard, 1895. México (BC, COL, JAL, SIN y SON), EUA, Cuba, Italia y Egipto.
E. haldemani Howard, 1908. México (COL), EUA, Cuba, Perú, India y Azerbaiján.
E. joeballi Rose & Zolnerowich, 1997. México (TAMPS), EUA.
E. mundus Mercet, 1931. México (BC), EUA, Europa, norte y sur de África, Asia, Australia y Micronesia.
E. paulistus Hempel, 1904. México, Cuba, Haití, América del Sur e India.
E. portoricensis Dozier, 1932. México (TAMPS), EUA, Puerto Rico y República Dominicana.
E. serius Silvestri, 1928. México (COL, MOR, NAY, SIN y VER), EUA, América Central, islas del Caribe, África oriental, Asia y Hawaii.
E. staufferi Rose & Zolnerowich, 1997. México (TAMPS), EUA.
E. tejanus Rose & Zolnerowich, 1997. México (TAMPS), EUA.
- Azotinae**
Azotini
Ablerus elegantulus (Silvestri, 1915). México (TAMPS), Brasil y Eritrea.
- Calesinae**
Cales noacki Howard, 1907. México (SLP), EUA, El Salvador, Haití, América del Sur, sur de Europa y norte de África.
- Coccophaginae**
Coccophagini
Coccophagus grenadensis Hayat, 1994. México y Grenada.
C. lycimnia (Walker, 1839). México (CHIH, DGO, MOR, SON y TAMPS); casi cosmopolita.
C. mexicanus Girault, 1915. México, Bermuda y Panamá.
C. mexicensis Girault, 1917. México (AGS, CHIH, DF, MEX y SLP), EUA y Brasil.
✓ *C. ochraceus* Howard, 1895. México (AGS, CHIH y MEX), EUA, Bermuda, Chile, África oriental y del sur, India y Hawaii.
C. pallidiceps Compere, 1939. México, Brasil y Argentina.
C. pulvinariae Compere, 1937. México, EUA, Cuba, Perú, Chile, África oriental y del sur e Israel.

- C. quaestor* Girault, 1917. México, Canadá, EUA, El Salvador y Perú.
- C. rusti* Compere, 1928. México (OAX, TAMPS y VER), EUA, Perú y África oriental y del sur.
- C. scutellaris* (Dalman, 1825). México; cosmopolita.
- Pteroptricini**
- Dirphys encantadora* Polaszek & Hayat, 1992. México (TAB), Ecuador.
- ✓*D. mexicana* (Howard, 1907). México (TAB).
- Encarsia americana* (De Bach & Rose, 1981). México (COL y TAMPS), El Salvador y Brasil.
- E. aurantii* (Howard, 1894). México (BCS, TAMPS); casi cosmopolita.
- E. bimaculata* Heraty & Polaszek, 2000. México (GRO), EUA, Haití y Brasil.
- E. citrella* (Howard, 1908). México (TAMPS), EUA, Honduras, Chile y Argentina.
- E. citrina* (Craw, 1891). México (DF, GRO, SLP y TAMPS); casi cosmopolita.
- E. clypealis* (Silvestri, 1927). México (COL, JAL, MOR, SIN, SLP y TAMPS), India, Pakistán y sureste de Asia.
- E. coquilletti* Howard, 1895. México, EUA.
- E. costaricensis* Evans & Angulo, 1996. México (DF y TAMPS) y Costa Rica.
- E. cubensis* Gahan, 1931. México, islas del Caribe y Brasil.
- E. divergens* (Silvestri, 1926). México (COL, JAL, MOR, SIN y SLP), Cuba, India y sureste de Asia.
- E. dominicana* Evans, 2002. México (VER), República Dominicana.
- E. elongata* Dozier, 1937. México (TAMPS), EUA, Puerto Rico, Italia, India y China.
- E. formosa* Gahan, 1924. México (BC, DF, GRO y TAMPS); casi cosmopolita.
- E. haitiensis* Dozier, 1932. México, Cuba, Haití, Venezuela y Benin.
- E. hamoni* Evans & Polaszek, 1998. México (SIN y TAMPS), EUA.
- E. hispida* De Santis, 1948. México (GRO, SIN, TAB, YUC (Col. Evans) y TAMPS), islas del Caribe, Honduras, América del Sur y sur de Europa.
- E. lanceolata* Evans & Polaszek, 1997. México (DF), EUA, Puerto Rico, Ecuador y Brasil.
- E. lounsburyi* (Berlese & Paoli, 1916). México; casi cosmopolita.
- E. luteola* Howard, 1895. México (COL, GRO, SIN (Col. Evans), TAMPS), EUA, islas del Caribe, Brasil, Chile e Israel.
- E. merceti* Silvestri, 1926. México (COL, JAL, MOR, SIN y SLP), Cuba, India y sureste de Asia.
- E. meritoria* Gahan, 1927. México, EUA, islas del Caribe, Brasil, España e Italia.
- E. nigricephala* Dozier, 1937. México (DF, SIN y TAB- Col. Evans), EUA, islas del Caribe, América Central, del Sur y Reunión.
- ✓*E. paracitrella* Evans & Polaszek, 1997. México (QROO).
- E. pergandiella* Howard, 1907. México (COL, DF, GRO, QROO, SIN, SON, TAB y TAMPS- Col. Evans), EUA, islas del Caribe, Centro y Sudamérica, Francia, Italia y Hawaii.
- E. perniciosi* (Tower, 1913) –México (CHIH, COAH, NL, PUE, TAMPS y VER); casi cosmopolita.
- E. perplexa* Huang & Polaszek, 1998. México (COL, JAL, MOR, NL, SIN, SLP, VER, YUC (Col. Evans) y TAMPS), EUA, India y China.
- ✓*E. pinella* Myartseva, 2001. México (TAMPS).
- E. portoricensis* Howard, 1907. México, Puerto Rico, República Dominicana y Bermuda.
- E. protransvena* Viggiani, 1985. México (SIN), EUA, Islas Caimán, Puerto Rico, Colombia, España, Egipto, China y Hawaii.
- E. pseudocitrella* Evans & Polaszek, 1997. México, EUA, Honduras, Costa Rica y Brasil.
- E. quaintancei* Howard, 1907. México (DF, QROO, SIN y YUC- Col. Evans), EUA, islas del Caribe, El Salvador, Venezuela y Brasil.
- E. quercicola* Howard, 1908. México, EUA.
- E. smithi* (Silvestri, 1926). México (COL, JAL, MOR, SIN, SLP y VER), EUA, Cuba, India, Pakistán y este de Asia.
- E. sophia* (Girault & Dodd, 1915). México (SIN y TAB-Col. Evans); casi cosmopolita.
- E. titillata* Girault, 1926. México (TAMPS), Australia.
- ✓*E. townsendi* Howard, 1907. México (TAB).
- E. unicitrella* Evans & Polaszek, 1997. México (GRO).
- E. variegata* Howard, 1908. México, EUA, islas del Caribe y Hawaii.
- ✓*Encarsiella narroi* (Gómez & García, 2000). México (COAH).
- E. noyesi* Polaszek & Hayat, 1992. México (GTO y YUC), islas del Caribe y Costa Rica.
- ✓*E. tamaulipecta* Myartseva & Coronado, 2002. México (TAMPS).
- Pteroptrix smithi* (Compere, 1953). México (MOR), Israel, China y Filipinas.
- Physcini**
- Coccobius donatellae* Pedata & Evans, 1997. México (TAMPS), EUA.
- ✓*C. juliae* Myartseva, 2000. México (TAMPS).

41

DOLICHOPODIDAE (DIPTERA)

Sergio Ibáñez-Bernal¹, Vicente Hernández-Ortiz¹ & Leticia Miranda Martín del Campo¹

ABSTRACT. Dolichopodidae include small true-flies commonly with the body shiny-blue or green, and legs relatively long and thin, characterized in the adults by the wing venation. The immature stages of only few species are known, but nearly all seem to be predators upon smallest arthropods, except few cases in which larvae are apparently phytophagous. Adults are common near or over swamps, rivers, lakes, etc., and can be seen hanging on the vegetation, or laying down the emerging rocks, or on the mud. This family comprises about 6500 species worldwide, but only 203 species of 40 genera grouped in 11 subfamilies have been recorded in Mexico. The most useful references on Mexican species and a list of the known Mexican taxa are provided.

INTRODUCCIÓN

La familia Dolichopodidae agrupa a moscas pequeñas que miden entre 0.8 y 9.0 mm de longitud, por lo general con el cuerpo de color verde o azul metálico, parcialmente recubierto con polinosidad blanca o grisácea y rara vez de color amarillo o negro; con patas largas y delgadas, es esta última la característica que les da su nombre. Se distinguen de otros grupos de Diptera principalmente por la venación de las alas, con las celdas dm (discal medial) y bm (basal medial) unidas por no existir la vena bm-cu.

Los adultos prácticamente se encuentran en todos los ambientes, pero son más comunes cerca

de los cuerpos de agua; en particular son abundantes en terrenos inundados y a lo largo de los márgenes de ríos o arroyos con sombra parcial, donde pueden localizarse sobre el barro o la arena de los márgenes. También son comunes en zonas donde la vegetación es abundante, encontrándose sobre el follaje de las plantas, particularmente en las hojas expuestas al sol, sobre las rocas que emergen de las corrientes de agua, o bien sobre los troncos de los árboles en pie o caídos, en huecos de árbol o en minas de los tallos de gramíneas, dependiendo de las especies y de sus requerimientos de hábitat y alimentación (Curran, 1965).

Los adultos son depredadores de otros insectos y ácaros, pero desde luego sus presas están limitadas a artrópodos más pequeños que ellos, siendo común que se alimenten de jejenes y pequeñas larvas del lodo o suelo húmedo. Los miembros de este grupo son conocidos por sus 'danzas de cortejo', un aspecto estudiado desde hace mucho tiempo por varios entomólogos. Debido a este comportamiento, los machos de muchas especies exhiben ornamentaciones muy elaboradas y específicas en sus antenas, en sus patas o en sus alas, razón por la cual existe un dimorfismo sexual muy marcado en muchos de ellos, con machos fáciles de distinguir taxonómicamente y hembras muy similares entre sí (Wirth & Stone, 1956). Con respecto a los juveniles, se sabe muy poco de sus ambientes de crianza y de sus hábitos, pero en general éstos se encuentran en el fango, en los pastos riparios, bajo las cortezas de árboles y en sitios con gran cantidad de materia orgánica en descomposición, pero se cree que todos ellos son depredadores de otros invertebrados pequeños; no obstante, las larvas de *Thrypticus* aparentemente son fitófagas, formando minas en los tallos de las plantas (Robinson, 1970a).

¹ Instituto de Ecología, A. C., Departamento de Entomología, km 2.5 antigua carretera a Coatepec 351, Congregación El Haya, 91070 Xalapa, Veracruz, México.

CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS

La siguiente descripción está basada en el trabajo de Robinson & Vockertoth (1981).

Adulto. La cabeza por lo común presenta la frente ancha, adelgazándose hacia la parte inferior por la forma y disposición de los ojos; es común que la frente se reduzca o se pierda anteriormente, debido a la condición holóptica de algunos machos. En varios géneros, el vértice de la cabeza puede estar deprimido entre los ojos. Normalmente carecen de sedas frontales, excepto por aquellas de la porción superior. El rostro en ocasiones es más ancho que la frente. Los ojos pueden presentar sedas en su superficie. Están presentes las sedas postoculares, sean gruesas o delgadas, las sedas oclares y las verticales que son fuertes; las sedas postverticales son muy cercanas a las verticales. El clipeo casi siempre está desnudo, pero puede presentar sedas en el margen inferior. Antena variable, con escapo raramente más ancho que largo, con o sin sedas dorsales; pedicelo ligeramente más ancho que el escapo, en ocasiones puede sobreponerse con el primer flagelómero; primer flagelómero casi tan largo como el pedicelo o mucho más largo, a menudo ovalado, pero puede ser muy largo, y con formas diferentes, pero a menudo comprimido; arista casi siempre originada en el margen dorsal, a veces apical, conformada por dos segmentos lisa o con ramas o sedas. Palpo aplanado, a veces engrosado para formar una placa que puede llevar sedas o polinosidad. Los labela casi siempre son suaves, pero pueden estar esclerosados y con forma de mandíbula.

El tórax tiene la misma conformación típica de los Diptera. El escudo en la mayoría de las especies presenta sedas gruesas con posición definida según la especie, aunque algunas pueden presentar las de la porción anterior reducidas, siendo las únicas evidentes las de la porción más posterior. Normalmente están presentes de cada lado: una seda postpronotal, dos presuturales supra-ales, y dos notopleurales; sedas acrosticales en ocasiones presentes, al igual que la seda presutural intraalar. Se observan las sedas postsutural intraalar, dos postsuturales supra-ales, y una postalar; generalmente presentan seis pares de sedas dorso-centrales largas (dos presuturales y cuatro post-

suturales). Escudete con sedas o desnudo, en el primer caso con dos a seis sedas marginales largas. Pleura desnuda casi en su totalidad, pero pueden estar presentes sedas en el proepisternón, justo encima de la coxa anterior, o a veces con sedas en la mitad superior del esclerito, y en algunas partes del meso y metapleurón puede haber algunas sedas.

El ala tiene forma ovalada, tan larga como el cuerpo, con algunas excepciones. La membrana frecuentemente es transparente, pero hay varias especies que pueden presentar manchas con diseño particular. La vena costal (C) es continua hasta el punto donde se intersecta con la vena media (M) y a veces puede continuarse hasta la R_{4+5} . La vena subcostal (Sc) termina en la radial uno (R_1), excepto en la subfamilia Hydrophorinae; la vena humeral se encuentra al nivel del origen del sector radial (Rs); vena media (M) recta, algunas veces bifurcada o con una curvatura en la mitad distal. Celdas discal media y basal media (dm y bm, respectivamente) unidas.

Patas casi siempre con sedas largas en la tibia. En los machos puede haber variación en la forma y ornamentación de las varias porciones que la componen, dependiendo de las especies. Tarso casi siempre con empodia setiforme y pulvilos anchos, mientras que los machos pueden tener variación en el número de uñas tarsales de las diferentes patas.

El abdomen presenta los primeros cinco segmentos normales, aunque el primer esternito es vestigial o ausente; el quinto esternito variable a consecuencia de las modificaciones de los segmentos terminales. En el macho, los tergitos 6to. y 7mo. están expuestos o pueden observarse retraídos por debajo del tergito precedente, mientras que los esternitos respectivos son vestigiales. Tergito 8vo. vestigial o ausente, mientras que el esternito 8vo. está representado lateralmente en la base de la cápsula genital. Cápsula genital aparentemente conformada por el epandrio, hipandrio y gonopodios fusionados, doblada hacia abajo y adelante; puede ser pequeña y encerrada en los segmentos precedentes, o bien ser grande y expuesta; la cápsula cefálica suele ser asimétrica. Edéago comúnmente largo y delgado, proyectado fuera de la cápsula. Cerco variado en forma, tamaño y ornamentación. La hembra presenta los tergitos 1ero.-5to. y los esternitos 2do.-5to. bien desarrollados, con el

resto de los segmentos retraídos a manera de telescopio dentro del segmento 5to.; los genitales femeninos se caracterizan por presentar los segmentos abdominales 6to. y 7mo. completos pero más suaves que los precedentes, con una seda en el ángulo posterolateral o con sedas pequeñas en las porciones expuestas; tergito 8vo. casi siempre retraído, con el margen posterior escotado o dividido pero desnudo; esternito 8vo. entero o dividido; proctígero formado por un epiprocto dorsal, el hipoprocto ventral y los cercos en posición lateral. Epiprocto casi siempre redondeado apicalmente, o parcial o completamente dividido en su parte media, por lo común con 1-6 pares de sedas espinosas cortas cerca del ápice. Los cercos son delgados y suelen estar divididos para formar un lóbulo dorsal y otro ventral, el primero más largo que el segundo, llevando una o varias sedas. Está presente una sola espermateca.

Pupa. Se encuentra encerrada en un capullo de seda que incorpora partículas del sustrato. Posee un par de 'cuernos' ventiladores largos que se originan de la porción dorsal del cefalotórax justo detrás de los ojos. Tergitos abdominales casi siempre con una hilera transversal de espinas. Segmento anal redondeado o terminando en un par de espinas gruesas.

Larva. Cuerpo blanquecino, cilíndrico, con la parte anterior angosta y aumentando en diámetro ligeramente hacia la parte posterior. Cabeza corta, sin cápsula y con cuatro lóbulos pequeños, los laterales llevan la antena a manera de sensila pequeña y los anteriores, lo que aparentemente constituye el palpo maxilar. Endoesqueleto cefálico esclerosado, conformado por los escleritos mandíbulo-maxilares, un labro delgado, esclerito faríngeo, un par de brazos tentoriales y varillas metacefálicas, además de un par de escleritos hipofaríngeos y otro par de labiales. Segmentos torácicos sencillos. Cada uno de los segmentos abdominales 1ero.-7mo. con un par de protuberancias en el margen anterior. Superficie posterior del segmento terminal con un surco vertical y otro horizontal, con uno o más lóbulos alargados y otras veces con el segmento terminal redondeado; cada lóbulo dorsal con un estigma y con flecos de sedas ramificadas.

BIONOMÍA

Prácticamente todos los adultos y larvas conocidas son depredadoras, pero se sabe que las larvas de *Thrypticus* Gerstäcker son fitófagas. Los adultos de *Medetera aldrichii* Wheeler son conocidos por su depredación de las larvas de Scolytinae (Coleoptera: Curculionidae) y las especies de *Dolichopus* Latreille son depredadoras de larvas de Culicidae (Diptera). Los dolicipódidos se encuentran en climas cálidos o templado cálidos y son más comunes en la temporada de lluvias. Con preferencia se hallan en los márgenes de los cuerpos de agua, sea en la vegetación o sobre el sustrato, mientras que otros prefieren concretamente las rocas emergentes de los ríos o las caídas de agua. Muchas especies son comunes en el sotobosque, posándose preferentemente en las partes de las plantas que reciben los rayos solares, mientras que otros pueden hallarse en los troncos de los árboles. Existen especies restringidas a los ambientes marinos, y otras son comunes en la superficie de los cuerpos de agua dulce. En estos lugares, es frecuente observar el comportamiento de cortejo de los machos.

Los dolicipódidos tienen importancia ecológica al ser depredadores de otros artrópodos pequeños. No obstante, su tamaño pequeño es una limitante en cuanto al tipo de presa que pueden utilizar. La depredación de *Medetera aldrichii* sobre larvas de Scolytinae puede ayudar a mantener controlada la población del decortezador que es una seria amenaza a los bosques; mientras que la depredación de *Dolichopus* sobre larvas de mosquito, desde luego ayuda a disminuir la abundancia de estos insectos importantes desde el punto de vista médico.

ANTECEDENTES DE ESTUDIO

La coloración y el diseño corporal han sido muy llamativos para los coleccionistas, por lo que suelen estar bien representados en las colecciones entomológicas y han sido de los grupos de estudio preferidos de varios entomólogos, como Van Duzee, Cole y Aldrich. No obstante, como lo refiere Robinson (1970a), los grupos mejor conocidos son aquellos que se capturan con facilidad

mediante las técnicas más generales de recolecta, por lo que la riqueza de especies de ciertas subfamilias, que se aprecia considerablemente mayor que otras, no refleja la riqueza real.

Existe gran cantidad de trabajos que incluyen datos fragmentarios sobre los diferentes taxones en México. Dentro de los más destacados se tiene la revisión de la familia elaborada por Becker (1922), mientras que gran número de especies del área neotropical son incluidas por Van Duzee (1930) y también se encuentran datos en los trabajos de Robinson (1964a) y de Aldrich (1896, 1901). Con respecto a los estados juveniles, los tratados más informativos son los de Dyte (1967) y Wirth & Stone (1956).

De acuerdo con Robinson (1970b), la clasificación de las Dolichopodidae se basa en diversos caracteres de los genitales de machos y hembras, partes bucales, estructura antenal, venación alar, quetotaxia, estructura de las patas y formas larvarias.

Esta familia exhibe distribución mundial y es muy diversa, habiéndose descrito a la fecha 6582 especies pertenecientes a 219 géneros (Grichanov, 2003). En América se reconocen 14 subfamilias, y todas ellas se distribuyen al sur de los Estados Unidos, representadas por 65 géneros y 1017 especies, equivalentes al 15.4% de todas las especies conocidas.

FAUNA MEXICANA

A la fecha no existen estudios faunísticos sistemáticos en México, por lo cual la mayoría de las especies mexicanas conocidas fueron descritas en tiempos de la *Biología Centrali-Americana* (véase Papavero & Ibáñez-Bernal, 2003) o previas a esta publicación (Papavero & Ibáñez-Bernal, 2001). Posterior a ello, diversos trabajos publicados por Robinson (1964a, 1965b, 1966, 1967a, b, c, d) incluyen datos sobre especies mexicanas. Por ello, el total de especies conocidas en México representa solo el 3% del total de especies inventariadas en todo el mundo, lo que muestra la falta de estudios sobre el grupo en este país. No obstante, comparado con las 1017 especies registradas en el Neotrópico (Robinson, 1970a), en México se encuentran 203 especies pertenecientes a 40 géneros de 11 subfamilias (Apéndice 41.1).

Aquí es conveniente destacar que de las 14 subfamilias reconocidas en América, 11 de ellas ocurren en México, con excepción de las subfamilias Systeminae, Rhapsiinae y Xanthochlorinae, las dos primeras contienen un solo género, respectivamente.

Aun cuando la familia está pobremente estudiada en México, casi la mitad de sus especies (49.7%) solo ocurren en este país, e incluso algunos grupos denotan un fuerte grado de endemismo, tal es el caso de la subfamilia Enliniinae, representada por dos géneros, cuya distribución prácticamente se restringe a Mesoamérica; el género *Enlinia*, en el cual se reconoce la existencia de otras 52 especies mexicanas aún no descritas; y el género *Harmstonia*, que incluye 12 especies de las cuales 10 se encuentran en México. En el caso de la subfamilia Peloropeodinae, también existen géneros típicos de México, como *Discopygiella* con cuatro especies, y *Peloropeodes* con otras cuatro especies conocidas, y en el cual existen al menos otras 17 especies sin describir (Robinson, 1970a).

Con base en los datos aquí presentados, es muy probable que falten por registrarse algo más de 400 especies en México. Esto se debe a que hasta ahora no ha habido interés en el estudio del grupo, salvo de aquellos especialistas que aprovecharon el material capturado en el pasado por expediciones científicas, o bien de aquellos que han incursionado en el territorio mexicano esporádicamente.

REFERENCIAS

- ALDRICH, J. M. 1896. Dolichopodidae, pp. 309-345. En: Williston, S. W. (ed.). On the Diptera of St. Vincent (West Indies). *Trans. Ent. Soc. Lond.*, 1896.
- . 1901. Supplement, Dolichopodidae, pp. 333-266. En: Godman, F. D. & O. Salvin (eds.). *Biología Centrali-Americana. Zoología-Insecta-Diptera*, Vol. 1, Londres.
- BECKER, T. 1922. Dipterologische Studien. Dolichopodidae. B. Nearktische und neotropische Region. *Abhandl. Zool.-Bot. Gesell. Wien* (1921), 13(1): 1-394.
- CURRAN, C. H. 1965. *The families and genera of North American Diptera*. 2nd Revised Ed. Henry Tripp, Nueva York.
- DYTE, C. E. 1967. Some distinctions between the larvae and pupae of the Empididae and Dolichopodidae (Diptera). *Proc. R. Ent. Soc. London* (A), 42(7-9): 109-128.
- GRICHANOV, I. 2003. A checklist of species of the family Dolichopodidae (Diptera) of the world arranged by alphabetic list of generic names. www.fortunecity.com/greenfield/porton/875/

- PAPAVERO, N. & S. IBÁÑEZ-BERNAL. 2001. Contributions to a history of Mexican dipterology.- Part 1. Entomologists and their works before the *Biologia Centrali-Americana*. *Acta Zool. Mex. (n. s.)*, 84: 65-173.
- & ———. 2003. Contributions to a history of Mexican dipterology.- Part 2. *The Biologia Centrali-Americana*. *Acta Zool. Mex. (n. s.)*, 88: 143-232.
- ROBINSON, H. 1964a. A synopsis of the Dolichopodidae (Diptera) of the southeastern United States and adjacent regions. *Ent. Soc. Amer., Misc. Publ.*, 4(4): 103-192.
- . 1964b. Two new genera of Dolichopodidae from Mexico (Diptera). *Proc. Ent. Soc. Washington*, 66: 245-252.
- . 1965. *Discopygiella*, a new genus of Dolichopodidae from Mexico (Diptera). *Proc. Ent. Soc. Washington*, 67: 51-55.
- . 1966. A revision of the Neotropical genus *Symbolia* (Diptera: Dolichopodidae). *Ann. Ent. Soc. Amer.*, 59(3): 489-496.
- . 1967a. New species of Dolichopodidae from the United States and Mexico (Diptera). *Proc. Ent. Soc. Washington*, 69: 114-127.
- . 1967b. Revision of the genus *Harmstonia* (Diptera: Dolichopodidae). *Proc. U. S. Natl. Mus.*, 123(3615): 1-16.
- . 1967c. A revision of the subfamily Stolidosominiinae (Diptera: Dolichopodidae). *Ann. Ent. Soc. Amer.*, 60(5): 892-903.
- . 1967d. New species of *Micromorphus* from the United States and Mexico. *Proc. Ent. Soc. Washington*, 69: 329-334.
- . 1970a. 40 Family Dolichopodidae, pp. 1-92. En: Papavero, N. (ed.), *A catalogue of the Diptera of the Americas south of the United States*. Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo (Antes Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, São Paulo).
- . 1970b. The subfamilies of the family Dolichopodidae in North and South America (Diptera). *Papeis Avulsos Zool.*, 23: 53-62.
- & J. R. VOCKEROTH. 1981. Dolichopodidae, pp. 625-639. En: McAlpine, J. F., B. V. Peterson, G. E. Shewell, H. J. Teskey, J. R. Vockeroth & D. M. Wood (coords.). *Manual of Nearctic Diptera*. Vol. 1. Research Branch, Agriculture Canada, Monograph 27.
- VAN DUZEE, M. C. 1930. Dolichopodidae. *Diptera of Patagonia and south Chile*, British Museum (Nat. Hist.), Londres, 5(1): 1-92.
- WIRTH, W. W. & A. STONE. 1956. Family Dolichopodidae, pp. 449-456. En: Usinger, (ed.). *Aquatic insects of California*. Berkeley University Press, California.
- Sciapodinae**
- Chrysosoma* Guérin-Méneville, 1831
- C. latiopicatum* Van Duzee, 1933. México (JAL).
- C. nobilissimum* (Aldrich, 1901). México (GRO, MEX, MOR, TAB, VER y YUC).
- Condylostylus* Bigot, 1859
- C. argentatus* (Aldrich, 1901). Brasil, Bolivia, México (GRO y TAB).
- C. armipes* (Bigot, 1890). Brasil, Honduras, México (GRO) y Panamá.
- C. astequinus* (Bigot, 1888). México.
- C. atricauda* (Aldrich, 1901). Guatemala y México (TAB y VER).
- C. atrolamellatus* (Aldrich, 1901). Bolivia y México (OAX y TAB).
- C. barbatulus* Becker, 1922. México.
- C. barbatus* (Aldrich, 1901). Brasil y México (GRO).
- C. bellulus* (Aldrich, 1896). Antillas, Brasil, Guyana y México.
- C. bifimbriatus* (Aldrich, 1901). México (TAB).
- C. biseta* Becker, 1922. Colombia y México (OAX).
- C. breviseta* (Coquillett, 1902). México (VER).
- C. caesar* Becker, 1922. Bolivia, México y Perú.
- C. camptopus* var. *diversifemur* Parent, 1935. México (costa occidental).
- C. chrysoprasi* (Walker, 1849). Antillas, América Central (Panamá), EUA y México (CAMP, GRO, MOR, VER y YUC)
- C. clavipes* (Aldrich, 1901). Guatemala, México (GRO) y Panamá.
- C. clunalis* (Coquillett, 1902). México (VER) y Panamá.
- C. coxalis* (Aldrich, 1901). México (VER).
- C. currani* Parent, 1929. México (PUE).
- C. depressus* (Aldrich, 1901). México (TAB).
- C. flavicoxa* (Aldrich, 1901). México (VER y TAB).
- C. forcipatus* (Aldrich, 1901). Guatemala, México (TAB) y Panamá.
- C. genualis* (Aldrich, 1901). México (GRO).
- C. graenicheri* (Van Duzee, 1927). Antillas, EUA, México a Colombia.
- C. haereticus* (Walker, 1860). México.
- C. hirtipes* (Aldrich, 1901). México (GRO).
- C. incisuralis* (Macquart, 1846). México (YUC).
- C. inornatus* (Aldrich, 1901). EUA y México (DF, DGO, GRO y MOR).
- C. interceptus* (Aldrich, 1901). México (TAB).
- C. lepidus* (Walker, 1852). México y Venezuela.
- C. longiseta* (Coquillett, 1902). México (VER).
- C. melampus* (Loew, 1862) EUA y México (PUE).
- C. patibulatus* (Say, 1823). Canadá, EUA, México y América Central.
- C. pennifer* (Aldrich, 1901). México (TAB) y Perú.
- C. peractus* (Walker, 1860). México.
- C. permodicus* (Walker, 1860). México.
- C. praestans* (Aldrich, 1901). Costa Rica, Guatemala, Guyana y México (TAB).
- C. pulchripes* Becker, 1922. Brasil y México (CHIS).
- C. purpuratus* (Aldrich, 1901). México (GRO y MOR).
- C. purpureus* (Aldrich, 1901). México (GRO, TAB y VER) y Panamá.
- C. schnusei* Becker, 1922. Bolivia, Perú, Paraguay, ¿México (MOR)?
- C. similis* (Aldrich, 1901). Brasil, Colombia, EUA, Guyana y México (CAMP, GRO, JAL, MOR, TAB, VER y YUC).

APÉNDICE 41.1.

Catálogo de las Dolichopodidae de México, con su distribución conocida (en orden alfabético por países), y en el caso concreto de México las entidades federativas donde se han registrado (en paréntesis y en orden alfabético) si existe el dato.

- C. simulans* (Van Duzee, 1929). Colombia, Ecuador, México (CHIS y OAX) y Panamá.
- C. siphon* (Say, 1823). Canadá, EUA, ¿México? y ¿Cuba?
- C. solidus* (Walker, 1860). México.
- C. tonsus* (Aldrich, 1901). México (TAB).
- C. triseriatus* (Aldrich, 1901). Brasil y México (MOR y TAB).
- C. unisetus* Becker, 1922. Costa Rica, México (JAL y MOR) y Panamá.
- Sciapus* Zeller, 1842
- S. ciliipennis* (Aldrich, 1901). Costa Rica y México (GRO).
- S. dimidiatus* (Loew, 1862). Brasil, EUA, México (DF), Puerto Rico y Venezuela.
- S. infumatus* (Aldrich, 1901). EUA y México (GRO).
- S. mexicanus* (Aldrich, 1901). México (TAB y VER).
- Neurigoninae**
- Coeloglutus* Aldrich, 1896
- C. sinuatus* (Parent, 1928). Costa Rica, Guatemala y México (CHIS).
- Neurigona* Rondani, 1856
- N. signifer* Aldrich, 1896. Antillas, Bolivia, México (VER) y Nicaragua.
- Neurigona* sp. 1. México (QROO).
- Medeterinae**
- Medetera* Fischer von Waldheim, 1819
- M. aldrichii* Wheeler, EUA y México (DF).
- Medetera* sp. 1. México (OAX).
- Medetera* sp. 2. México (OAX).
- Microchrysotus* Robinson, 1964
- M. mirabilis* Robinson, 1964. México (OAX).
- M. tarsalis* Robinson, 1964. México (OAX).
- Microcyrtura* Robinson, 1964
- M. campsicnemoides* Robinson, 1964. México (HGO y SLP).
- M. lamellata* Robinson, 1964. México (PUE).
- M. metatarsalis* Robinson, 1964. México (CHIS y GRO).
- M. oaxacensis* Robinson, 1964. México (OAX).
- Thrypticus* Gerstäcker, 1864
- T. cupulifera* (Aldrich, 1896). Antillas, Bolivia y México.
- T. fraterculus* (Wheeler, 1890). Antillas, Canadá, Chile, EUA y México.
- T. minutus* Parent, 1929. EUA y México.
- T. pusillus* Aldrich, 1901. México (TAB).
- T. spretus* Parent, 1934. México (VER).
- Enliniinae**
- Enlinia* Aldrich, 1933
- E. ciliata* Robinson, 1964. EUA y México (VER).
- Harmstonia* Robinson, 1964
- H. attenuata* Robinson, 1967. México (GRO).
- H. clavicauda* Robinson, 1967. México (CHIS, MOR y VER).
- H. megalopyga* Robinson, 1967. México (CHIS y SLP).
- H. obscura* Robinson, 1967. México (CHIS y GRO).
- H. ornata* Robinson, 1967. México (GRO).
- H. pallida* Robinson, 1967. México (SLP).
- H. pectinicauda* Robinson, 1964. EUA y México (GRO, CHIS y SLP).
- H. pubescens* Robinson, 1967. México (CHIS).
- H. recta* Robinson, 1967. México (HGO y SLP).
- H. setosa* Robinson, 1967. México (HGO y SLP).
- Peloroepodinae**
- Chrysotimus* Loew, 1857
- C. metallicus* Parent, 1934. México (GRO).
- C. obscurus* Robinson, 1967. México (OAX).
- Discopygiella* Robinson, 1965
- D. chiapensis* Robinson, 1965. México (CHIS).
- D. discolor* Robinson, 1965. México (CHIS, HGO, GRO y OAX).
- D. setosa* Robinson, 1965. México (CHIS, OAX y SLP).
- D. xerophila* Robinson, 1965. México (CHIS y OAX).
- Micromorphus* Mik, 1878
- M. albipes* (Zetterstedt, 1843). Antillas, Costa Rica, EUA, Europa, México, Panamá y Nueva Zelanda.
- M. asymmetricus* Robinson, 1967. México (SLP).
- M. fulvosetosus* Parent, 1929. EUA y México.
- M. lithophilus* Robinson, 1967. México (SLP).
- Peloroepodes* Wheeler, 1890
- P. aldrichi* Robinson, 1970. EUA y México.
- P. cornuta* (Van Duzee, 1926). EUA y México.
- P. coxalis* (Aldrich, 1901). México (TAB).
- P. fuscipes* (Van Duzee, 1926). EUA y México.
- Peloroepodes* sp. 1. México (HGO).
- Diaphorinae**
- Asyndetus* Loew, 1869
- A. brevimanus* Van Duzee, 1923. México (SON).
- A. disjunctus* Van Duzee, 1923. México (Golfo de California).
- A. singularis* Van Duzee, 1923. México (Golfo de California).
- A. terminalis* Van Duzee, 1923. Guatemala y México (Golfo de California).
- Chrysotus* Meigen, 1824
- C. (C.) Meigen*
- C. (C.) choricus* Wheeler, 1890. ¿Antillas?, Canadá, EUA y ¿México?
- C. (C.) discolor* Loew, 1861. Canadá, EUA y México.
- C. (C.) excisus* Aldrich, 1896. Antillas y México.
- C. (C.) mexicanus* Robinson, 1967. Antillas y México.
- C. (C.) picticornis* Loew, 1862. EUA y México (CHIS).
- C. (C.) teapanus* Aldrich, 1901. EUA y México (TAB).
- C. (C.) vividus* Loew, 1864. EUA y México.
- C. (Achradocera)* Becker, 1922
- C. (A.) barbatus* (Loew, 1861). Ecuador, EUA, México y Puerto Rico.
- C. (A.) contractus* Van Duzee, 1929. Guatemala y México (TAB).
- Diaphorus* Meigen, 1824
- D. (D.) Meigen*
- D. (D.) antennatus* Van Duzee, 1915. México (VER).
- D. (D.) argentipalpis* Van Duzee, 1923. México (Baja California).
- D. (D.) dimidiatus* Aldrich, 1896. Antillas y México.
- D. (D.) nigrescens* Aldrich, 1901. México (GRO).
- D. (D.) nigricans* Meigen, 1824. Argentina, Brasil, América Central, EUA, Europa y México.
- D. (D.) spectabilis* Loew, 1861. Antillas, Argentina, Bolivia, Costa Rica, EUA, Honduras, México (CAMP, CHIS, MOR y VER), Panamá, Paraguay y Perú.
- D. (D.) subsejunctus* Loew, 1866. Costa Rica, Cuba y México (GRO y VER).
- D. (D.) trivittatus* Van Duzee, 1915. Antillas, EUA y México.
- D. (Lyroneurus)* Loew, 1857
- D. (L.) annulatus* (Macquart, 1842). Antillas, Brasil y México.
- D. (L.) coeruleus* (Loew, 1857). Argentina, Ecuador, México y Surinam.
- D. (L.) fratellus* (Becker, 1922). Argentina, ¿México (MOR)? y Paraguay.
- D. (L.) perplexus* Van Duzee, 1929. México (VER) y Panamá.
- D. (L.) simplex* (Aldrich, 1896). Antillas, Brasil, Costa Rica, México (CHIS) y Perú.

- D. (Lyroneurus)* sp. 1. México (VER).
Symbolia Becker, 1922
S. aldrichii Robinson, 1966. México (OAX).
S. loewi (Aldrich, 1901). México (TAB).
S. mexicana Robinson, 1966. México (HGO, SLP).
S. setifer Robinson, 1966. México (OAX).
- Plagioneurinae**
Plagioneurus Loew, 1857
P. univittatus Loew, 1857. Antillas, Bolivia, Brasil, Cuba, EUA, Guyana, México (CHIS), Surinam y Uruguay.
- Stolidosominae**
Pseudosympycnus Robinson, 1967
P. bicolor Robinson, 1967. México (CHIS y OAX).
Sympycnidelfus Robinson, 1964
S. coxalis Robinson, 1967. México (SLP).
S. tibialis Robinson, 1967. México (OAX y SLP).
Stolidosoma Becker, 1922
S. abbreviatum Parent, 1928. Costa Rica y México.
S. abdominale Robinson, 1967. Costa Rica y México.
S. flavidum Robinson, 1967. México (GRO).
S. permutans Becker, 1922. Colombia, Guyana, México y Panamá.
S. varipes Robinson, 1967. México (OAX).
S. violaceum (Van Duzee, 1929). Guatemala y México (OAX).
- Sympycninae**
Calyxochetus Bigot, 1888
C. furcatus (Van Duzee, 1929). Guatemala y México.
C. hastatus (Van Duzee, 1930). EUA y México.
C. lamellicornis Parent, 1930. México (JAL).
C. metatarsalis Robinson, 1966. México (SLP).
C. ornatus Parent, 1930. México (JAL).
C. patellifer Parent, 1934. México (CHIS).
Neoparentia Robinson, 1967
N. bisetosa Robinson, 1967. México (CHIS y OAX).
N. deformis Robinson, 1967. México (CHIS y OAX).
N. obscura Robinson, 1967. México (CHIS y OAX).
N. tarsalis Robinson, 1967. México (CHIS y OAX).
Parasyntormon Wheeler, 1899
P. wheeleri Aldrich, 1901. México (DF).
Sympycnus Loew, 1857
S. (Sympycnus) Loew
S. (S.) angustipennis Aldrich, 1901. México (VER).
S. (S.) clavatus Van Duzee, 1913. EUA y México.
S. (S.) dampfi Van Duzee, 1934. México (MEX).
S. (S.) patellatus Parent, 1928. Costa Rica, México y Panamá.
S. (S.) varipes Aldrich, 1901. México (GRO).
Syntormon Loew, 1857
S. quadratus Aldrich, 1901. México (DF).
- Dolichopodinae**
Dolichopus Latreille, 1796
D. bifractus Loew, 1861. EUA y México (MOR).
D. myosotus Osten Sacken, 1887. Canadá, EUA y México (SON).
D. plumipes (Scopoli, 1763). Alaska, Canadá, EUA, Europa y México.
Dolichopus sp. 1. México MEX.
Paraclius Loew, 1864
P. aberrans Robinson, 1964. EUA y México (SLP).
P. femoratus Aldrich, 1901. México (TAB y VER).
P. filifer Aldrich, 1896. Antillas, EUA y México.
P. flavipes (Aldrich, 1901). México (GRO).
P. hebes Van Duzee, 1923. México (SON).
P. keiferi Van Duzee, 1927. México (BCS).
P. maritimus Van Duzee, 1923. México (BCS).
P. pumilio Loew, 1872. EUA y México.
P. venustus Aldrich, 1901. México (TAB), Panamá y Perú.
Pelastoneurus Loew, 1861
P. argentifer Aldrich, 1896. Antillas, Costa Rica y México (TAB y VER).
P. bigeminatus Aldrich, 1901. México (CHIS, GRO, VER).
P. caeruleus Van Duzee, 1923. Guatemala y México (VER).
P. costalis Van Duzee, 1923. Argentina, México (VER) y Perú.
P. dorsalis Van Duzee, 1923. México (BCS).
P. hamatus Aldrich, 1901. México (DF).
P. lugubris Loew, 1861. EUA y México.
P. luteifacies Parent, 1934. México (TAB).
P. mexicanus (Bigot, 1888). México.
P. nitidus Van Duzee, 1931. Costa Rica, México (VER) y Panamá.
P. punctipennis (Say, 1829). Bolivia, Costa Rica y México (HGO y VER).
P. umbripictus Becker, 1922. Belice, Colombia, EUA y México.
P. unguiculatus (Aldrich, 1896). Antillas, Argentina, Costa Rica y México (MICH, MOR y VER).
Proarchus Aldrich, 1910
P. tripartitus (Aldrich, 1901). México (VER) y Panamá.
Sarcionus Aldrich 1901
S. flavicoxa Aldrich, 1901. México (TAB).
S. lineatus (Aldrich, 1896). Antillas y México.
Sarcionus sp. 1. México (GRO y TAB).
Sarcionus sp. 2. México (QROO).
Tachytrechus Haliday, 1851
T. angustipennis Loew, 1862. Chile, Costa Rica, EUA, México (CHIS y VER) y Perú.
T. argentatus (Aldrich, 1901). México (MOR).
T. humeralis (Aldrich, 1901). México (VER) y Costa Rica.
T. nimius (Aldrich, 1901). EUA, Guatemala, México y América del Sur.
T. notatus (Van Duzee, 1929). Guatemala y México (VER).
T. transversus (Van Duzee, 1929). Guatemala y México.
T. triangularis (Aldrich, 1901). México (MOR y VER).
- Hydrophorinae**
Aphrosylus Haliday, 1851
A. fumipennis (Van Duzee, 1924). México (Baja California).
A. tenuipes (Van Duzee, 1924). México (Baja California).
Hydatostega Philippi, 1865
H. viridiflos (Walker, 1852). EUA y México (DF, nuevo registro).
Hydrophorus Fallén, 1823
H. mexicanus Hurley, 1985. México (DF).
Liancalus Loew, 1857
L. genualis Loew, 1861. Canadá, EUA y México (GRO).
Oedematopus Van Duzee, 1929
O. crassitibia Van Duzee, 1929. México (VER) y Guatemala.
Thinophilus Wahlberg, 1844
T. armiger Van Duzee, 1926. EUA y México (CHIS).
T. depressus Van Duzee, 1926. EUA y México (Baja California).
T. longiventris Van Duzee, 1926. México (Baja California y SON).
T. mexicanus Van Duzee, 1926. México.
T. ochrifacies Van Duzee, 1924. Antillas, Canadá, EUA y México (CHIS).

ÍNDICE TAXONÓMICO SUPRAESPECÍFICO

A

- Abacion* 589
Abacionidae 571, 589
Abapeba 253, 312
Abedul 294
Abedus 267, 308, 371, 407
Abelona 619
Aberrantia 503
Abila 618
Ablerus 756
Abraeinae 649, 653
Abrascris 617
Abyssocythereis 524
Acacia 192, 199, 651
Acallepitrax 679
Acanthaceae 193
Acanthagrion 266, 316, 318
Acantherus 611
Acanthiulus 598
Acanthocaudus 717
Acanthocephala 114
Acanthochalcis 728
Acanthocyclops 261, 295
Acanthocythereis 552
Acanthonycha 679
Acanthophrynus 253, 279
Acanthophris 258
Acanthoscelides 752
Acantocephala 369, 385, 408, 413
Acari 75-77, 179, 182, 189, 431, 735
Acarichthys 566
Acarida 237, 239, 257, 432, 437, 438
Acaridae 259, 274, 280-282, 284-286, 294, 295, 297, 302, 313, 321, 322, 324, 326
Acaridae 76
Acaridida 76
Acaridides 86
Acariformes 76, 77, 79-81, 83, 86, 87, 258
Acaroceras 436, 446, 447, 464
Acaroidea 86
Acaronychidae 440, 460
Acaronychus 440, 460
Acarus 259, 294
Aceoseiidae 182
Aceratagallia 751
Aceratoneuromyia 729
Aceratophallus 263, 275, 320-325, 593
Acerentomoidea 142
Acerophagus 735, 739
Acestrorhynchus 566
Achaea 752
Achaearanea 256, 275, 277, 278
Acherontides 265, 280, 282, 284, 288-290, 294, 295, 297, 311, 313
Acherontiella 265, 279, 286-288, 294, 295, 298, 302, 303, 305, 306, 313
Acheta 361, 377, 385, 407, 412, 413
Achipteriidae 259, 453, 467, 468
Achipterioidea 436, 468
Achradocera 764
Achurum 611
Acleris 751
Acmopolynema 744, 746
Acoela 114
Acoelomorpha 47
Acotyledon 259, 322, 324
Acrida 413
Acrididae 142, 266, 314, 407, 410, 606, 608, 611
Acridinae 608, 611
Acridoidea 605, 607, 608, 611
Acridus 651, 652, 656
Acrobasis 751
Acroceridae 271, 284
Acrocinus 408
Acrocym 679
Acrolophidae 22, 271, 312
Acrolophitus 611
Acrolophus 271, 312
Acromyrmex 272, 321, 323, 325, 326, 390, 408, 413
Acronothrus 443, 462
Acrophasmus 719
Acroppia 449, 465
Acrothoracica 94, 100, 107, 110
Actias 408, 409
Actinedida 76
Actinochitinosi 76
Actinocythereis 525, 528, 530, 531, 552
Actinote 39
Actinotrichida 75-78
Actinotrichidae 76
Aculeata 185
Acutangulus 263, 312, 593
Acuticythereis 523, 528, 547, 551
Adamystidae 79, 82
Adeclus 623
Adelencyrtus 739
Adelops 270, 275, 281, 283, 286, 287, 291, 293, 299, 302-306, 309, 326
Adelotettix 617
Adelotypa 41
Adelpha 40
Adephaga 184
Adopaeodes 42
Adoxophyes 752
Aedes 271, 315, 317-321, 323-325
Aegiale 38, 42, 361, 369, 385, 408, 410-413
Aegimia 620
Aegithus 660, 661, 663, 666
Aeglidae 172
Aeletes 651
Aelolaelaps 257, 292
Aenasius 735, 739
Aeoloplides 613
Aeolus 269, 301
Aephmidius 268, 320, 324
Aeptencyrtus 741
Aequidens 566
Aeroppia 449, 465
Aeschna 385, 407, 412, 413
Aeschnidae 407
Aeschronectida 101, 102, 107, 110
Aethalion 408
Aethus 268, 324
Afilia 253, 277
Afrocorynini 687
Afrocorynus 687
Afolabia 635
Afromothrus 444, 462
Agabus 269, 310
Agalopteryx 267
Agaonidae 726, 727
Agaricales 662
Agaristidae 22, 408
Agarwalencyrtus 739
Agasicles 672
Agastoschizomus 253, 283, 298-300, 304, 307, 309
Agathidinae 716, 717
Agathirsia 717
Agathis 716, 717
Agathobelus 687
Agathotanaidae 498
Agathymus 42
Agave 605, 705
Agelena 67, 68
Agelenidae 233, 239, 253, 277-280, 282-285, 287, 290, 291, 294-296, 298, 299, 301, 303, 304, 306-308, 310, 312, 315
Ageneotettix 611
Ageniaspis 736, 741
Aglaiocypris 546
Aglossa 412, 413
Aglycideridae 685
Aglycyderes 687
Aglycyderinae 685
Aglycyderini 687
Aglyptinus 270, 308
Agnesiotis 687
Agnostida 151, 152, 154, 161
Agnostina 151, 154
Agonum 268, 285, 294, 298, 299, 308, 314
Agrianome 408
Agriomyzidae 271, 325
Agriionidae 315-317
Agriotes 185
Agrius 752
Agroecotettix 613
Agromyzidae 186
Agrotis 349, 752
Agrypon 722
Agymnastus 614, 615
Aidemona 407, 613
Aides 42
Akanthinotanae 511
Akanthophoreinae 510
Akdalima 257, 276
Alabagus 717
Alabama 748, 751, 752
Alabidocarpus 259, 280
Alacran 252, 287-289
Alagoasa 670, 671, 673, 679, 680
Alaptus 185, 744, 745
Albertella 161
Albiorix 256, 280, 288, 418, 427, 428
Alcyoppia 449, 465
Aldrichina 271, 312
Alectorobius 258, 275, 276, 279, 281, 284, 286, 296, 318, 319, 321
Aleocharinae 276, 277, 279, 294, 308, 312, 314, 662
Aleurocanthus 754, 755
Aleurothrixus 754
Aleyrodidae 184, 670, 754, 755
Aleyrodoidea 753, 754
Algarobius 752
Alicorhagia 258, 281
Alicorhagiidae 81, 258, 281
Alienates 179
Alienoclypeus 718
Aliolus 717, 719
Allacrotelsa 266, 277
Alleculidae 184, 268, 278, 279, 296, 297, 307, 309, 322, 323, 325
Alliphis 257, 274
Allobracra 719
Allocerastichus 731
Allocheres 256, 273, 418
Allochroma 680
Allocorynidae 685
Allocoryninae 685
Allocorynini 685-688
Allocorynus 686
Allodamaeus 445, 463
Allooleucon 480
Alloiodites 654
Allojapyx 266, 299
Allomyrina 413
Allonemobius 624
Allonothrus 260, 292, 444, 462
Allopocockiidae 571, 586
Allothereura 142
Allothyridae 87
Alloxycorynus 687
Allozetes 439, 452
Almyracuma 472, 479
Aloa 752
Alobates 270, 282, 285
Alocentron 695-698
Aloencyrtus 739
Alokistocare 161
Alokistocarella 161
Alokistocaridae 161
Alona 260, 295
Alpheidae 261, 287, 288, 302
Alpheopsis 287, 288
Alphitobius 270, 278, 292, 296, 305, 400
Alternanthera 672
Althaeus 752
Altica 269, 282, 672, 673, 675, 680
Alticinae 669-676
Alticornis 733
Alysia 718
Alysiinae 718, 717
Amara 268, 299, 300, 301
Amaranthaceae 672
Amatidae 22
Amaurobiidae 253, 323, 325, 326
Amblycorypha 606, 620
Amblyomma 258, 285, 292, 310, 311, 317-320, 322-325
Amblypygi 183, 237, 253
Amblyscirtes 42
Amblyseius 257, 274, 324
Amblytropidia 611
Ambocythere 526, 530, 552
Ambostracra 552, 553
Ambrysus 268, 293
Ambystoma 566
Ambystomatidae 566
Amecephalus 161
Ameiridae 261, 293, 295
Amerianura 265, 284, 290, 291, 302, 310
Americhernes 421, 428
Amerioppia 449, 465
Amerobelboidea 464
Ameromizobia 741
Ameronothridae 450, 466
Ameronothroidea 466
Ameronothrus 450, 466
Ameroppia 260, 280, 313
Ameroseiidae 257, 285
Ammobia 273, 320
Ammonoencyrtus 741
Annemochthonius 441, 460
Annestus 184, 267, 289, 326
Amorbia 752
Amotura 732
Amphiacusta 266, 275, 285, 307, 310-312, 314, 316, 318-325, 624
Amphibia 566
Amphicalvolia 182
Amphientomidae 184
Amphientomum 184
Amphiesmenoptera 186
Amphionidacea 103, 107, 111
Amphipoda 94, 102, 103, 107, 111, 182, 237, 262, 503, 504
Amphitornus 611
Amplinus 573, 592
Ampullobates 445, 463
Amusima 624
Amydraulax 721, 722
Amydria 271, 287, 290, 305, 310, 315
Amydrocarcinus 173
Amydelois 752
Anabropsis 267, 314, 619
Anabrus 350, 352, 400
Anachemmis 253, 321, 325

- Anachipteria* 453, 468
Anacroneria 267, 290
Anactinotrichida 75-78, 80, 81, 87, 88
Anadenobolus 587
Anaedus 270, 325
Anagrus 743, 744-746
Anagyris 735, 736, 739
Anajapygidae 128, 138
Analgoidea 86
Anaphes 185, 743, 744, 746
Anaplecta 267
Anapleus 269, 275, 652, 656
Anargyris 229, 266, 279, 281, 619
Anarthruridae 498, 507, 510
Anarthrurinae 510
Anartia 39
Anasa 408
Anaspidacea 94, 102, 107, 110
Anastatus 731
Anastrebla 272, 284
Anastrepha 715
Anastrus 41
Anasynodites 654
Anaulocamera 620
Anax 370, 385, 407, 412, 413
Anaxipha 624
Anchicolurus 479, 480
Ancistogaster 267
Ancistogasterinae 636
Ancistrocerus 623
Ancistrogaster 293, 294, 636
Ancistrogasterinae 632
Ancistroglossus 268
Ancognatha 270, 294
Anconia 614
Andermaeidae 446, 463
Andex 635
Andrognathidae 571, 589, 597
Androlaelaps 257, 281, 285, 319, 321, 322, 325
Anechurella 636
Aneloesimus 256, 309
Anelpistina 229, 266, 281, 282
Anelus 264, 586
Anemeca 752
Angelina 159, 161
Angosoma 349
Anicetus 739
Animalia 113, 114
Anisolabididae 629-632, 634
Anisolabidinae 635
Anisolabidoidea 634
Anisolabis 629, 631, 633, 635
Anisopleps 741
Anisopoda 503
Anisopodidae 186
Anisopteromalus 732
Anisopyge 162
Anisotarsus 268, 285
Anisotochra 620
Anisotomidae 268, 311
Ankylocythere 260, 293
Anmophila 385, 408, 413
Annectacarus 260, 292, 443, 462
Annelida 46-48, 63, 70, 72, 94, 113-115
Anobidae 184
Anocheta 572
Anoetidae 259, 274, 283, 300, 322, 324
Anomala 412, 413
Anomalocaris 153
Anomalon 722
Anomaloninae 722
Anomiopsyllus 272, 282
Anomis 752
Anommatoptera 622, 623
Anomopoda 237, 260
Anomura 103, 111, 172
Anophthalmolabis 627
Anoplocephalidae 438
Anoplura 329, 338, 339, 344, 345, 346, 347, 351, 356, 358, 359, 384-386, 407
Anopsicus 255, 273-276, 279, 281, 283, 287-289, 296, 305, 313, 315, 320-322
Anoribatella 468
Anostomidae 566
Anostomatidae 608, 619
Anostomatinae 608, 619
Anostraca 98, 99, 107, 110, 487
Anotylus 270, 308
Anoura 232, 234
Antagmus 160
Antennapedia 71
Antennophorina 88
Antennopoda 72
Antennoseius 257, 274
Anterocythere 550, 553
Anthanassa 39
Antheraea 408, 413, 752
Anthiante 408
Anthicidae 184, 307
Anthicus 307
Anthocharis 39, 751
Anthocomus 270, 279
Anthonomus 269, 285, 726
Anthoptus 41
Anthracoarididae 498, 499
Anthracoaridomorpha 498
Anthracoaridis 498
Anthribidae 184, 685, 688, 694
Anthuridae 261, 297, 310, 312
Anticarsia 748, 751
Antigonus 41
Antiophora 119, 186
Antorina 736
Antricola 242, 258, 275, 277, 281, 283, 296, 299, 301, 304, 305, 311, 313, 319, 320, 322, 326
Antroforiceps 268, 309
Antromysis 261, 288, 291, 292, 315-326
Anura 265, 280
Anurida 265, 280
Anurogryllus 624
Anuropodidae 510
Anusioptera 739
Anyphaenidae 253
Anystidae 82
Anystina 82
Aokibates 451, 466
Aonidiella 736, 754
Aonychusini 702
Aopachyidae 629, 631, 632
Apagobelus 687
Apanesia 272, 320
Apanteles 272, 322, 720
Apatelodidae 22
Apenes 268, 282, 303
Aphaenogaster 185, 272, 285
Aphaereta 718
Aphanipteris 408
Aphanister 656
Aphelacaridae 259, 273, 274, 285, 292, 440, 460
Aphelacarus 285, 440, 460
Aphelidesmidae 571, 592
Aphelinidae 725-727, 753-756
Aphelininae 754, 756
Aphelinini 754, 756
Aphelinoida 747, 749, 751
Aphelinus 754, 756
Aphelosternus 652
Aphidida 284
Aphididae 715, 754
Aphidiinae 717, 718
Aphidinae 754
Aphidius 718
Aphidoidea 754
Aphodius 270, 295, 303, 307
Aphonomorphus 624
Aphonopelma 256, 275, 284, 295, 299, 302, 319, 325, 326
Aphrastochthonius 256, 287, 298, 304, 307, 310, 418, 427
Aphrosylus 765
Aphthona 673-675, 680
Aphycomorpha 739
Aphycus 739, 741
Aphylophorales 662
Aphytini 754, 756
Aphytis 753-756
Apiaceae 695
Apidae 176, 185, 272, 275, 305, 313, 317, 325, 326, 339, 342, 346, 347, 350, 364, 365, 408, 411
Apini 339, 346
Apion 691, 695-697, 699
Apionidae 691, 693-695, 698
Apionini 695
Apionion 695-698
Apionitae 696
Apis 272, 275, 326, 353, 361, 366, 367, 369, 370, 385, 391, 393, 408, 410-413
Aplagiognathus 369, 408, 411, 412
Aplemonini 695, 696
Apoballa 620
Apocerycta 621
Apocheiridium 420
Apocrita 185
Apodemia 41, 751
Apohya 418, 422, 427
Apoica 408, 413
Apotemmus 722
Appendisotoma 265, 298
Aprioma 413
Aprostocetus 729
Apsectus 269, 286
Apsuedellidae 510
Apsuedes 502, 504, 505, 510
Apsuedidae 506, 510
Apsuedinae 510
Apsuedogramma 749
Apsuedoidea 510
Apsuedomorpha 498, 499, 505, 510
Apsilocera 733
Apterogasterina 437
Apterygida 635
Apterygota 113, 115-117, 123-126, 131, 135-137, 140-142, 144, 264
Apteyx 214
Araceae 703, 704
Arachnida 177, 182, 189, 237, 239, 252, 432
Arachnomorpha 152
Arachnoobius 731
Arachnophaga 731
Aradidae 184
Araeomerus 627
Araobelus 687
Aralius 687
Aranea 183
Araneae 183, 189, 237, 253, 735
Araneidae 183, 253, 277, 308-310, 313, 314, 318, 320, 322
Araneus 253, 277
Aranobroter 729
Arapaima 566
Araphura 511
Araucariaceae 687
Archaeocaris 104, 111
Archaeocuma 473
Archaeognatha 94, 113, 116-118, 124, 125, 129, 133, 137, 139-141, 143, 183, 266
Archaeometa 78
Archaeoniscidae 171
Archaeoniscus 171
Archaeopelma 731
Archaeoprepona 40
Archaeopus 173
Archaeostomatopoda 101, 102, 110
Archaeostraca 101, 107, 110, 485
Archeogozetes 444, 457, 462
Archeonothroidea 460
Archiborbora 272, 308
Archibus 741
Archiconchoecia 522
Archicythereis 553
Archipsocidae 183
Archipsocopsis 183
Archipsocus 183
Archipteriidae 297
Archiphthiracarus 442, 461
Archirileya 731
Archileptoneta 254, 276, 305
Archostemata 184
Archytas 272, 322
Arccoppa 435, 449, 465
Arctacarina 88
Arctiidae 22
Ardistomis 268, 276, 298-301
Arecaceae 687
Arellanella 161
Arenivaga 267, 278, 279
Arescon 744, 746
Arctaeoniscus 268, 301
Arcthaea 621
Arganotus 257, 276
Argas 258, 277
Argasidae 89, 258, 274-277, 279, 281, 283-286, 296, 299, 301, 302, 304, 305, 310, 311, 313, 318-322, 324-326
Argentinorhynchus 701-703
Argia 266, 293, 300, 315, 317, 318
Argilloecia 526, 546
Argiope 213, 253
Argiopidae 183, 293, 301
Argizala 624
Argopistes 670, 680
Argulidae 261, 315, 317, 559
Argulidea 559, 599
Arguloida 261, 559
Argulus 261, 315, 317, 559-562, 566
Argyrodes 256, 284
Argyropelecus 522
Argyrops 266, 280, 283, 619
Arhimobelus 687
Arhopalus 408, 411
Arhopoidiella 741
Ariadna 255, 312
Ariotes 269, 309
Arixenia 627
Arixeniina 627
Armadillidae 261, 274, 276, 280-283, 287, 289, 295, 312, 313
Armadillidium 220
Aromia 413
Arophalus 369, 412
Arphia 370, 407, 615
Arrenuridae 258, 316, 317
Arrenurus 258, 316, 317
Arrhenophagus 739
Arrhopalites 264, 274, 281, 313, 322, 324
Arrhopalitidae 264, 274, 281, 313, 322, 324
Arserwra 366, 367, 371, 408, 411
Artemia 69, 71
Arthronota 433
Arthronothina 433

- Arthropleona 183
 Arthropoda 46-48, 57, 63, 64, 70, 72,
 93, 113-115, 123, 239, 515, 535
 Arthropodoidea 72
 Arthrostenini 702
 Arthrovertex 182, 450, 466
 Articulata 45-49, 51, 52, 54-56, 63, 70,
 72, 114, 115, 153
 Artroseius 257, 319
 Asaphacea 155
 Asaphellus 155, 158, 161
 Asaphes 732
 Asaphida 155, 157
 Asaphidae 155, 161
 Asaphoidea 157
 Asca 257, 321
 Ascalapha 367, 370, 408, 411
 Ascia 39
 Ascidae 257, 273, 274, 276, 280, 285,
 292, 319, 321, 324
 Ascoidea 89
 Ascothoracica 94, 101, 107, 110
 Ascotis 752
 Asecodes 731
 Asellidae 261, 275, 276, 277, 314, 319
 Asellita 503
 Asellus 319
 Asida 271, 284
 Asilidae 186
 Asioestria 184
 Asitus 739
 Asolentria 259, 281
 Aspergillus 233, 234
 Asphaera 670, 671, 680
 Asphondylia 751
 Aspidapiini 696
 Aspidapiiatae 696
 Aspidiophon 589
 Aspidiotus 754
 Aspidoptera 235, 283
 Aspilota 717
 Aspistes 285
 Aspongopus 412, 413
 Astacidae 171
 Astacidea 103, 111, 171
 Astacodes 172
 Astacus 172
 Astegistidae 447, 464
 Asteraceae 695
 Asterxylon 78
 Astichomyia 729
 Astichus 729
 Astigmata 76-81, 83, 85-87, 237, 259, 432
 Astronotus 566
 Astyanax 566
 Asyndetus 764
 Ataenius 270, 280, 293, 301, 309
 Atanycolus 718
 Atelaphycus 741
 Atelecyclidae 173
 Ateleute 722
 Atelocerata 115, 152
 Ateluridae 129, 131
 Atemnidae 418, 421, 424
 Ateuchus 408, 413
 Ateuchus 270, 293
 Athabaskia 154, 161
 Atherinopsidae 566
 Atheta 270, 320
 Atheyella 261
 Atholus 656
 Atlantapseudes 510
 Atlanticus 623
 Atlides 752
 Atopetholidae 264, 287, 300, 307, 571, 586
 Atopochthonioidea 461
 Atopsyche 408
 Atractosteus 566
 Atractuchus 687
 Atropacarus 260, 280, 442, 461
 Atrytonopsis 42
 Atta 192, 198, 272, 323, 325, 366, 367,
 369, 370, 385, 390, 393, 408, 409,
 412, 413, 652
 Attelebidae 694
 Attheyella 293, 295, 321
 Attini 651, 652, 654
 Atyidae 261, 273, 274, 291-293, 315-
 320, 323, 324, 326
 Atylothus 412, 413
 Auchenorrhyncha 184
 Aulocara 611, 612
 Auplopus 273, 315
 Aurila 525, 547, 550
 Austrachipteriidae 453, 467
 Austracris 604
 Austriphthiracarus 461
 Austrocambarus 261, 275, 276, 288, 311,
 312, 314
 Austrocarabodes 448, 464
 Austrotyla 590
 Autochton 41
 Autognetidae 448, 465
 Autographa 752
 Avernus 739
 Avetianella 736, 739
 Avithelmessus 167
 Avotrichodactylus 261
 Axayacatl 367, 371
 Axyronotus 619
 Ayalaia 673-675, 680
 Aysha 253
 Ayshaeia 52
 Azilia 253, 289, 302, 309, 310
 Azolla 704
 Azotina 754
 Azotinae 754, 756
 Azotini 756
 Azteca 185, 199, 408
 Aztecacris 613
 Azteccencyrtus 739
 Aztecolus 264, 287, 586
- B**
- Bacanius 651, 654, 656
 Baconia 651, 653, 656
 Bactactister 654
 Bactra 752
 Bactrophorinae 608, 618
 Baeocharis 741
 Baetidae 266, 289, 407
 Baetis 407
 Bairdia 523, 525, 528, 530, 545, 546
 Bairdiacea 545
 Bairdididae 528
 Bairdiidae 528, 545
 Bairdoppilata 528, 545
 Bajacythere 553
 Bakeracarus 259, 286
 Balanophoraceae 687
 Balazsella 435, 451, 452, 466, 467
 Balclutha 268, 326, 751
 Ballistrura 265, 280, 282, 292
 Baloghacarus 445, 463
 Balsasia 623
 Banasa 385, 408, 412, 413
 Banchinae 722
 Banchopsis 721, 722
 Barbus 566
 Baronia 38
 Baroniinae 38
 Barthynellacea 94
 Baryceros 722
 Barychelidae 253, 301, 304, 307, 323
 Barycnemis 721, 723
 Baryscapus 729
 Barytettix 613
 Basidiomycetes 662
 Basilarchia 40, 751
 Basilia 271
 Basiliobelus 687
 Basilobelba 259, 322, 447, 464
 Basilobelbidae 259, 322, 447, 464
 Basslerites 524, 529, 551
 Bassus 717
 Bathyconchoecia 522
 Bathynellacea 102, 107, 110
 Bathynomus 219
 Batocera 413
 Batrachideinae 608, 619
 Battus 39
 Bdella 258, 324
 Bdeliidae 258, 273, 274, 281, 321, 322, 324
 Bdelloida 114
 Bdelloidea 82, 83
 Beamys 627
 Beckiella 260, 322, 448, 465
 Beklemishevia 259, 292, 441, 460
 Belaphotroctes 184
 Belba 259, 294, 434, 438, 446, 454, 463
 Belbidae 182, 259, 281, 294-297, 463
 Belboidea 463
 Belidae 685-688, 694
 Belinae 685-687
 Belini 687
 Bellicotermes 412
 Belonuchus 270, 276, 277, 283, 287, 299,
 302, 303, 306, 312, 320, 321, 326
 Belosacris 613
 Belostoma 267, 301, 302, 315, 317, 318,
 361, 407
 Belostomatidae 178, 267, 294, 301, 302,
 308, 315-318, 407
 Bembidion 268, 300, 309
 Bemisia 754, 755
 Benoibates 182, 452, 467
 Bephratelloides 731
 Bephratoides 731
 Berlesezetes 447, 464
 Berniniella 449, 465
 Berossus 408
 Bertilla 456
 Bethylidae 185, 272, 320, 325
 Betulaceae 687, 695
 Betulapion 696
 Bibionidae 186, 311
 Bibliidae 192
 Bicornella 722
 Bienvillia 161
 Bifemoratina 433
 Bifodina 161
 Bimichaelia 258, 273, 292
 Birmichaelidae 81, 258, 273, 292
 Biocrypta 270, 301, 303, 308
 Biosteres 720
 Bipetilus 412, 413
 Bithynops 276
 Blabera 407
 Blaberidae 267, 276, 282, 288, 296, 303,
 305, 310, 320, 322, 323
 Blaberinae 407
 Blaberus 267, 276, 282, 288, 305, 320,
 322, 323, 407
 Blacinae 718
 Blacus 714, 718
 Blaps 385, 413
 Blapstinus 271, 319
 Blatta 267, 285, 311, 312, 412, 413
 Blattaria 183, 407, 412, 413, 608
 Blattella 407, 413
 Blattellidae 267, 275, 280, 282, 303,
 305, 309
 Blattidae 183, 267, 280, 285, 296, 307,
 311, 312, 407
 Blattodea 113, 116-118, 238, 267, 407,
 604, 629
 Blepharida 408, 670-672, 674, 676, 680, 681
 Blepharonycha 670, 674
 Blepypirus 739, 740
 Bliastes 623
 Blissus 751
 Bochicidae 256, 276, 286-288, 299, 307,
 308, 312, 315, 319-321, 325, 418,
 420, 424, 427
 Bodotria 473
 Bodotriidae 475, 478-481
 Bogidiella 262, 275-277, 288, 302, 314
 Bogidiellidae 262, 275-277, 288, 302, 314
 Bolbibolia 519
 Bolboneura 40
 Boletus 662
 Bolivaresmus 293, 296, 299, 300, 301
 Bolla 41
 Bombini 339
 Bombus 385, 408, 413
 Bombycidae 408
 Bombyx 361, 385, 390, 400, 408, 412, 413
 Bonagota 751
 Bonetesmus 263, 288, 310-313, 574, 592
 Bonitoa 732
 Bonnia 160
 Boopedon 367, 370, 371, 407, 605, 612
 Bootettix 612
 Borboridae 186
 Bostrichidae 184
 Bothriothorax 741
 Bothryopterion 696, 699
 Boucekiella 740
 Brachinus 268, 309
 Brachiopoda 46, 47, 51, 114
 Brachista 751
 Brachistola 605, 618
 Brachya 749
 Brachybamus 701-703
 Brachycarida 504
 Brachycera 186
 Brachyceridae 694
 Brachychthoniidae 441, 461
 Brachychthonioidea 461
 Brachychthonius 260, 274, 441, 442, 461
 Brachycybe 589
 Brachycythere 547
 Brachycytheridae 547
 Brachygastra 361, 366, 367, 369, 385,
 390, 408, 411-413
 Brachyinsara 621
 Brachylon 659
 Brachymeria 272, 323, 725, 728
 Brachymesia 266, 318
 Brachymetopidae 161
 Brachymonora 370, 408
 Brachymyrmex 272, 319
 Brachyplatycerus 741
 Brachypoda 98, 110
 Brachypogon 186
 Brachypylides 433, 437
 Brachypylina 84, 85, 86
 Brachystola 618
 Brachystomella 264, 279, 280, 284, 285,
 290, 291, 294, 313
 Brachystomellidae 264, 279, 280, 284,
 285, 290, 291, 294, 313

- Brachytripes* 349, 350, 385, 412, 413
 Brachytrupinae 608, 624
Brachyufens 749
Brachyura 66, 68, 103, 111, 172, 566
Brackenridgia 262, 276, 287, 293, 295,
 299-301, 303, 304, 307, 310-313
Bracon 718
 Braconidae 185, 272, 280, 322, 713-717
 Braconinae 717, 718
Bradleya 524, 553
 Bradoriida 100, 111, 535
Bradycellus 268, 309
Bradyela 526
Bradysia 186, 272, 275, 279, 287, 289,
 294, 300, 303, 308, 309
Branchiocarcinus 167, 173
 Branchiopoda 94, 98, 99, 105, 106, 110,
 260, 486, 559
Branchiura 94, 99, 104-107, 110, 237,
 261, 559, 561, 563, 566
Brasema 731
Bredocaris 95, 107, 108, 110
Bremia 186
Brennandiana 258, 285
 Brentidae 688, 691, 694, 695
Brephidium 751, 752
Brethesiella 740
 Bromeliaceae 192
 Bruchinae 669, 671, 676
Bruchiurosiphalus 719
Bruchophagus 731
Bruchius 752
Brunettia 186
Brycon 566
 Bryozoa 46, 114
Buena 268, 316-318, 408
Bumastus 161
Buntonia 526, 553
 Buprestidae 184, 408
Buprestis 413
Bursera 671
 Burseraceae 671
Bursoplophora 441, 461
 Buthidae 183, 252, 279, 288, 292, 297,
 305, 315, 318, 320, 325
Byrscohermes 421, 428
Bythoceratina 547
Bythocypris 531, 545
Bythocythere 547
 Bythocytheridae 547
- C**
- Caborcella* 161
Cabraca 589
Caccoplectus 185
Cacodemonius 422, 429
Cacoscelis 681
Cactoblastis 752
Cactophagus 705-709, 711
Cadra 748, 751, 752
Caecidotea 261, 275-277, 314
 Caeciliidae 267, 298
Caecilius 267, 298
Caecoa 257, 283
Caecolabia 627
Caecudotea 261
 Caeculidae 82, 258, 292, 324
Caelifera 116, 604-608
Caenocercus 741
Caenorhabditis 54, 55
Calamacris 617
 Calamoceratidae 271, 294, 300
Calamoptera 623
 Calanoida 261
- Calappa* 172
 Calappidae 172
Calappilia 172
Calathea 197, 199
Calcaritermes 183
Caldencyrtus 740
Calephelis 40
 Caleremaeidae 448, 465
Caleremaenus 448, 465
Cales 756
 Calesinae 754, 756
Calholaspis 257, 284
Callianassa 163, 172
 Callianassidae 172
Callicore 40
Callifrons 729
Callihormius 719
Callinectes 566
Calliphora 271, 300
 Calliphoridae 271, 300, 311, 312, 408
Callipodella 597
 Callipodida 571-573, 589, 598
Callipogon 367, 370, 385, 408, 412, 413
Calliptamus 604
Callirhynchinus 687
Callischyrus 666
Callistocythere 551
Callithomia 40
Callophrys 40
Callosobruchus 752
 Calobatidae 186
Caloglyphus 259, 282, 284, 286, 313
Calorileya 731
Caloscelis 676, 681
Caloxiphus 623
Calozodion 510
Calymene 161
 Calymenidae 151, 161
 Calymenina 155, 157
Calymnodesmus 263, 320, 321, 323-
 325, 595
Calyxochetus 765
Cambala 264, 278, 587
 Cambalidae 264, 278, 287-289, 294-
 298, 300, 303-310, 571, 587
 Cambalidea 573
 Cambaridae 261, 275, 276, 283, 288-
 290, 293, 296, 298, 311, 312, 314
Cameronieta 235, 258, 275, 281, 283-
 285, 288, 289, 311-313, 321, 326
Camisia 443, 444, 462
 Camisiidae 443, 462
Camnula 615
Campodea 132, 142, 266, 274, 293, 311, 313
 Campodeidae 128, 132, 138, 141, 266,
 274, 282, 284, 287, 292, 293, 295,
 303, 304, 307, 309, 311-314
 Campodeina 137
 Campodeoidea 128, 137-140, 142, 143
Camponotus 185, 272, 277, 314, 386,
 408, 413
Campopleura 41
 Campoptera 743, 744, 746
Campylacantha 613
Campylaspenis 473
Campylaspis 473-475, 479, 480
Campylocythere 551
Campylostoma 408, 411, 412
 Canadaspida 485
Canadaspis 94, 95, 107, 108, 111
Canaloppia 465
Cancer 502
Candona 260, 293, 295, 520, 522, 546
 Candoninae 546
 Canestrinioidea 86
Cannaphila 266, 316, 318
- Cantharidae 184, 268, 283, 293, 294,
 301, 309, 310, 315
Cantharis 268, 301
 Canthocamptidae 261, 295, 315, 317-
 319, 321, 322, 326
Canthocamptus 261, 295
Canthon 361, 386, 409, 412, 413
 Caponiidae 253, 298, 313
Capraita 671, 681
 Caprifoliaceae 695
 Carabidae 178, 184, 268, 274-291, 293-
 314, 319-322, 324, 326, 408, 631,
 669, 670
Carabodes 448, 464
 Carabodidae 182, 259, 274, 292, 295,
 321, 448, 464
 Carabodoidea 434, 464
Carabunia 740
Caramba 235, 263, 276, 277, 288, 313, 594
Carassius 399, 566
Carausus 69
 Carbotripluridae 143
Carcineretes 166-168, 173
 Carcineritidae 167, 168, 173
Carcinophora 630
Carcinops 651, 656
Carcinus 221
Cardiochiles 719
 Cardiochilinae 717, 719
Cardiophorus 269, 305
Carebara 409
Caria 41
Caribella 528
Carida 103, 111
 Caridea 94, 104, 107
 Caridoida 486
Carclausus 499
Carpelimus 270, 294, 301
 Carpoglyphidae 259, 284
Carpolonchaea 271, 318
Carydana 621
Carydon 752
Carystoides 42
Castianeira 253, 284
Castilia 39
Castnia 408
 Castniidae 22, 408
 Casuarinaceae 687
 Catadermaptera 634
Catacticta 39, 370, 408, 411
Catenulida 114
Catharsius 413
Cathartus 269, 319
Cativella 529, 547, 553
Catolaccus 726, 732
Catonephele 39
 Catopidae 214, 269, 281, 299, 304, 311,
 321, 325
 Caudata 566
Caudites 528, 550
Caulopsis 620
Cavernocephus 434, 439, 448, 465
Cazierius 252, 320
 Cecidomyiidae 186, 271, 279, 285, 294,
 314, 747
Cecidostiba 733
Cecropia 199
 Cecropiaceae 199
Cedrela 744
Celia 268, 301
Cenocephalus 185
 Cenocoeiliinae 719
Cenocoelius 719
Centralaphthoma 681
Centrelus 586, 587
- Centrioptera* 271, 278, 284
Centruroides 183, 252, 279, 288, 297,
 305, 315, 318, 320, 325
 Cephalocarida 94, 97-99, 105-108, 110, 486
 Cephalochordata 114
 Cephalorhyncha 48
Cephalotes 185
Cephalotettix 613
Cephalotrigona 361, 408
 Cepheidae 446, 463
 Cepheoidea 463
Cepheus 446, 463
Cepheus 41
Ceraia 621
 Cerambycidae 314, 408, 411, 736
Cerambyx 408
 Ceraphronidae 185
Cerapterocerus 740
Cerapteroceroides 740, 741
Cerastipsocus 267, 278
Ceratesmus 263, 297, 313
Ceratitidis 715
Ceratobates 453, 467
Ceratocombus 184, 268, 308
Ceratocuma 480
 Ceratocumatidae 480
 Ceratokalumridae 454, 468
Ceratoneura 729
Ceratophylla 265, 280, 281, 285, 289, 313
 Ceratopogonidae 186, 271, 312, 319,
 323, 325
Ceratoppia 447, 464
 Ceratopygidae 161
Ceratorchestes 436, 447, 464
Ceratozetes 452, 453, 467
 Ceratozetidae 182, 452, 467
 Ceratozetoidea 434, 467
 Ceratozetoides 453, 467
Cerchysiella 741
Cerchysius 741
Cercobelus 741
 Cercofilata 134, 135, 140
 Cercomegastina 87, 88, 89
 Cercopodata 134-136, 140-144
Ceriodaphnia 260, 273, 295, 318
Cerocephala 732
Cerocerus 270
 Cerylonidae 659
 Cestoda 50
 Cetaphidae 321
Cetiopygia 510
Ceuthauxus 263, 279, 282, 287, 593
 Ceuthophilinae 608, 619
Ceuthophilus 233, 266, 277-279, 283,
 286-288, 619
Ceuthothrombium 259, 285
 Chactidae 252, 287, 288, 289, 291, 293,
 300, 304, 307, 312-314
 Chaeteessidae 178
Chaetocnema 675, 681
Chaetognatha 114
Chaetomyrmar 744
 Chaetopoda 72
Chaetosciara 272, 313
Chalatenanganya 674, 681
Chalcargia 266, 315, 317, 318
 Chalcididae 185, 272, 323, 324, 725,
 726, 728
 Chalcidoidea 725-727, 735, 743, 744, 753
Chalcis 728
Chalcolepidius 408
Chalcophora 369, 408
Championica 623
 Chaoboridae 271, 280
Chapulacris 617
 Characidae 566

- Charassobates* 260, 321, 446, 464
 Charassobatidae 259, 321, 446, 464
 Charassobatoidea 464
 Charaxinae 40
Charitopus 741
Cheilister 656
Cheiloneurus 740
 Cheiridiidae 256, 418, 420, 422, 424
Cheiridium 420
 Cheiruridae 161
 Cheirurina 155
Cheirus 161
Chelanoops 233, 234, 235, 283
Cheletonella 258, 310, 311
Chelicerata 94, 113, 115, 152, 252, 486, 575
Chelifera 503
 Cheliferidae 256, 293, 418, 421, 424, 428
Chelisoche 630
 Chelisochiidae 629, 631, 632
Chelodamus 421, 428
 Chelodesmidae 262, 321, 571, 590
 Chelodesmidea 573
 Chelodesmoidea 574
Chelogonobolus 586
 Cheloninae 719
Chelonus 719
Chelyoxenus 652
 Chenopodiaceae 687
Chernamus 172
 Chernes 418
 Chernetidae 183, 256, 273, 274, 276-280, 283, 285-287, 290, 295-297, 299-301, 303-305, 307, 311-313, 320-323, 325, 326, 418, 421, 422, 424, 428
 Cheyletidae 258, 281, 285, 292, 303, 310, 311, 313, 315, 324
 Cheyletoidea 82
Cheyletus 258, 281, 285, 303, 310, 315
Chiapacris 612
Chiapadytes 268, 276
Chiapasona 183
Chibchacris 613
Chilo 751, 752
 Chilognatha 262, 572
 Chilopoda 182, 237, 239, 262, 432, 570
Chimarocephala 615
Chiomara 41
 Chirodiscidae 259, 280, 282, 285, 286, 311, 313
 Chironomidae 186, 271, 301, 302, 309, 315-319, 324, 326
Chironomus 221, 271, 315-318, 326
Chiroptonyssus 257, 286, 312, 313
Chirorhynchobia 259, 280, 284
 Chirorhynchobiidae 259, 280, 284
Chlaenius 268, 300
Chlamydotheca 260, 303, 546
Chloaltis 612
Chlorocoris 408
 Chloropidae 186, 271, 313, 319, 325
Chloroscirtus 621
Chlorostyrmion 751
Chlosyne 39, 752
Chondrodesmus 262, 321, 590
Chonopeltis 561
 Chordata 47
 Chordeumatida 571-573, 589, 597, 599
 Chordeumatidea 573
 Chordeumida 237, 263
Choreborogus 720
 Chorion 273, 320
Chorisonaura 267, 282, 407
Choristoneura 751, 752
Chorizops 253, 254, 301, 308, 309
Choroterpes 266, 293
- Chortoicetes* 604
Chortophaga 615
Chromacris 618
Chromis 566
Chromodesmus 593
Chrysapion 695, 696, 698
Chryseida 731
 Chrysididae 272, 281
Chrysina 408
Chrysobothris 386, 412
Chrysocharis 725, 729, 730
Chrysocharodes 731
Chrysogramma 676, 681
Chrysolampus 732
 Chrysomelidae 184, 269, 280, 282, 300, 408, 411, 432, 669-672
Chrysomia 412, 413
Chrysomphalus 754, 755
Chrysonotomyia 731
 Chrysopidae 751
Chrysopilus 272, 279
Chrysoplatycerus 740
Chrysosoma 763
Chrysotimus 764
Chrysotus 271, 300, 307, 764
 Chthoniidae 256, 281, 287, 297, 298, 303-307, 310, 312, 313, 318, 418, 419, 424, 427
 Chydoridae 260, 295
Chyterella 515, 525
Cibolacris 612
Cibotopteryx 618
Cicada 412, 413
 Cicadellidae 184, 268, 284, 299, 326, 751
 Cicadidae 408, 411
Cichla 566
Cichlasoma 566
 Cichlidae 566
Cicindela 408
Cicoencyrtus 741
Cicurella 253, 278, 315
Cicurina 253, 277, 278, 303, 304, 308, 310, 315
Cicurusta 303, 308
Cidada 408, 408
Cimex 267, 279, 302, 326, 354, 412, 413
 Cimicidae 267, 279, 284, 302, 326
Circolabia 635
Circotettix 615
 Cirolanidae 261, 274, 277-279, 286, 287, 289, 292-301, 303, 304, 306-309, 315-320, 322-326
Cirrhencyrtus 740
Cirripedia 99, 100, 110
Cirrospilus 730
Cisa 408
Cissia 40
 Cistelidae 184
Cittotaenia 456
Cixiida 304
 Cixiidae 184, 268, 289, 290, 293, 315, 323
Cixius 268, 289, 290, 323
Cladocera 98, 99, 107, 110, 260
 Cladocopa 535
 Clambidae 184
Clamidoteca 535
Clanis 408
Clarkinella 717
Clausenia 741
Clausiadimychus 258, 321
Cleidogona 263, 264, 275, 276, 287-291, 296, 303-309, 311-314, 569, 589, 590
 Cleidogonidae 263, 275, 276, 287-291, 296, 303-309, 311-314, 571, 574, 589
Clematodes 617
 Cleridae 269, 287
- Clientister* 654
Clinodiplosis 186, 271, 279
Clithrocytheridea 547
Clivina 268, 300, 303, 309
 Cloropidae 285
Clostera 751, 752
Closterocerus 730
 Clubionidae 183, 253, 274, 277, 278, 281, 284, 285, 288, 293, 296, 304-306, 311-313, 321, 325
 Clupeidae 566
Cnecomymar 746
Cnemotettix 619
Cnesterodon 566
 Cnidaria 47, 114
Cnidocampa 412, 413
Cobalopsis 41
Cobalotettix 623
 Coccidae 735
Coccidaphycus 741
Coccidencyrtes 741
Coccidoxenoides 740
 Coccinellidae 184, 269, 282
Coccobius 757
 Coccoidea 753, 754
Coconotus 623
 Coccophaginae 754, 756
 Coccophagini 754, 756
Coccophagus 753, 754, 756
Coccorhagidia 259, 292
Coccus 386, 410, 412, 413
Cochliomia 386, 399, 413
Cocinaches 421, 422, 428
Coccolia 531, 555
Cocytius 408
Codactrus 41
Coeloccephalopion 695-697, 699
Coelocheta 572
Coeloglutus 764
Coeloides 717
 Coelomata 46, 54
Coelopencyrtus 741
Coelosis 270, 323
 Coenagrionidae 266, 293, 300, 317, 318, 407
Coenosia 271, 322
Cogia 41
Coiba 717
Colactis 589
Colactoides 589
 Coleoptera 10, 67, 113, 116, 117, 119, 184, 190, 198, 238, 268, 329, 338, 341, 345-348, 355, 356, 358-361, 364, 365, 367, 368, 375, 378, 384-386, 408, 411, 641, 649, 659, 661, 669, 685, 691, 701, 705, 713, 735, 736, 747, 748, 761
Coleosoma 256, 296
 Coliadae 39
Colias 751, 752
Colladonus 752
Collembola 94, 113, 115-118, 123-127, 130, 131, 135-138, 140-143, 178, 183, 238, 264, 432
Collettea 511
 Colletteidae 510
Colobodesmus 574
 Colobognatha 264, 572, 573
Colobotettix 623
Colomides 654
Colophoserus 408
Colaradia 350
Colassoma 566
Colatrechnus 732
Colpodes 268, 298, 300, 301, 303, 308, 310-314
- Colydiidae 184, 269, 326
Comadia 369
Comanchelus 587
Comastichus 730
Comperiella 736, 740
Compscryptus 722
Conalcaea 613
Conalia 270, 284
Conchoecia 517, 518, 522
 Conchostraca 98, 99, 107, 110
Condylostylus 763, 764
Conicera 271, 310, 326
Conilera 261, 287
 Coniopterygidae 184
Comphron 270, 300
 Conocephalinae 608, 620
Conocephalus 407, 620
 Conopidae 408
 Conotyliidae 571
Conozoa 615
Consul 40
Contarinia 186
Conura 725, 728, 729
 Copepoda 94, 99, 100, 107, 110, 261, 486, 559
Copestylum 366, 367, 370, 377, 408, 411, 412
Copidosoma 740
Copidosomopsis 740
 Copiocerinae 608, 611
Copitarsia 752
 Coprinae 361
Copris 270, 283, 361, 386, 412, 413
Coprochernes 421, 428
Coptotermes 183
Coptotrophus 656
Copytus 548
Coquimba 550, 553
Corallipes 407
 Corcidae 280
Corcyra 751, 752
Cordania 161
Cordiceps 392
Corduleyaster 266, 294
 Corduleyasteridae 266, 294
Cordylochernes 422, 428
 Coreidae 267, 285, 408, 411
Coricuma 473, 481
Corinna 253, 281, 296, 304, 305
Corisella 361, 408-410
 Corixidae 267, 408
Cornops 613
Cornulactica 681
Coromyia 271, 277, 311, 315
Corsoncus 722
 Corydalidae 268, 282, 314, 315, 408
Corydalis 268, 282, 314, 315, 408, 412, 413
 Corynexochida 152-154, 160, 161
 Corynexochiina 154
Corysoccnemis 255, 275, 276, 283, 290, 291, 295, 296, 298, 299, 303, 306, 311, 312, 314
Corythalia 255, 306
Coscinoptera 269, 282
 Cosmetidae 240, 257, 284, 294, 298, 301, 303, 304, 307, 309, 311, 314, 321
 Cosmiellinae 632, 635
 Cosmochthoniidae 260, 273, 441, 460
Cosmochthonius 441, 460
Cosmogmeta 448, 465
Cosmolaelaps 257, 273, 274, 319, 321, 326
Cosmopolites 705-709, 711
 Cosmopterygidae 22
 Cossidae 22, 408, 411
 Cossoniidae 184
Cossus 361
Costa 529

- Costacopluma* 166-169, 173
Costus 199
Cotesia 720
Cotinis 270, 325
Crabro 273, 321
Craspedosomatidea 573
Crassomicrodus 717
Cratogeomys 652
Cratypedes 615
Creaseria 261, 273, 274, 291, 292, 293, 315-320, 322-326
Creaseriella 261, 274, 292, 315-320, 322-326
Cremastinae 722
Crematogaster 185
Cremnops 718
Crenicichla 566
Crepicephalidae 161
Crepidodera 674, 676, 681
Cretitanaidae 499
Cretitanais 499
Cretitanaoidea 499
Cricetomys 627
Crimisodis 619
Cristobalina 618
Crocthemis 412, 413
Crotonia 443, 462
Crotoniidae 443, 462
Crotonioidea 435, 439, 462
Crustacea 69, 93-97, 99, 106-108, 110, 115, 152, 163, 177, 182, 237, 239, 260, 535, 561, 566, 575
Cruzaceomorpha 111
Cruzobius 262, 313
Cruzodesmus 263, 306
Cryphnops 261
Cryptanura 722
Crypticula 259, 276, 302
Cryptina 301
Cryptinae 722
Cryptini 722
Cryptoblabe 752
Cryptocarididae 498
Cryptocaris 97, 110, 498
Cryptocellus 277, 279-281, 292, 295, 296, 298, 299, 301, 304, 307
Cryptocopides 506
Cryptocopinae 511
Cryptodermatinae 706
Cryptodesmidae 262, 299, 571, 594
Cryptoglossa 271, 277-279, 286, 287, 305
Cryptolaryngidae 694
Cryptoniscoidea 474
Cryptopidae 262, 281, 287, 291, 295, 299, 300, 306
Cryptoplophora 441, 461
Cryptopygus 265, 279, 280, 281, 284, 291, 302
Cryptorama 184
Cryptorhopalum 185
Cryptorhynchus 185
Cryptostigmata 76, 432, 437, 438
Cryptotympana 412, 413
Cryptozetes 452, 454, 467
Cryptyma 263, 302, 595
Ctenacaridae 260, 292, 321, 440, 460
Ctenacaroida 460
Ctenacarus 259, 260, 273, 321, 440, 460
Ctenidae 254, 282, 283, 287, 293-301, 303-311, 313, 314
Ctenizidae 254, 280, 301, 309
Ctenolepisma 142, 266, 277, 412, 413
Ctenopharyngodon 566
Ctenophlebia 621
Ctenophora 114
Ctenuchidae 22
Ctenus 254, 282, 283, 287, 293-301, 303-310, 313, 314
Cuayidae 321
Cubabodes 448, 464
Cubacubana 266, 279, 282
Cubanocuma 480
Cubaris 261, 312
Cucujidae 184, 269, 280
Cucujoidea 659
Cuerna 751, 752
Culex 271, 320, 326
Culicidae 186, 271, 280, 315, 317-321, 323-326, 761
Culicoides 271, 312
Cultrobates 454, 468
Cultroribula 447, 464
Cumacea 94, 102, 103, 107, 111, 471, 473, 476, 504
Cumella 474, 475, 479, 480
Cunaxa 258, 273, 282, 319, 324
Cunaxidae 83, 258, 273, 274, 281, 282, 285, 292, 296, 302, 319, 321, 322, 324
Cunaxoides 258, 273, 274, 292
Cupressaceae 687
Curculionidae 185, 269, 280, 285, 299, 301, 304, 312, 314, 326, 651, 669, 670, 688, 694, 701, 705, 761
Curculionoidea 685, 688, 691, 693, 694, 701, 705
Curimatidae 566
Curimatus 566
Cushmanidea 548
Cyathura 261, 297, 310, 312
Cybister 269, 316, 318, 408, 413
Cycadales 688
Cyclaspis 475, 478-481
Cyclechinus 654
Cyclophora 51, 114
Cyclocephala 408
Cyclocypridae 546
Cyclocypris 546
Cyclodesmus 592
Cycloidea 106, 110
Cyclomorpha 659, 661, 666
Cycloneuralia 46-48, 50-52, 55, 56
Cyclopelta 413
Cyclopidae 261, 274, 281, 282, 291, 293, 295, 315-326
Cyclopoapseudidae 498
Cyclopodia 261
Cyclops 295
Cycloptilum 266, 282
Cyclosomia 254, 301, 309
Cyclothone 522
Cyclothyrophorus 587
Cyclus 107
Cyderius 740
Cydia 751, 752
Cydnidae 184, 267, 273, 275, 277, 282, 285, 288, 289, 293, 302, 306, 307, 310, 315, 325, 326
Cyladini 695
Cylindroniscus 262, 287, 298, 300, 316, 319, 322
Cylionus 263, 320, 592
Cylloceria 722
Cylloceriinae 722
Cylloepus 269, 294
Cyllopsis 40, 271, 284
Cymbaeremaeidae 450, 466
Cymbaeremaeoidea 434, 466
Cymbaeremaeus 450, 466
Cynea 42
Cynidae 408
Cynipidae 412, 413
Cynomya 652
Cynorta 240, 257, 284, 298, 301, 303, 304, 307, 309, 311
Cynortina 257, 282
Cynthia 408
Cyperaceae 704
Cyphoderidae 264, 274, 282, 322-326
Cyphoderus 264, 274, 282, 316, 322-326
Cyphodesmus 263, 299, 300, 592
Cyphomyia 272, 321-323
Cyphostethus 270, 301, 316
Cypria 525
Cypridacea 546
Cypridae 260, 293, 295, 303, 315-319, 324
Cyprideis 522, 523, 547, 548
Cypridia 520
Cyprididae 546
Cypridinacea 554
Cypridinae 546
Cypridinidae 555
Cypridocopina 516
Cypridoidea 524
Cypridopsinae 546
Cypridopsis 260, 317-319, 324, 522, 546
Cyprilepas 101, 110
Cyprinidae 566
Cyprinotus 525, 546
Cyprinus 566
Cypris 260, 295, 515, 518, 535
Cyrotiphus 687
Cyrsylus 681
Cyrtacanthacridinae 606, 608, 611
Cyrtthermannia 444, 462
Cyrtobagus 701, 702, 704
Cyrtodesmidae 573
Cyrtodesmus 574
Cyta 258, 273, 321
Cytheracea 547
Cythere 530, 547, 548
Cythereis 531, 553
Cytherella 523, 524, 528-530, 554
Cytherellidae 554
Cytherelloidea 531, 554
Cytherella 528, 531, 547
Cytherettidae 547
Cytheridae 523, 547
Cytherideidae 547
Cytherideinae 547
Cytherissa 537, 548
Cytheroma 552
Cytheromatinae 552
Cytheromorpha 523, 551
Cytheropteron 524, 526, 529, 530, 548, 549
Cytherura 523, 525, 528, 549
Cytheruridae 548

D

- Dacne* 659, 661, 662, 665
Dacninae 661, 665
Dacnodes 630
Dactylopiidae 184
Dactylopiinae 408
Dactylopius 361, 386, 408, 409, 410, 412, 413
Dactyloscirus 258, 273, 274
Dactylosum 613
Dahlia 486, 487, 491
Daihinia 619
Daitrosister 654
Dakoticancer 165, 167, 168, 172
Dakoticancridae 167, 168, 172
Dalla 41
Dalmanites 155, 161
Dalmanitidae 155, 161
Dalodesmidea 573
Damaeidae 260, 281, 292, 319, 322, 324, 438, 446, 463
Damaeioidea 434, 463
Damaeolidae 447, 464
Dameselloidea 155
Dampfiella 448, 465
Dampfiellidae 260, 322, 448, 465
Dampfomyia 287
Danaidae 408
Danaus 350, 369, 408, 409
Daphnia 260, 316-318, 324
Daphnidae 260, 273, 295, 316-318, 324
Dapsilothrix 730
Dardanus 172
Darwinula 260, 318, 516, 537, 547
Darwinulacea 547
Darwinulidae 260, 318, 547
Dasyhelea 186, 271, 323
Dasyleptidae 143
Dasyleptus 133, 134, 142
Dasyscirtus 613
Decapoda 103, 105, 111, 163, 171, 237, 261, 485, 504
Decaporoidea 595
Decardactylus 271, 274, 316
Decinea 42
Deilio 741
Deleaster 270, 294
Deleoencyrtus 741
Delphacidae 184
Dellocephalus 751
Dellochilum 270, 277
Dendrobranchiata 94, 103, 104, 107, 111
Dendrochernes 418
Dendrolaelaps 182
Dendrophilinae 649, 653
Dendrostreptus 569
Dentocarpus 259, 286
Derbidae 184
Dermanyssina 79, 80, 88, 89
Dermanyssoidea 89
Dermaptera 113, 116-118, 183, 238, 267, 384-386, 608, 627, 629-634
Dermestes 269, 278, 279, 282, 302, 413
Dermestidae 185, 269, 278, 279, 282, 286, 302
Derobrachus 408
Derotmema 615
Desmometopa 271, 319, 323
Desmonomata 84-86
Desmonus 574, 592
Deudorix 751, 752
Deuteraltica 673
Deuterosmynthrus 266
Deuterostomia 46
Deutonura 265, 279
Diachasma 717
Diachasmimorpha 715, 720
Diacrisia 752
Diactis 589
Diaethria 40
Diapetimorpha 722
Diaphania 751
Diaphorencyrtus 736
Diaphorina 736
Diaphorinae 764
Diaphorus 764, 765
Diapriidae 185
Diaptomidae 261, 293, 295, 315-317
Diaptomus 293, 295, 315-317
Diaretiella 718
Diarthrophallina 88
Diaspididae 184, 736, 755
Diastylidae 475, 479-481
Diastylis 471, 473, 475, 479-481
Diatraea 748, 751, 752

- Diatrypa* 624
Dialulinopsis 730
Dibolia 675, 681
Dibolocelus 408
Diboloderus 408
Dibrachys 732
Dicarnosis 740, 741
Dichomorpha 408
Dichopetala 267, 296, 606, 621
Dichroplus 613
Di cladocerus 730
Diclidia 270, 301
Dicondylata 143
Dicondylia 116-118, 123, 126, 129, 134, 135, 137, 138, 140-143
Dicopus 746
Dicordylus 687
Dicranocentrus 264
Dicranomyia 299
Dicranorchesella 264, 307
Dicromorpha 612
Dictyna 254, 281, 326
Dictynidae 281, 326
Dictyoptera 629
Dicyrtoma 264, 292
Dicyrtomidae 264, 292
Digamassellidae 182
Diglyphus 730
Digonogastra 718
Dikecephaloidea 157
Dikrella 751
Dilacantha 729
Dilta 142
Dimorphostylis 473
Dimaltica 681
Dinarmus 725, 732
Dineutes 269, 318, 413
Dinex 635
Dinocampus 719
Dinocheirus 256, 418, 422, 428
Dinochernes 421, 428
Dimostigma 717
Dinotiscus 732
Dinychus 258, 273, 274
Diocalandrinii 706
Diachus 270, 299
Diogenidae 172
Dioncophyllaceae 192
Dione 751, 752
Dioon 685, 686, 688
Dioptidae 22
Dioptraphorus 269, 299, 301, 304
Diospilus 719
Diphaltica 681
Diphaulaca 673, 681
Diplatyidae 629-632
Diplatys 632, 635
Diplazon 722
Diplazontinae 722
Diplocentridae 252, 273, 281, 288, 312, 315, 320, 325
Diplocentrus 252, 273, 281, 288, 312, 315, 325
Diplocheta 572
Diploiulus 264, 295, 589
Diplophyllus 622
Diplopoda 66, 68, 182, 237, 239, 262, 432, 569, 572, 573, 575
Diploptaxis 270, 301
Diplura 113, 115-118, 123-126, 128, 131-133, 135-144, 183, 238, 266, 570
Dipluridae 254, 276, 281, 284, 290, 291, 294, 297, 299, 304, 308, 310-313, 322
Dipodomys 652
Dipoena 256, 298
Dipolyaspis 258, 294, 297

Diponera 412
Diprionidae 408
Dipsocoridae 184, 267, 294
Diptera 113, 116, 117, 119, 179, 186, 209, 238, 271, 326, 329, 338, 339, 342, 345, 346, 348, 356, 358, 359, 364, 367, 368, 375, 378, 384, 385, 386, 408, 411, 631, 713, 735, 747, 748, 759-761
Dipteropeltidae 559
Dipteropeltis 561, 563, 566
Dirhinus 729
Dirphys 757
Discapseudes 503, 504, 506, 510
Discestra 751
Discodes 740
Discodon 268, 294
Discolia 413
Discolomidae 185
Discopygiella 762, 764
Discothyrea 185
Discourella 258, 274
Discozercon 257, 296
Dismorphia 39
Dismorphiinae 39
Disonycha 673, 675, 681, 682
Dissochaetus 270, 275, 287, 302, 304, 311, 315, 326
Dissosteira 615
Distigmoptera 670, 682
Distoleon 412, 413
Dithinozerconidae 257, 273, 274, 292, 326
Ditrysia 186
Dityscidae 748
Diuncustoma 593
Diversinervus 740
Doberes 41
Dohrniphora 271, 303, 326
Doirania 749
Dolichoderus 272, 325, 408
Dolichometopidae 154, 161
Dolichomitus 723
Dolichopodidae 186, 271, 294, 300, 307, 759, 762, 763
Dolichopodinae 765
Dolichopus 761, 765
Dolops 559, 561, 563, 566
Domitorina 452, 467
Doradidae 566
Doreyana 259, 286
Dorippidae 172
Doru 633, 636
Dorycephalus 751
Doryctinae 717, 719
Doryctobracon 715, 720
Dorymyrmex 185
Dorypygidae 160
Draeculacephala 751, 752
Drapetes 269
Drapetis 271, 298, 319
Drapetisca 254, 313
Drassodes 229, 254, 281
Drastophus 270, 312
Drepanura 183
Dromiacea 111
Droseraceae 192
Drosophila 54, 55, 69, 70, 71, 271, 286, 287, 290, 300, 305, 320, 321, 324, 325, 361
Drosophilidae 142, 186, 271, 286, 287, 290, 298, 300, 305, 314, 320, 321, 324, 325
Dryinidae 185
Dryinus 185
Dryophthoridae 408, 411, 688, 694, 705-707, 710

Dryophthorinae 705-707, 709, 710
Dryopidae 269, 304
Dugesia 256, 283
Dundubia 408
Duoporus 593
Dusmetia 741
Dyctinidae 254, 323
Dyctioptera 118
Dynastes 408
Dynatozetes 451, 466
Dynomenidae 172
Dynopodera 408
Dyobelba 446, 463
Dysarcoppia 449, 465
Dysdercus 268, 296, 306
Dysderidae 183, 254, 276
Dysderina 254, 276
Dysonia 621
Dysphenges 670, 674, 676, 682
Dythemis 266, 308, 315-318, 322
Dytiscidae 269, 280, 304, 310, 316-318, 408
Dytiscus 408, 413

E
Eacles 408
Earias 752
Earinus 718
Eburia 408
Ebusus 42
Ecclisister 654
Eccoarthridae 694
Ecdysozoa 45-49, 51-57, 114, 115, 153
Echinocytheris 526, 553
Echinodermata 47, 114
Echiura 114
Echthronatopus 741
Eciton 408, 652, 654
Ecitoninae 652, 654
Ecphylus 185, 719
Ectatoderus 625
Ectemma 621
Ectognatha 113, 116-118, 123-126, 129, 132, 135, 136, 140, 141, 143, 183
Ectoprocta 114
Ectopsocidae 183
Ectopsocus 183
Ectroma 740, 741
Ectromatopsis 740
Ecuada 729
Edessa 353, 367, 369, 386, 390, 408-413
Edovum 726, 730
Egleraltica 673, 674, 682
Eichhornia 701, 704
Eidmannella 254, 273-279, 281, 284, 288, 290, 291, 293-297, 299, 303-305, 307, 309, 310
Eiphosoma 722
Elachertus 730
Elasmidae 726, 729
Elasminae 726
Elasmopalpus 752
Elasmus 729
Elassocumella 480
Elata 413
Elateridae 185, 269, 282, 301, 304, 305, 312, 319, 320, 322, 408, 432
Elauon 635
Electrophrynidae 183
Electrophrymus 183
Eleodes 271, 277-279, 281, 282, 284, 285, 287, 289, 291, 293, 295-301, 303-305, 308, 312, 408
Eleotridae 566
Eleutherengona 82, 83

Eliotes 408
Ellipes 619
Elliplura 118, 123, 125-127, 137, 138-141, 142, 143
Ellipticus 667
Elmidae 269, 294
Eltonella 235, 283
Embiidina 183, 608, 638
Embiodea 178, 183
Embioptera 113, 116-118, 183, 238, 267, 298, 638
Emersonella 731
Emesis 41
Empicoris 184
Empididae 186, 269, 271, 298, 319
Empoasca 268, 326, 751
Empolina 83
Enallagma 407
Enantia 39
Enantiopoda 98, 107, 110
Enarthronota 84, 85
Encarsia 753-755, 757
Encarsiella 757
Encaustinae 661, 665
Encoptolophus 370, 407, 615
Encyrtidae 185, 725-727, 735, 737, 739
Encyrtinae 735
Encyrtus 740
Endeostigmata 77, 79, 80, 81, 86
Endomychidae 269, 311, 321
Endopterygota 184
Enema 408
Eneoapterinae 608, 624
Enicocephalidae 179, 267, 308
Enicocephalus 179
Enicocerus 643
Eniochthoniidae 260, 293, 441, 460
Enlinia 762, 764
Enliniinae 762, 764
Enochrus 269, 318
Enoploclytia 171
Enosis 42
Ensifera 116, 183, 604-608
Entedon 731
Enteropneusta 114
Entheus 41
Entocythere 260, 290, 293, 296, 514
Entocytheridae 260, 286, 289, 290, 293, 303, 304, 306-308, 550
Entognatha 113, 116-118, 123-126, 135-138, 140, 143, 144, 183
Entomobrya 183
Entomobryidae 183, 264, 273, 274, 277, 278, 303-314, 316, 319, 321-326
Entoprocta 114, 115
Eobrachychthonius 442, 461
Eodiscina 151, 154
Eohypochthonius 260, 274, 321, 441, 460
Eomysmena 183
Eoperipatus 67
Eoreuma 752
Eosentomoidea 142
Epacridaceae 687
Epanusia 741
Eparagyreus 41
Eperigone 254, 283, 301, 309
Ephemera 407
Ephemeroidea 407
Ephemeroptera 113, 116-118, 136, 178, 238, 266, 329, 338, 339, 344-347, 351, 356, 358, 359, 367, 368, 375, 407
Ephestia 751, 752
Ephydra 361, 371, 408
Ephydriidae 186, 408
Epicauta 270, 309, 412, 413
Epichermes 421, 428

- Epiclerus* 733
Epicriina 88
Epidamaeus 446, 463
 Epidermoptidae 87
Epiencyrtus 741
Epiereumus 446, 463
Epietus 269, 297, 300, 304, 651, 652, 656
Epiglyptus 650, 652, 656
Epilachna 269, 282, 726
Epilampa 407
Epilohmannia 260, 274, 282, 443, 462
 Epilohmanniidae 260, 274, 282, 292, 443, 462
 Epilohmannioidea 462
 Epinannolenioidea 573
Epinotia 751, 752
Epiocheirata 417
Epipeperatus 66
Epiphile 40
Epiphraema 272, 300, 326
Epiphyas 752
 Epiplemeidae 22
 Epiopsocidae 183, 267, 276, 277, 290, 315
Epiopsocus 184, 267, 276, 277, 290, 315
 Episactinae 608, 618
Episactus 618
Episcada 40
Episcardia 271, 287, 307, 310
 Episcopottetix 611
Epitetracnemus 741
Epitrix 673, 675, 682
Epiligosita 751
Eptescicus 232, 234
Erchomus 270
Erebomyrma 272, 316, 322
Erebus 408
 Eremaeidae 182, 258, 296, 447, 464
 Eremaeoidea 464
Eremaezetes 446, 464
 Eremaezetidae 446, 464
Eremaeus 447, 464
Ereoleon 275, 293
Eremella 448, 465
 Eremellidae 448, 465
Eremita 223
Eremobelba 447, 464
 Eremobelbidae 447, 464
Ereoleon 268, 318, 319, 321-323
Eremopedes 623
Eremosaprinus 652, 656
 Eremulidae 447, 464
 Eremuloidea 464
Eremulus 447, 464
Eretmocerini 754, 756
Eretmocerus 753-756
Ereynetes 258, 273, 295
 Ereynetidae 258, 273, 295
Ergene 307, 586
Erginulus 257
Eriastichus 730
Ericerus 413
Ericydnus 740
 Eridostracoda 535
Erigone 254, 299, 302
 Erigonidae 254, 304
Erimyis 751, 752
 Eriococcidae 184
Erioloidea 620
Eriolus 620
 Eriophyioidea 78, 82, 83
Eriosachila 172
Eriosoma 412, 754
 Eriosomatidae 754
 Erirehinidae 694, 701, 703
 Erirehininae 701-703
 Erirehinini 702
- Eristalis* 408
Eritettix 612
Eritrodiplax 407
Erora 40
Erotesis 635
 Erotylidae 408, 645, 659, 661-663, 665
Erotylina 659, 661, 666
 Erotylinae 661, 666
Erymidae 171
Erymnis 41
Erythemis 266, 317, 318
Erythmelus 743, 744, 746
 Erythraeidae 258, 299, 321, 323
Erythraeus 258, 323
 Erythrinidae 566
Erythrodiplax 266, 318
Erythroneura 751
Escherichia 392
Estigmene 752
Etlastenassellus 262, 288
Euagrus 254, 276, 281, 284, 290, 291, 294, 299, 304, 308, 310-313, 322
Euaephidius 717
 Euarticulata 48
Eubazus 719
Euborellia 267, 282, 630, 633, 635
Eubrachycthomius 260, 274
Eubrachylaeps 257, 281
Eucalandra 705-709, 711
Eucalliphora 271, 311
 Eucandonidae 546
Eucarida 486, 504, 94, 103, 104, 107, 108, 111
 Eucharitidae 726, 729
Eucheira 38, 39, 361, 370, 386, 390, 408, 410, 411, 413
Euchyletia 258, 310, 311, 313
Euchloe 39
Euchroa 268
Euchroma 408
Euchros 314
Euclasea 656
Euclea 412, 413
Eucoccidophagus 741
Eucolia 272, 320
Euconnus 270, 275, 276, 289, 302, 310, 311
Euconus 312
 Eucopepoda 237, 261
Eucopiocera 617
Eucryptocaris 499
Euctenodes 272, 281, 294, 296, 297, 318, 322, 323, 325
Eucyclops 261, 293, 295, 315-318, 320-325
Eucypris 260, 318, 522
Eucythere 548
 Eucytherinae 548
Eucytherura 526, 529, 549
 Eudermaptera 635
Euderomphale 731
Euderus 731
Eudorella 472, 475, 478-480
Eudorellopsis 480
Eudusbabekia 258, 259, 283-286, 288, 310-313, 322
Eueides 39
 Euglenidae 185, 269, 309
Eugnatha 572
Eukoemia 253, 273, 274
Eulema 408
Eulia 751, 752
Eulohmannia 443, 462
 Eulohmanniidae 443, 462
 Eulohmannioidea 462
 Eulophidae 185, 725, 726, 729
 Eumaeinae 40
 Eumalacostraca 101, 104, 110, 486, 503
- Eumastacidae 608, 618
 Eumastacinae 608, 618
 Eumastacoidea 608, 618
 Eumecoptera 186
Eumenes 386, 413
 Eumetabola 117, 118, 183
Eumorsea 618
Eunica 39
Euogus 741
Euopius 720
 Eupelmidae 725, 726, 731
Eupelmus 725, 731
Eupelops 453, 468
Euperilampus 732
 Euphasmatoidea 183
 Euphausiacea 94, 103, 104, 107, 111, 504
Euphenges 682
Euphilotes 40
 Euphorbiaceae 192, 199
Euphoriella 717, 719
 Euphorinae 717, 719
 Euphtharacaridae 260, 274, 280, 282, 292, 293, 443, 461
 Euphtharacaroidea 433, 461
Euphtharacarus 443, 461
Euphydryas 752
Euphyes 42
Euplectroscelis 670, 676, 682
Euplectrus 730
 Eupodidae 258, 273, 281, 284, 292
 Eupodina 82
 Eupodoidea 82
Eupolyphaga 412, 413
Euponera 272, 302, 308
Eupristina 727
Euproctis 751, 752
Eupterotegeus 446, 463
Euptoieta 751
Euptychia 40
Eurema 39, 751
Eurhinocricus 587
 Eurhynchidae 694
Eurinassa 408
Euroleon 412, 413
Eurydinoteloides 732
 Eurymerodesmidae 284
Euryopes 293
Euryopsis 256, 312
Eurypelma 256, 319, 323
 Eurypterida 79
 Eurytelinae 10
Eurythenes 220
Eurytoma 725, 731, 732
 Eurytomidae 185, 725, 726, 731
 Euryuridae 262, 277, 314
Euschistus 367, 369, 386, 390, 408, 409, 411-413
Euschoengastoides 285
 Euscorpidae 252, 306
 Euscyrinae 608, 624
Euscyrtus 624
Euselasia 40
 Eusparassidae 183
Eusphaeriodesmus 574, 592
Euspilotus 269, 286, 289, 302, 309, 310, 326, 651, 652, 656
Eustola 313
Eutamygaster 722
 Eutegaeidae 446, 463
 Eutegaeoidea 433, 463
Euthlastoblatta 267
Eutrachytes 233, 283
Eutrepelopelma 731
Eutrichosoma 732
 Eutrochozoa 45, 47
Eutrombicula 259, 281
- Eutyporhachis* 591
Euxemister 654
Euzetes 452
 Euzetidae 452
Evania 272, 285
 Evaniidae 185, 272, 285
Everes 40
 Eviphididae 257, 274
 Eviphidoidea 89
Ewingana 259, 286
Exallostethus 592
Exanthoppia 449, 465
Exastinio 272, 283
Exastinion 280, 284
Exelastis 752
Exetastes 722
Eximacris 615
Exoceras 673-675, 682
Exochodrilus 266, 293-295, 298, 299, 301, 303, 304, 307, 619
Exoplisia 41
Exoripoda 452, 467
Exorista 272, 319
Exoristobia 741
- F**
- Fabaceae 687, 695
 Facetoteca 94
 Facetotecta 100, 107, 110
Fallapion 695, 696, 698
Fallotaspis 161
Fannia 307
Faronta 752
Favulus 663
Femtapion 691, 696, 698
Fenestrobates 453, 468
 Fenichelidae 452, 467
Fessonia 259, 277
Fictotama 183
Ficus 661
Fidia 751
 Figitidae 272, 320
Filistata 254, 278, 305, 312
 Filistatidae 254, 277, 278, 286, 305, 312
Filistatinella 254, 277
Filistatoides 254, 278, 286
 Fillopodiformes 485
Flabellifera 171
 Flabelligeridae 50
Flagrosuctobelba 449, 465
 Flatidae 184
Floraphis 412, 413
Folsomia 274, 281-284, 288, 292-297, 307, 309, 313
Folsomides 265, 280, 282, 291, 292
Folsomina 265, 273, 282, 291, 292, 313, 319, 321, 322
Fopius 717, 720
Forcipesticus 741
Forcipomyia 186, 271, 319, 325
Forelius 272, 324
Forficesila 635
Forficula 386, 389, 412, 413, 631, 635, 636
 Forficulidae 267, 293, 294, 629, 631, 632, 635, 636
 Forficulina 627, 634
 Forficuloidea 635
Forkalus 412, 413
Formica 272, 314, 412, 413
 Formicidae 67, 185, 272, 275, 277, 278, 280, 285, 289, 290, 293, 296-298, 300-302, 308-314, 316, 319-326, 339, 344, 346, 347, 350, 364, 365, 408, 411

Fosseremus 447, 464
Fountainea 40
Foutsia 732
Foveacheles 259, 273, 282
Friesea 265, 293
Frieseomelitta 386, 412, 413
Fuhrmannodesmidae 262, 277, 283, 299,
 303, 304, 307, 310, 313, 571, 594
Fulgora 408, 409
Fulgoridae 184, 324, 408
Furcoppia 448, 464
Fuscozetes 438, 453, 467

G

Gahaniella 741
Galapagacaridae 444, 462
Galapagacarus 444, 462
Galeopsomyia 730
Galerucinae 671, 672
Galgupha 267, 325
Galumna 260, 316, 317, 322, 453, 454, 468
Galumnidae 260, 274, 280, 292, 316,
 317, 322, 324, 453, 468
Galumnoidea 468
Gamaselodes 257, 292
Gamasellus 257, 292
Gamasida 76
Gammarus 502
Gangamocytheridea 551
Ganychorus 718
Ganyra 39
Garcibus 262, 286
Garyops 421, 428
Garypidae 418, 419, 421, 424, 428
Garypus 419, 428
Gaspea 133
Gastrodia 412, 413
Gastrolobium 270, 301, 308
Gastroneuralia 47
Gastrotricha 114, 432
Gaucelmus 254, 275-277, 279, 283, 287,
 288, 291, 293, 294, 302, 303, 305,
 306, 312-314
Geaya 257
Gelastocoridae 267, 280, 282
Gelini 722
Gelotolabis 635
Geminozetes 453, 467
Gemmellatotelus 667
Genaphthona 673, 674, 682
Geolaelaps 257, 274, 319, 321, 324, 326
Geometridae 22, 408, 411
Geomys 652
Geomysaprinus 651, 652, 656
Geonotus 623
Geophagus 566
Geophilidae 262, 312
Geophilomorpha 237, 262
Geotettix 266, 278
Geotropus 311
Geotrupes 413
Geragnostidae 154, 161
Geragnostus 154, 161
Geranomysia 311
Gerra 408
Gerridae 207, 267, 300, 302, 315-318
Gerris 300
Ghilarovus 451, 466
Gibberdesmus 298, 303, 304, 308
Gibbiceps 259, 292, 448, 464
Gibbifer 660, 662, 666
Gigantaseuidae 510
Gigantocypris 516-518
Ginsiana 741

Gioia 674, 675, 682
Giponana 268
Glaphyrosoma 267, 308, 314, 619
Glenidion 682
Globoppia 449, 465
Glomerida 237, 262, 570-573, 585, 596
Glomeridae 262, 275, 276, 287, 289, 290,
 295, 298, 300, 304-312, 571, 585
Glomeridesmida 237, 262, 570-572,
 585, 597
Glomeridesmidae 262, 275, 302, 571, 586
Glomeridesmus 262, 275, 302, 586
Glomeris 66, 68
Glomeroides 262, 275, 276, 287, 289, 290,
 295, 298, 300, 304-312, 585
Glossina 217
Glossopleura 161
Glycaspis 736
Glycyphagidae 259, 276, 278, 290, 295,
 296, 311
Glycyphagoidea 86
Glycyphagus 259, 276, 278
Glyphonyx 185
Glyptina 670, 675, 682
Glyptobairdia 545
Glyptocolastes 719
Glyptonotus 220
Gnamptodontinae 719
Gnaphosa 311
Gnaphosidae 254, 278, 281, 311, 312, 321
Gnathoncus 269, 320, 656
Gnathopleura 718
Gnathostomulida 114, 47
Godmanella 621
Goeldia 253, 323
Gomphocerinae 608, 611
Gonatocerus 743, 744, 746
Goneplacidae 173
Gongrocnemis 623
Gonolabis 629
Gonyleptidae 257, 311
Gosodesmus 597
Goticaris 95, 107
Gracillariidae 736
Grandjeanicidae 81, 258, 292
Grandjeanicus 258, 292
Graptocarcinus 172
Graptocorixa 361, 408
Grasshapyx 266
Greta 40
Griiffithides 155, 159, 162
Grillacrididae 283, 285
Grilloblattodea 116
Grotea 723
Gryllacrididae 280, 608, 619
Gryllacridinae 608, 619
Gryllidae 183, 266, 275, 278, 280, 282,
 283, 285-287, 290, 291, 293, 294,
 303-316, 318-326, 407, 605, 608, 624
Gryllinae 608, 624
Grylloblattaria 113, 117, 118, 608
Grylloidea 603, 607, 608, 623
Grylloptera 607
Gryllotalpa 412, 413
Gryllotalpella 624
Gryllotalpidae 183, 608, 624
Gryllotalpinae 608, 624
Gryllus 266, 280, 309, 389, 407, 413, 624
Guanolichidae 259, 285, 302, 311
Guaygata 717
Hazelia 408
Guerris 267
Gustavia 448, 464
Gustaviidae 448, 464
Gustavioidea 436, 464
Gymnagnostus 161

Gymnobates 452, 467
Gymnochthebius 641-645, 647
Gymnodamaeidae 260, 292, 445, 463
Gymnodamaeioidea 463
Gymnopa 408
Gymnopleururus 413
Gymnotettix 618
Gyponana 299
Gyranoidea 736, 740
Gyrinidae 269, 318, 408
Gyrinus 408, 413
Gyrophaenina 662

H

Habrobracon 719
Habrodactylus 666
Habrodais 40, 751
Habrolepis 741
Habrolepopteryx 741
Hadrobelus 687
Hadrobunus 257, 311
Hadrotettix 615
Hadziidae 262, 273, 274, 278, 279, 292,
 293, 316-318, 326
Haemagogus 271, 319, 326
Haemaphysalis 89, 90
Haematobia 726
Haematochiton 666
Haematodes 718
Haemolaelaps 257, 319, 325
Haeterius 656
Hahnia 254, 314
Hahniidae 254, 280, 314
Halacaroidae 82, 83
Halacritus 656
Halffterina 617
Halictidae 273, 324
Haliplidae 408
Haliplus 408
Halmyrapseudes 510
Halocypridae 520, 521
Halotus 42
Halteria 119
Haltichella 729
Halticoptera 732
Hamadryas 39
Hambletonia 740
Hamotus 314
Hannemania 259, 296
Hanseniella 66, 68, 264, 273, 317
Hapalopus 256, 314
Hapithus 624
Haplacar 260, 292, 443, 462
Haplochthoniidae 441, 460
Haplochthonius 441, 460, 461
Haplocytheridea 531, 548
Haplodiplatys 632
Haploripoda 452, 467
Haplozetes 451, 466
Haplozetidae 260, 274, 292, 302, 322,
 324, 451, 466
Hargeria 504
Harmstonia 762, 764
Harpacticoida 261
Harpactocarcinus 173
Harpagonopus 594
Havannardia 528, 545
Hazelia 553
Hebridae 184, 267, 319
Heikertingerella 269, 300, 670, 682
Heimbra 732
Helcon 719
Helconinae 717, 719
Helegonastopus 740, 741
Heliatopus 615
Heliconiinae 39
Heliconius 39
Helicoverpa 408, 748, 751, 752
Helicocopris 386, 413
Heliopetes 751
Heliopyrgus 41
Heliopsis 369, 748, 751, 752
Heliscus 408
Helius 272, 326
Helminthomorpha 240, 262, 570, 572
Helobdella 71
Helochares 269, 317
Helodidae 185, 269, 308
Helodytes 701, 702, 704
Hemencyrtus 741
Hemerobiiformia 184
Hemicolonides 656
Hemictenodactyli 417
Hemicyprideis 548, 553
Hemicythere 530, 550, 554
Hemicytheridae 550
Hemicytherideis 548
Hemicytherura 549
Hemilamprops 475, 479, 480
Hemileus 452, 467
Hemileuca 408
Hemimerina 627
Hemimerus 627
Heminothrus 444, 462
Hemiptera 10, 94, 113, 116, 117, 119,
 179, 184, 190, 198, 238, 267, 329,
 338-340, 345-347, 349, 355, 356,
 358-360, 364, 367, 368, 375, 378,
 384-386, 407, 410, 713, 747
Hemisarcopteroidea 86
Hemisorubim 566
Hemicyprideis 525
Henicomysia 272, 305
Henicopidae 182
Henria 186
Henryhowella 531, 553
Hepatidae 172
Hepialidae 408, 411
Hepialis 413
Hepialiscus 412, 413
Hepialus 392, 412, 413
Heptacar 443, 462
Heracleides 39
Herbertia 732
Hermanites 528, 553
Hermannella 445, 463
Hermannelliidae 260, 292, 321, 445, 463
Hermannelloidea 435, 462
Hermannidae 260, 297, 444, 462
Hermannioidea 462
Hermannobates 445, 463
Hermesia 272, 322, 400, 408
Heros 566
Herpetogramma 752
Hersiliidae 183
Hesperia 42
Hesperidae 22, 23, 38, 41, 215, 313
Hesperinae 41
Hesperioidea 23, 38
Hesperocharis 39
Hesperocharnes 256, 296, 301, 303-305,
 307, 418, 422, 428, 429
Hesperocorixa 361, 408
Hesperothenes 268
Hesperolpium 420, 428
Hesperosaprinus 269, 286
Hesperotettix 613, 614
Hesslandonina 535
Hetaeriinae 649, 652-654

- Hetaeriodes* 653, 656
Hetaeriomorphus 656
Heterapion 696, 699
Heterobelba 447, 464
Heterobelbidae 447, 464
Heterocera 10,
Heterochordeumatidea 573
Heterocythereis 550
Heterolabis 635
Heteromurus 264, 311
Heteroptera 179, 184, 349
Heteropterae 41
Heterospilus 719
Heterostigmata 82, 83
Heterotanus 504
Heterotermes 183
Heterozercion 257, 283, 304
Heterozercionidae 257, 283, 296, 304
Heterozercionina 88, 89
Hexachaetoniella 445
Hexacladia 740
Hexaplemera 510
Hexapoda 113, 115-117, 123-127, 129-131, 135-142, 183, 238, 570, 575
Hexodontia 263, 302, 308, 310
Hexura 254, 283
Hidropsychiidae 408
Hidrozetidae 450
Hierodula 412, 413
Hiltonius 264, 279, 282, 586
Himantariidae 262, 284
Himasthlophalini 702
Himopolynema 744
Hippelates 271, 319, 325
Hippeutister 652, 656
Hippiscus 615
Hippopedon 615, 616
Hirstiella 259, 286
Hirudicryptus 598
Hirudinea 71
Hirudisomatidae 571, 586
Hispodes 687
Hispodini 687
Hister 269, 311, 651, 652
Histeridae 185, 269, 274, 275, 284-287, 289, 295, 297, 300, 304, 305, 307-312, 314, 319-322, 325, 326, 408, 645, 649, 651-654, 656
Histerinae 649, 653
Histiogaster 259, 321
Histiostoma 234, 259, 274, 283, 300, 322, 324
Histiostatidae 87
Histoplasma 233, 234
Histostatoida 86
Hockeria 729
Hoctunus 262, 317, 320
Hoffmanniella 259, 307, 313
Hoffmanobolidae 571, 575, 586
Hoffmanobolus 586
Holcencyrthus 735, 740
Holcopelte 731
Holepyris 272, 325
Holistophallidae 571, 593
Holistophallus 593
Holocompsa 267, 276, 318, 320, 322, 323, 325
Hololepta 408, 650, 651, 653, 656, 657
Holometabola 94, 113, 116-119, 184
Holonota 433
Holonotina 437
Holoparamecus 269, 311
Holostaspis 257, 319
Holothyrida 76-78, 80, 87, 88
Holothyridae 87
Holothyroidea 76
Holotrichia 412, 413
Homaeotarsus 270, 294, 300, 301, 303, 308-310
Homalocerus 687
Homalodisca 744, 751, 752
Homalonychidae 254, 281, 314
Homalonychus 254, 314
Homalopoda 741
Homalotyloidea 741
Homalotylus 740
Homo 54, 55
Homocoriphus 407
Homoeogamia 267, 281, 283, 284-295
Homolepta 370
Homolidae 172
Homolobiinae 719
Homolobus 719
Homoptera 238, 268, 329, 338, 339, 345-347, 349, 355, 356, 358-360, 364, 367, 368, 375, 384-386, 408, 411, 670, 713, 715, 735, 736, 747, 753-755
Homotyphus 682
Hooperella 259, 280, 284
Hoplerythrinus 566
Hoplias 566
Hoplobunus 257, 276, 277, 286, 287, 290, 291, 294-296, 298, 299-301, 304, 307, 308, 310-312
Hoplocarida 101, 104, 105, 107, 110, 486
Hoploderma 461
Hoplophorella 260, 273, 282, 321, 442, 461
Hoplophorion 367, 370, 386, 408, 409, 412
Hoplophthiracarus 442, 461
Hoplopsis 740
Hoplosphyrum 625
Hoplostraca 101, 107, 110, 485
Horesidotes 612
Horidolabis 635
Horisememus 730
Hormiinae 717, 719
Hormius 719
Hornaltica 674, 675, 682
Hortensia 268, 326, 751, 752
Hubbardiidae 253, 273-277, 280, 281, 283, 285-293, 295-297, 299-307, 310-313, 315-326
Huechys 413
Hulingsina 523, 531, 548
Humerobates 453, 467
Humerobatidae 453, 467
Hyalella 262, 274, 275, 278, 284, 302, 308, 316, 317
Hyalellidae 262, 274, 275, 278, 284, 302, 308, 316, 317
Hyalomma 67, 68
Hybocestus 574
Hydaticus 269, 318
Hydatostega 765
Hydnoraceae 687
Hydnorobius 687
Hydrachma 258, 315
Hydrachnidae 258, 315
Hydraena 641-647
Hydraenida 643
Hydraenidae 641, 643-646
Hydraeninae 643, 646
Hydrillodes 412, 413
Hydrobaticus 269, 317
Hydrobiidae 306
Hydrodomidae 258, 318, 319
Hydrodroma 258, 318, 319
Hydrodualius 279, 285, 290, 291
Hydrometra 267, 280, 317
Hydrometridae 267, 280, 317
Hydrophilidae 185, 269, 280, 301, 316-318, 325, 408, 641, 643, 748
Hydrophiloidea 649
Hydrophilus 408
Hydrophilyta 748
Hydrophorinae 760, 765
Hydrophorus 765
Hydropsyche 386, 412, 413
Hydroptilidae 186
Hydrozetes 450, 466
Hydrozetidae 466
Hydrozetoidea 466
Hygroduvalius 269, 291, 302
Hyleanura 265, 292
Hyles 752
Hylesia 361, 367, 370, 371, 408, 411
Hymenaea 177
Hymenoptera 67, 113, 116, 117, 119, 176, 179, 185, 204, 209, 215, 238, 272, 329, 338-340, 342-345, 347, 350, 356, 358-361, 364, 365, 367, 368, 374, 375, 378, 384-386, 408, 411, 713, 714, 721, 725, 735, 743, 744, 747, 748, 753
Hymenorus 184, 268, 278, 296, 309
Hymenotraca 101, 107, 110, 485
Hypera 743
Hyperimerus 732
Hypna 40
Hypoaspis 257, 285
Hypocaccus 652, 657
Hypochthomiella 260, 293, 441, 460
Hypochthoniidae 260, 274, 290, 297, 321, 441, 460
Hypochthonius 441, 460
Hypochthonoidea 460
Hypodamaeus 446, 463
Hypoderatoidea 86
Hypogastrura 284
Hypogastruridae 265, 274, 277, 279-290, 292, 294, 295, 297, 298, 302, 303, 305, 306, 311, 313, 316, 321, 322, 324, 325
Hypolampsis 682
Hypomicrogaster 720
Hypophthalmus 566
Hypoponera 272, 275, 302, 326
Hypostomus 566
Hypsipyra 751, 752
Hypsobadistes 266, 276
Hyssopus 730
Hysterobolus 718
Hysterochelifer 421, 428
Hystrichopsyllidae 272, 282

I
Iceromyia 742
Ichneumonidae 185, 277, 294, 312, 721, 722
Ichneumonoidea 714
Ichneutinae 719
Ichthiacris 617
Ictaluridae 566
Ictalurus 566
Ichthyotetix 617
Idarnes 727
Ideoblothrus 256, 284, 305, 307, 326, 419, 428
Ideoroncidae 256, 280, 288, 289, 298, 306, 312, 418, 420, 424, 427
Idiarthron 623
Idiasta 718
Idiodamaeidae 445, 463
Idiomacromerus 733
Idioporus 732
Idolia 651, 657
Idolopsalidinae 632, 634
Idolopsalis 634, 635
Idoteides 503
Illiota 651, 657
Iliaenidae 161
Illinichernes 421, 429
Ilyocypris 522
Imbrasia 349
Imocaris 104, 111
Inachidae 173
Incachernes 421, 429
Incisitermes 183
Inglefieldia 161
Inonotus 662
Insara 621
Insculptoppia 449, 465
Insecta 8, 113, 115-118, 124-126, 129, 131, 135-138, 140, 141, 143, 177, 183, 190, 239, 264, 345
Integripalpia 186
Interchernes 421, 422, 429
Introverta 48
Iochedetes 623
Iocheirata 417
Iphiaulax 718, 719
Iphiicus 666
Iphidozercion 257, 319
Iphimedeia 40
Iphitroides 676, 682
Ipidela 40
Irhytolus 300
Irolothrus 419
Isacantha 687
Isacanthodes 687
Ischeloribates 452, 467
Ischiodontus 269, 304
Ischnemonidae 273
Ischnopoda 270, 320
Ischnopsyllidae 233, 235, 272, 283, 286, 297, 302
Ischnoptera 267, 305
Ischnura 407
Ischyra 621
Ischyurus 659, 661-663, 666
Islawes 740
Isodromus 740
Isohalea 186
Isomerala 729
Isometopidae 184
Isopoda 94, 102, 103, 107, 111, 164, 171, 237, 261, 503, 504
Isopodidus 511
Isoptera 113, 117, 118, 183, 238, 267, 329, 338, 345-348, 356, 358, 359, 361, 367, 368, 375, 384-386, 407, 608, 629, 637
Isotomidae 292
Isotomyia 271, 318, 326
Isotoma 265, 273, 282, 284, 322
Isotomidae 130, 183, 265, 273, 274, 279-284, 288, 290, 291, 293-298, 300, 302, 307, 309, 313, 319, 321, 322, 324, 325
Isotomiella 265, 273, 274, 281, 282, 284, 292, 293, 313, 321, 322, 324
Isotomina 183
Isotomodes 265
Isotomurus 142, 183, 265, 292, 324, 325
Itarissa 621
Ithomiinae 40
Ithyricidae 694
Ithytolus 269, 298-300
Itysella 751
Iugulister 654
Iunggentianais 511
Ixapiini 696

Ixchela 255, 277, 279, 289
Ixodes 90
Ixodida 76-80, 87-90, 237, 258
Ixodoidea 89, 90, 258, 285, 292, 310, 311,
 317-320, 322-325
Ixodides 76
Ixodiphagus 740
Ixodoidea 735
Iyodromus 522

J

Jacotella 445, 463
Jadera 408
Jalapyphantes 254
Jaliscoa 732
Jamesonia 259, 295
Japygidae 128, 138, 141, 183, 266, 284,
 299, 300, 313, 320, 325
Japygina 137
Japygoidea 137, 138, 139, 140, 142, 143
Japygomorpha 183
Japyx 142, 325
Jarmilka 264
Joelia 453, 468
Johnsonius 717
Johnstonianidae 258, 324
Jonesia 547
Joppidium 722
Joshuella 445, 463
Judomia 161
Jugosocythereis 528, 553
Julida 237, 264, 570-573, 589, 599
Julidae 264, 274, 295
Juliformia 572, 573
Julus 589
Jurapseudes 499
Jurapseudidae 499
Jurapseudoidea 499
Juxtillacampa 266, 282

K

Kaburagia 412, 413
Kalliapseudes 502, 510
Kalliapseudidae 498, 506, 510
Kalliapseudinae 510
Kalotermitidae 183
Kalyptrazetes 447, 464
Kangarina 529, 549
Kapala 729
Kappa 408
Kapyrodesmus 595
Karos 257, 287, 288, 291, 293, 294, 296-
 298, 301, 303, 307, 312
Karschiellidae 632
Kaszabister 657
Kazacharthra 99, 107, 110
Keiferia 748
Kejia 551
Keonolla 752
Keraplatus 271, 291
Kermes 412
Kerygmachela 52
Kibramoa 255, 312, 313
Kingmaina 547
Kinnaridae 268, 296, 304, 313
Kinorhyncha 46-48, 50, 55, 57
Kissingeria 695-698
Kistocare 161
Klapperiches 448, 464
Kleemannia 257, 285
Kleter 635
Kochaspis 161

Koeneria 253, 299
Koeneriidae 253, 273, 274, 299
Koenikea 259, 317
Koldinioidia 161
Konarocythere 555
Koneprusia 162
Kootenia 161
Krisocaurixa 410
Krithe 524, 526, 530, 531, 548
Krithinae 548
Krizousacorixa 361, 408, 409
Kudinopasternakia 502, 510
Kukulkania 254, 312
Kuschelina 676, 682
Kynorhyncha 114, 115

L

Labania 717
Labeninae 722
Labia 267, 282, 635
Labidostomatidae 82
Labidura 628-631, 633, 635
Labiduridae 267, 282, 629, 631, 632, 635
Labidurinae 635
Labidurodes 635
Labidus 272, 289, 302, 326, 652
Labiidae 267, 282
Labiinae 635
Laccifer 386, 409, 410, 412, 413
Laccophilus 408
Lacherbaueria 259, 322
Lachnophorus 268, 301
Lachnosterna 408
Lactica 408
Lactista 616
Lactobacillus 392
Laelapidae 257, 273, 274, 280, 281,
 285, 292, 294-297, 319, 321, 322,
 324-326
Laemosthenes 268, 320, 324
Laeviranina 165, 172
Lagocheirus 408
Lambdina 752
Lamellobates 260, 285, 453, 467
Lamenaisia 742
Lamiaceae 695
Lamprochernetinae 418
Lampropidae 475, 479, 480
Lamprops 475, 479, 480
Lampyridae 270, 280, 301, 320, 321
Landex 635
Languria 661
Languriidae 661
Laniifera 369, 408, 411, 412
Lanugo 722
Laothus 40
Laprobia 635
Laragus 268, 277
Larinus 413
Lariophagus 732
Lasiocampidae 22,
Lasioseius 257, 321
Lasius 185
Laspeyresia 749
Latebraria 271, 294-296, 298, 319, 320,
 323-326, 350, 371, 377, 408, 409
Lathridiidae 312
Lathrobium 270, 284
Lathrogramma 749
Lathromeris 747
Lathromeroidea 748, 749
Latiblatella 267
Latinolister 657
Latroductus 256, 278

Latronister 654
Lauraceae 192
Lauritzenia 451, 466
Laurenceocarpius 259, 282, 285, 311, 313
Lebia 268, 284
Lecaniobius 731
Lechytiya 256, 281, 418
Lechytiidae 418, 419, 424
Leguminocythereididae 551
Leguminocythereis 531, 551
Leguminosae 177, 192, 199
Leiaris 566
Leioblacus 718
Leibonum 257, 284, 310
Leiodidae 270, 274, 275, 277, 281-283,
 286-288, 291, 293, 295, 303-309,
 315, 326
Leioscapheus 617
Leluthia 719
Lentibulariaceae 192
Leonaspis 162
Leperditicopida 535
Lepidocarpi 98, 107, 110
Lepidocyrtinus 183
Lepidocyrtus 183, 264, 274, 282, 289-292,
 295, 297, 306, 316, 319, 322-326
Lepidodasypus 134
Lepidomysidae 261, 288, 299, 301
Lepidopsidae 307
Lepidoptera 5, 7-12, 15-22, 24, 25, 30-
 32, 113, 116, 117, 119, 179, 186, 190,
 197, 198, 209, 238, 271, 329, 338,
 341, 345-347, 355, 356, 358-361,
 364, 365, 367, 368, 374, 375, 378,
 384-386, 408, 411, 713, 735, 736,
 747, 748
Lepidosaphes 754
Lepidotrichidae 129, 131, 138, 139, 143
Lepisma 310, 313, 412, 413
Lepismatidae 129, 130, 131, 138, 139,
 142, 143, 266, 277, 310, 312, 313
Lepisosteidae 566
Leporinus 566
Leprus 616
Leptargyrtes 266, 291, 619
Leptinotarsa 408, 411, 726
Leptocardiochiles 717
Leptocera 272, 283, 287, 297, 300, 307-
 309, 319
Leptoceridae 408
Leptochelia 502, 504, 506, 511
Leptocheliidae 507, 510, 511
Leptochromus 185
Leptoctenus 254, 314
Leptocuma 479, 480
Leptocythere 523, 551
Leptocytheridae 551
Leptodiaptomus 261
Leptodiridae 284
Leptodirus 214
Leptofoenus 732
Leptogenys 272, 275, 289, 293, 326
Leptognathiidae 498, 507
Leptognathiinae 506
Leptomastidea 740
Leptomastix 742
Leptonectidae 303, 305
Leptonema 408
Leptoneta 254, 279, 286, 291, 303-306
Leptonetidae 254, 276, 279, 286, 291,
 303-306
Leptonycteris 232, 233, 234, 235
Leptophlebiidae 266, 293, 306, 407
Leptophysa 674, 682
Leptoplastides 161
Leptosalda 184

Leptostraca 101, 107, 110, 483
Leptostylis 480, 481
Leptotes 751
Leptotrombidium 259, 286
Leptyasma 613
Leptysmiinae 608, 613
Lernaeodiscus 223
Lerodea 42
Lestes 751
Lestodiplosis 186, 271, 294
Lestrimelitta 408, 411
Lethaeus 267, 308
Lethocerus 267, 316, 318, 361, 407
Leucauge 253, 309, 320
Leucohya 256, 286, 287, 418, 427
Leucoma 752
Leucon 475, 479-481
Leuconidae 475, 478-481
Leucophaea 632
Leucopsis 271, 320, 323
Leucospidae 725, 726, 732
Leucospis 725, 732
Leurepa 624
Leuronotina 616
Leurostega 161
Leuroxenillus 464
Leviapseudes 510
Leviapseudinae 510
Levichlifer 421, 428
Levicyclyfer 173
Levinebalia 486
Liacaridae 447, 464
Liacaroidae 464
Liacarus 447, 464
Liancalus 765
Libellula 266, 316
Libellulidae 266, 308, 312-318, 322, 407
Libriostoma 152
Librita 42
Licneremaeidae 450, 466
Licneremaeoidea 466
Licneremaeus 450, 466
Licnodamaeidae 445, 463
Lichüda 152, 154, 155, 161
Lichüdae 155
Lichoidea 155
Liebstadia 452, 467
Lietnix 39
Ligiodesmus 595, 596
Ligocartinus 622
Ligurotettix 612
Ligyrocoris 267, 277
Liliaceae 687
Limacomorpha 572
Limenitidinae 39
Limnebiidae 270, 280
Limnebius 641-645, 647
Limnesia 258, 316, 317, 319, 324
Limnesiidae 258, 316, 317, 319, 324
Limnichidae 270, 299, 300, 302
Limnocythere 536, 546, 551
Limnocytheridae 551
Limnogonus 267, 316, 318
Limnophila 272, 311, 326
Limonia 272, 299, 311
Limoniidae 186
Limulodidae 185
Limulus 67, 152, 221
Linopodes 258, 284, 292
Linyparus 172
Linyphia 254, 275
Linyphiidae 183, 254, 275, 277, 280,
 283, 299, 301, 302, 305, 309, 313
Linyphiinae 305
Liocola 412, 413
Liochthonius 442, 461

- Liodema* 271, 302, 304, 305, 308
Liodes 182, 445, 463
 Liodidae 182, 260, 321, 445, 463
 Liodoidea 463
Liometopum 272, 277, 361, 369, 370, 386, 408-413
Liparoscelsis 407, 623
 Liposcelidae 184, 267, 285, 314
Liposcelis 184, 267, 285, 314
 Lipostraca 98, 105, 110
Lirencyrtus 740
Lispixys 719
Lissocaulus 722
Lissorhoptrus 701, 702, 704
Listrognathus 722
 Listrophoridae 233, 235, 259, 283
 Listroscolinae 608, 620
 Lithobiidae 262, 281, 284, 286
 Lithobiomorpha 142, 182, 237, 262
Lithobius 262, 281, 284
Lithocharodes 270, 301
Litocampa 266, 314
Litocaon 284
Litoscitrus 618
 Litosomini 705-707, 711
Litus 185, 744, 746
Lobesia 752
Lobonotus 173
Lobopoda 268, 301
Lobopoda 70, 72
Loboptera 267, 285
Locusta 69, 400, 407, 412, 413, 604
Locustana 413
Lochitoencyrtus 742
Lohmannia 260, 273, 274, 292, 319, 443, 462
 Lohmanniidae 260, 273, 274, 292, 319, 443, 461
 Lohmannoidea 461
 Lonchaeidae 271, 318
Longitarsus 675, 682
Longilthorax 517
Loomisia 259, 319
Lophocyclus 574
Lophodesmus 235, 263, 276, 595
 Lophogastrida 94, 107, 504
 Lophogastridacea 111
 Lophogastridae 102
Lophophora 705
 Lophophoridae 63, 70, 72
Lophoproctidae 262, 571, 585
Lophoproctinus 262, 313, 585
Lophoranina 164-167, 172
 Lophotrochozoa 46, 47
 Loranthaceae 687
 Lordalycidae 81
Loricariichthys 566
 Loricariidae 566
 Loricifera 46, 48, 57, 114
Loxandrus 268, 276
Loxoconcha 523, 525, 529, 551
 Loxoconchidae 551
Loxocorniculum 528, 551
Loxosceles 254, 274, 277-279, 282, 283, 286, 288, 291, 293, 295-298, 305-307, 309, 310, 312, 317-326
 Loxoscelidae 254, 274, 277-279, 282, 283, 286, 288, 291, 293, 295-298, 305-307, 309, 310, 312, 317-326
Loxostege 752
 Lucanidae 408
Lucanus 210, 408, 413
Lucasocythere 554
Lucilia 271, 319, 383, 413
Luciola 412, 413
Luciopimelodus 566
Ludwigia 671
Lumetus 269, 318
Lupraea 673, 683
Lustrochernes 256, 276, 323, 325, 326, 422, 429
Lutosa 619
Lutzomyia 271, 277, 287, 311, 315
Luvula 547
Lybas 659, 666
Lycaeides 40, 752
 Lycaenidae 22, 23, 32, 40
 Lycidae 270, 306
Lycoriella 272, 285, 311
Lycorina 723
 Lycoriniinae 723
Lycorma 412, 413
Lycosa 254, 308
 Lycosidae 67, 254, 277, 302, 308, 314
 Lygaeidae 267, 277, 299, 308, 309, 408
Lymantria 751
 Lymantriidae 22
Lymeon 722
Lycorma 413
Lycrus 732
Lyristes 408
Lyroneurus 764, 765
Lysathia 683
Lysiphlebus 718
Lysitermoides 717
Lyssomanes 183, 255, 302, 306
Lystroonychus 268, 279, 297, 307
Lytta 386, 392, 412, 413
- M**
- Macellaria* 408
Macconelicoccus 736
Macroanaxipha 624
Macrobelus 687
Macrobrachium 261, 276, 288, 292, 293, 302, 311
 Macrocentrinae 719
Macrocentrus 719
Macrocyclops 261, 274, 281, 282, 293, 295, 315-319, 322, 326
 Macrocyprididae 546
Macrocypridina 517
Macrocyprina 528, 546
Macrocheles 257, 274, 281, 285, 294, 297, 311, 313, 319
 Macrochelidae 257, 274, 281, 285, 294, 297, 311, 313, 319
Macrocheria 206
Macroductylus 270, 314
Macrohaltica 674, 683
Macrolabrum 500
 Macronyssidae 233, 235, 257, 275, 280, 281, 283-286, 288-291, 310-313, 319, 320, 323
Macroonyssoides 257, 280, 284, 285
Macroonyssus 235, 257, 283-285, 290, 310, 312, 313, 323
Macropodia 66-68
 Macropyliidae 433
 Macropyliinae 85
 Macrostromida 114
Macroxenodes 585
Macrura 485
Maculobates 260, 293
Machadobelbidae 260, 285, 448, 465
Machadocepeus 448, 464
Machaerocera 616
 Machilidae 142, 143, 183, 266, 281, 308
Machilinus 142
 Machiloidea 141, 143
Machuella 449, 465
Madagassocoenus 270, 276
Maderesmus 594
Magiicada 751
Mahencyrtus 740
 Maindroniidae 129
Maja 214
 Majidae 172
Makrokyllindrus 481
Malacoangelia 441, 460
 Malaconothridae 260, 273, 274, 282, 302, 444, 462
 Malaconothroidea 86, 87
Malaconothrus 260, 273, 274, 282, 302, 439, 444, 462
 Malacostraca 94, 101, 105-108, 110, 182, 261, 483, 485, 486
Malepellis 183
 Malvaceae 695
Malzella 550
Mallodon 408
 Mallophaga 238, 267
Mamestra 751, 752
Mamurius 408
Mancoribates 451, 466
Manda 270, 283
 Mandibulata 115, 260
Manduca 408, 751, 752
Mannobolus 587
Manota 186
 Mantidae 178, 267, 321
Mantis 386, 410, 412, 413
Mantispia 184
 Mantispidae 184
 Mantodea 113, 116-118, 178, 179, 238, 267, 604, 608, 629
 Maranthaceae 199
Marava 631, 635
Margaridisa 674, 683
Margarinotus 652, 657
Marietta 756
Mariola 740
Markia 621
Martianus 412, 413
Martillocactus 651
Martinssonina 95, 107, 108, 111
Maruca 751
Mascaranada 173
Maseochara 270, 314
Masoreine 304
Masoreus 268, 274, 310
Masteria 254
Masthermannia 444, 462
Mastigodiptomus 261
Mastigoproctus 253, 294, 301, 306, 310
Mastoterms 178, 183
 Mastotermitidae 178, 183
Matta 255, 273, 274, 310, 312
Mauleus 732
 Maxillopoda 94, 99, 100, 105-108, 110, 486
Mayamastax 618
Mayaphaenops 268
Mayaweckelia 262, 273, 274, 292, 293, 316-318, 326
Maymena 254, 274-277, 279, 280, 282, 287, 289, 293, 295-302, 304, 305, 310, 312, 313, 319, 320, 323
Mayridia 742
 Mecicobothriidae 254, 283
 Mecochiridae 172
Mecochirus 172
Mecopoda 413
 Mecoptera 113, 116, 117, 119, 186, 222
 Mecopteroidea 119
Medetera 761, 764
 Medeterinae 764
Medon 270
Megacerus 752
Megacornus 252, 291
Megacyllene 408
Megacythere 525, 529, 552
Megadytes 269, 316-318, 408
Megalinus 270, 299
Megalodacne 660, 662, 663, 665
 Megalodacrinae 661, 665
Megalodoras 566
 Megalopodidae 671
 Megaloptera 113, 116, 117, 119, 179, 238, 268, 329, 339, 344, 346, 351, 358, 359, 368, 408, 747, 748
Megalothorax 265, 273, 274, 281, 282, 287, 292, 313, 317, 320, 321, 324
Megaphragma 747, 751
Megaprotus 666
Megarhyssa 723
Megaselia 271, 319, 321-323, 325
Megasoma 204, 408
Megastigmus 733
 Megathymidae 408, 411
 Megathyminae 42
Megathymus 42
Megaxantho 166, 173
Megischyrus 665, 666
Megisto 40
Megistopoda 272, 295, 296, 319, 320, 323
 Meineritellidae 143, 314
Meioneta 254, 277
Meitanaphis 412, 413
Melanaster 412, 413
 Melandryidae 185
Melanichneumon 273, 312
Melanis 41
Melanolophia 751
Melanonotus 198, 623
 Melanoplineae 608, 613
Melanoplus 370, 371, 386, 407, 412, 413, 605, 614
Melanosmicra 729
Melanotettix 612
Melete 39
Melichares 257, 276
 Melinaea 40
Melipona 361, 369, 386, 408-413
 Meliponini 339, 343, 346
 Melitidae 262, 292, 293
Melittobia 731
Meloe 386, 408, 412, 413
 Meloidae 270, 309, 408
Meloidogyne 51
Melolontha 370, 408
 Melolonthidae 408, 432
Melpomene 253, 312
Melyridae 270, 279, 318
Mellana 42
 Membracidae 184, 408, 670
Memphis 40
Meniscocephalus 742
 Menoponidae 267, 317
 Menthidae 418-421, 424, 428
Menthus 420, 428
Menticirrhus 476
Mermiria 605, 612
Mermis 631
 Merocheta 572
Meromizobia 742
Meropathus 643
 Merothripidae 184
Mesachorutes 265, 325
Mesaphorura 265, 274, 279-284, 292, 293, 295-298, 314
Mescimia 751
Mesocordylus 705-710
Mesocrina 717

- Mesocyclops* 261, 274, 282, 291, 295, 315-326
Mesocypris 513, 517
Mesodera 683
Mesolamprops 480
Mesopeltita 732
Mesoperiglischrus 258, 281, 283
Mesoplophora 441, 460
Mesoplophoridae 441, 460
Mesoplobus 732
Mesosemia 40
Mesosoma 257, 313
Mesostenus 722
Mesostigma 76
Mesostigmata 76-80, 87-89, 237, 257, 432
Mesotanaia 511
Mesotrifida 442, 461
Mesovelgia 268, 317
Mesoveliidae 268, 317
Messicobolidae 264, 300, 303, 571, 586
Messicobolus 264, 300, 303, 586, 587
Mestobregma 616
Mesynodites 657
Meta 256, 313
Metablastothrix 742
Metacopina 535
Metacypris 260, 318
Metagonia 255, 274, 275, 278, 286-290, 292-301, 303-316, 318-321, 323-326
Metagnella 258, 274, 319, 322, 324, 326
Metajapix 266, 299
Metaleius 451, 467
Metaleptea 611
Metanasius 370, 408, 411, 412, 705-709, 711
Metaphaenodiscus 742
Metaphragma 748
Metaphycus 735, 736, 740
Metapseudidae 498, 510
Metapseudinae 510
Metapterygota 117, 118
Metarrhizium 631
Metasinella 264, 273, 274, 292, 322, 324
Metastenus 732
Metastigmata 76, 432
Metasynodites 654
Metasmus 295, 272
Metellina 253, 277
Meteorinae 719
Meteorus 720
Metopiidae 271, 318-320, 324
Metopilio 257, 280
Metopina 186
Metresura 636
Metrioppia 448, 464
Metrioppiidae 464
Metrioxena 687
Metrioxenini 687
Metrodorinae 608, 619
Mexachernes 421, 429
Mexanillus 268, 276
Mexaphaenops 268, 269, 287, 290, 291, 298, 299, 302-310
Mexicambala 264, 287, 288, 289, 294-298, 300, 303-310, 587
Mexicana 297
Mexicaspis 161
Mexicella 161
Mexicerberus 262, 304
Mexicoilulus 589
Mexiconiscus 262, 294-296, 299
Mexiconium 586
Mexicoppia 448, 464
Mexichelifer 256, 293, 421, 422, 428
Mexichthonius 418, 427
Mexidesmus 593
Mexilana 261
Meximachilis 266, 281
Meximalus 732
Mexisphodrus 277, 283, 285-291, 294, 296-298, 300, 301, 303-310, 314
Mexistenasellus 262, 278, 287, 297, 306, 314
Mexiterpes 235, 264, 282, 290, 291, 293-295, 298-301, 306, 307, 309, 310, 590
Mexitrechus 282, 283, 288, 289
Mexiweckelia 262, 278, 279
Mexobisium 256, 302, 312, 418, 427
Mexotroglinus 257, 276
Meyeria 164, 172
Micandra 40
Micranurida 265
Micrathena 253, 322
Micrathyria 266, 315, 318
Micreremidae 450, 466
Micreremus 450, 466
Microbisium 419
Microcentrum 407, 621, 622
Microcerberidae 262, 298, 304
Microcerberus 262, 298
Microcerinae 694
Micrococcus 392
Microcorypha 123-127, 129-144
Microcrasis 717
Microctonus 717
Microcycas 688
Microcyrtura 764
Microcythere 552
Microcytherina 552
Microcytherura 549
Microchelonus 719
Microchrysotus 764
Microdiaptomus 261, 293, 295
Microdispidae 258, 285
Microdontomerus 733
Microgaster 720
Microgastrinae 717, 720
Microgastrura 265, 292, 321
Microgyniina 88
Micromalthidae 184
Micromalthus 178, 184
Micromerys 255, 300
Micromorphus 764
Micropezidae 186
Micropia 449, 465
Microprobolus 733
Micropsammidae 81
Microtegeidae 446, 463
Microtegeus 433, 446, 463
Microtermes 386, 407, 412
Microterys 740, 741
Microtes 616
Microtritia 443, 461
Microtrombicula 259, 281, 284, 285, 307, 309
Microtrombiidae 294, 295, 297
Microtylopteryx 617
Microousigalphus 719
Microvelia 268, 294, 309, 316, 318
Microvostox 635
Microxestoleberis 554
Microzercon 258, 274
Microzetidae 260, 322, 324, 439, 446, 464
Microzetoidea 436, 464
Micryphantidae 254
Mictacea 504
Mideopsidae 258, 317, 318
Mideopsis 258, 317, 318
Milichia 271, 293, 319-321, 323, 325
Milichiidae 186, 271, 277, 281, 290, 293, 302, 310, 311, 314, 315, 320, 321, 323, 325
Mimetica 623
Mimetidae 183
Mimeutychurus 183
Mimia 41
Mimoides 39
Mimosetes 752
Mimosoidae 199
Minema 413
Ministrymon 40
Miogryllus 296, 624
Mionelater 185
Miquihuana 269, 310
Miracythere 547
Mirametra 408
Mirhipipteryx 619
Mirometa 183
Mirufens 749
Mischocyttarus 361, 370, 411-413
Mistura 183
Mitoura 751
Mixocosmia 635
Mixojapix 266, 299
Mixonomata 84, 85
Mnemosyne 184
Mocis 752
Mochlonyx 271, 324, 326
Mochloribatula 182, 451, 466
Mochlozetes 451, 466
Mochlozetidae 182, 451, 466
Modisimus 255, 277, 279, 286, 293, 296, 298-300, 302-311, 322
Mogoplistidae 608, 625
Mogoplistinae 608, 625
Moina 260, 318
Moinidae 260
Mollusca 46, 47, 51, 114, 115
Monacia 272
Monacis 325
Monardia 186
Monca 41
Moncheca 620
Mongolabis 635
Moniezia 456
Monitoriella 719
Monoceratina 529, 547
Monocondylia 126, 129, 135, 140
Monocheta 572
Monodontomerus 733
Monogonta 114
Monogynaspida 88
Monomacra 676, 683
Monomorpha 408
Monopis 229, 271, 281
Monoplacophora 50
Monoschelobates 452, 467
Monoschelorbates 260, 285, 452, 467
Monotonodites 654
Montezumella 173
Montezumina 622
Monunguis 259, 320
Monura 124, 131, 133-138, 140, 141, 143, 144
Moramila 733
Moraria 261, 318
Mordellidae 185, 270, 284, 301
Morelene 586
Morkhovemia 528, 551
Mormidea 408
Mormomyobia 259, 286
Morphiinae 40
Morpho 40, 408
Morsea 618
Mosillus 408
Mucrencyrtus 741
Multoribates 452, 467
Müllenbergia 569
Mundochthonius 256, 303, 418, 427
Municeps 183
Munseyella 526, 552
Murrayina 553
Musa 705
Musca 361, 369, 371, 386, 399, 400, 408, 409, 412, 413
Muscidae 271, 284, 285, 303, 305, 307, 310, 314, 319, 322, 408
Muscidifurax 726, 733
Mutilus 550, 553
Mutilla 413
Mycetophila 305
Mycetophilidae 186, 271, 291, 294, 295, 297, 298, 305, 311, 408, 411
Mycetosortis 185
Mycobates 438, 453, 467
Mycobatidae 453, 467
Mycomystes 659, 661, 666
Mycophthorus 659, 661, 666
Mycotretus 659, 661, 662, 666
Mycryphantidae 314
Mychocerus 659
Mydocopida 554
Myelobia 413
Mylabris 383, 412, 413
Mymar 744, 746
Mymaridae 185, 725-727, 743-745
Mymarommatidae 185
Myobiidae 233, 235, 258, 282-286, 288, 295, 310-313, 322
Myodocopa 518
Myodocopida 518, 521, 554
Myodocopina 517, 554
Myodopsylla 235, 272, 283, 297, 302
Myogryllus 266
Myopsocidae 184
Myosoma 719
Myotis 232-235
Myriapoda 94, 113, 115, 140, 142, 177, 182
Myrientomata 142
Myrmica 41
Myrmecocystus 364, 370, 386, 390, 408-413
Myrmecodesmus 263, 276, 277, 282, 283, 286, 288, 294, 295, 300, 306, 310, 313, 595
Myrmecomymar 746
Myrmeleontidae 268, 275, 293, 318, 319, 321-323
Myrmelion 412, 413
Myrmica 67
Myrsidea 267, 317
Myrtaceae 687
Myrtonymini 702
Myscelia 39
Myschocyttarus 386, 408
Mysida 94, 107, 504
Mysidacea 102, 103, 111, 237, 261, 487
Mysidae 261, 288, 291, 292, 315-326
Mysmena 183
Mysmenidae 254, 274-277, 279, 280, 282, 287, 289, 293, 295-302, 304, 305, 310, 312, 313, 319, 320, 323
Mysora 41
Mystacocarida 94, 99, 100, 107, 110
Mystropomus 284

N

- Nactinochitinosi* 76
Nala 630, 631
Nanhermanniidae 444, 462
Nanhermannioidea 462
Nannastacidae 475, 479, 480
Nannastacus 472
Nannohelea 186
Nannokliella 516

- Nannotrigona* 408
Nanophytidae 691, 693, 694
Nanophyini 695
Nanorchestidae 79, 81, 259, 292
Napaea 40
Napialis 412, 413
Napochus 270, 275, 289, 302
Nasobates 452, 467
Nasobatidae 451, 467
Nassusitermes 412, 413
Nasutitermes 183
Natalus 232-235
Naucoridae 268, 280, 317
Naurocoridae 293
Neacoryphus 408
Neacronotus 666
Neanura 265, 277, 279, 284, 321
Neanuridae 265, 279, 280, 282, 284, 291-293, 302, 310, 321
Neapion 695-698
Nearctox 696-698
Nearctodesmidae 571, 594
Neastymachus 742
Nebalia 484-492
Nebaliella 484, 487, 488, 491, 492, 494
Nebaliidae 483-488
Nebaliopsidae 483, 484, 487, 488
Nebaliopsis 483-485, 487, 488, 491
Necaxacris 266, 314, 614
Necronectes 173
Nectiopoda 94, 97, 98, 107, 110
Neelidae 265, 273, 274, 281, 282, 287, 292, 293, 295, 313, 317, 320-322, 324
Neelus 265, 292, 293, 295, 321, 322, 324
Neivamyrmex 652
Nelipophygus 267, 275
Nemastomatidae 257, 284, 303, 304
Nematolycidae 79, 81
Nematidium 269, 326
Nematocera 186
Nematoda 46-48, 54, 57, 114, 115
Nematoida 48
Nematomorpha 46, 48, 57, 114, 115
Nematophora 572
Nematorhyncha 47
Nemertea 47, 114
Nemertini 114
Nemertodermatidia 114
Nemobiinae 608, 624
Nemobius 266, 309
Nemomyrmecidae 685, 694
Nemopalpus 271, 322
Nenteria 258, 273, 274, 319, 321, 322
Nealiturus 751
Neallochernes 256, 278, 279, 286
Neobarrettia 620
Neobisiidae 418-420, 424
Neobisnius 270, 286, 301
Neocatolaccus 733
Neocaudites 550, 554
Neococcidencyrus 742
Neoconocephalus 412, 413, 620
Neocunaxoides 258, 273, 274
Neocyprideis 548
Neocytherideidinae 548
Neocytherideis 548
Neocharitopus 742
Neochernes 421, 429
Neochetina 701, 702, 704
Neochoroterpes 266, 293
Neochrysocharis 730
Neochthebius 643
Neodiphaulaca 683
Neodiprion 369, 408
Neodusmetia 736, 741
Neoeutegaeus 446, 463
Neogalea 751
Neogovea 257, 287, 288
Neogoveidae 257
Neoguanolichus 259, 285
Neohydronomus 701, 702, 704
Neoleptodesmus 593
Neoleucinodes 751
Neolioididae 182
Neolobophorinae 636
Neomachilellus 183
Neomedon 270, 284, 294
Neomonoceratina 530, 552
Neomymar 744, 746
Neonemobius 624
Neonesidea 525, 545, 546
Neonicoletia 266
Neoophora 114
Neopachylopus 657
Neopalaemon 261, 288
Neoparentia 765
Neopilizetes 454, 468
Neoponera 272, 308, 319, 320, 322, 323
Neopriotelus 667
Neoptera 113, 116-118, 135, 137, 143, 183, 608, 637
Neorchesella 264, 303, 306, 309
Neoribates 451, 466
Neorileya 732
Neosaprinus 269, 289, 326
Neoscona 253
Neosconella 253, 300
Neoschelorbates 452, 467
Neosminthurus 266, 284
Neotanaidae 506, 507, 510
Neotanaidomorpha 498, 505, 510
Neotanais 510
Neotanygastrella 186
Neothona 674, 683
Neothyridae 87
Neotoma 652
Neotrichoporoides 731
Neotridactylus 619
Neotropiella 265, 292
Neotropion 695-698
Neoubychia 701, 702, 704
Nepenthaceae 192
Nepidae 268, 317, 318
Neridae 186
Nerthra 267, 282
Nesacrepsida 674, 675, 683
Nesoecia 623
Nesogaster 630
Nesomylacris 267, 275, 303
Nesticidae 254, 273-281, 283, 284, 286-288, 290, 291, 293, 303-310, 312-314, 317, 319, 321, 324-326
Nesticus 254, 283, 286, 287, 290, 291, 295, 297-299, 303, 305-310, 312-314, 317, 319, 321, 324-326
Netrosoma 614
Neumania 259, 316, 317
Neurigona 764
Neurigoninae 764
Neuroptera 113, 117, 119, 184, 238, 268, 338, 345, 347, 356, 367, 368, 375, 384, 385, 735, 747, 748
Neuropteroidea 119
Neurosi galphus 719
Nevadia 161
Nevermannister 654
Neuportia 262, 287, 291, 295, 299, 300, 306
Nezara 386, 408, 413
Nicoletia 266, 300, 303
Nicoletiidae 129, 131, 135, 138, 139, 143, 266, 278, 279, 281-283, 297-300, 303, 307-309, 314
Niconiades 42
Nicothoidae 474
Nipaeococcus 736
Niphocephidae 454, 468
Niphocephus 454, 468
Niptus 270, 278, 279, 283, 287
Nitidulidae 270, 275, 281, 310, 320, 321, 326, 659
Nitocra 261, 295, 315, 317, 322
Nitocrella 261, 319
Nivorius 299
Noctuidae 22, 298, 303, 408, 411, 748, 751
Nogodinidae 184
Nogueirapis 176, 178, 185
Nola 751
Nolidae 22
Nomotettix 619
Nommini 277
Normjonesia 479
Notaspidium 729
Noteridae 270, 280
Nothoaspis 258, 274, 302, 324, 325
Nothofagaceae 687
Nothridae 260, 280, 281, 292, 443, 462
Nothroidea 85, 462
Nothrus 260, 280, 281, 292, 435, 443, 462
Notiodes 701, 702, 704
Notodontidae 22, 751
Notodres 259, 285, 286
Notoglyptus 733
Notogoniidea 273, 320
Notonecta 361, 408, 410
Notonectidae 268, 316-318, 408
Notopus 172
Notoridae 408
Notostigmata 76
Notostraca 98, 99, 107, 110
Nototanaidae 506, 510, 511
Nototanaiinae 511
Nototanooides 511
Notozona 676, 683
Nuevobius 262, 286
Nurudea 412, 413
Nuttalliella 90
Nuttalliellidae 90
Nycteribiidae 271
Nycteryglyptus 259, 285, 286, 295, 304
Nycterophilia 272, 273, 275, 279-281, 285, 305, 319
Nylanderia 272, 319, 323
Nymphalidae 22, 32, 39, 408
Nymphalinae 39
Nymphalis 39
Nymphister 654
- O**
- Oarisma* 42
Oaxa 733
Obeza 729
Occultocythereis 553
Ocellia 132
Ocellidae 132
Ocytata 631
Ochetina 701, 702, 704
Ochetotettix 407, 410, 411, 619
Ochlodes 42
Ochroleura 752
Ochteridae 268, 316
Ochterus 268, 316
Ochthebiinae 643, 644, 647
Ochthebius 641-645, 647
Ochthophilidae 271, 320, 323
Ochyrocera 254, 276, 319
Ochyrocera 254, 276, 319
Ochyrocera 254, 276, 319, 324
Odonata 94, 113, 116-118, 178, 219, 238, 266, 329, 338, 339, 344-347, 351, 356, 358, 359, 367, 368, 375, 378, 384-386, 407, 669, 747, 748
Odontacarus 259, 283
Odontella 265, 292
Odontellidae 265, 280, 292
Odontesthes 566
Odontexenia 214
Odontobracon 719
Odontomachus 272, 323
Odontonema 193
Odontopleurida 155
Odontopleuridae 162
Odontotaenius 386, 412, 413
Odopoea 408
Oebalus 408
Oecanthinae 608, 624
Oecanthus 624
Oecetis 408
Oecliidius 268, 296, 304, 313
Oeclixius 184
Oecobiidae 254, 313
Oecobius 254, 313
Oecophoridae 186
Oecophylla 412, 413
Oedemagena 408
Oedematopus 765
Oedemeridae 270, 305, 311
Oedioparpa 752
Oedipodinae 608, 614
Oedomerus 614
Oedopoea 386, 413
Oedothorax 254, 309
Oehserchestidae 81
Oemomogastra 717
Oeonus 42
Oiketiscus 413
Oileus 369, 408, 411, 412
Olabiocarpus 259, 286
Olenelidae 154, 160, 161
Olenellina 153
Olenelloidea 154
Olenellus 160
Olenida 154
Oleolaelaps 257, 273
Oleria 40
Oligocorynus 667
Oligosita 749, 751
Oligotrichae 437
Ologamasidae 257, 274, 292
Olpiidae 418, 420, 422, 424, 428
Olpiolum 420
Omalodes 650, 651, 657
Omiodes 752
Ommatolampinae 608, 617
Ommatolampini 706
Ommatolampis 617
Ommatophora 572
Ommexechidae 608
Omophoita 683
Omorogus 271, 279
Omosita 270, 275
Omphale 725, 730
Omphalea 199
Omyomymar 746
Oncometopia 744
Oncophanes 719
Oncopodura 286, 287, 303, 305-307, 309, 310, 313
Oncopoduridae 265, 286, 287, 303, 305-307, 309, 310, 313
Oncyctajapyx 132
Onchocephalus 160
Oniscidae 262, 280, 281, 294, 296, 297, 311, 317, 320, 322, 324

- Oniscodesmidae* 310, 312, 313, 571, 595
Oniscomorpha 572
Onthophagus 270, 281, 282, 295, 300, 302, 309, 310, 312
Onthophilinae 649, 653
Onthophilus 652, 657
Ontophagus 223
Ontsira 719
Onychiuridae 265, 274, 279-281, 282-284, 286, 287, 290-298, 309, 314
Onychiurus 142, 265, 280, 281, 287, 290, 294, 296, 309
Onychophora 46-48, 57, 63, 64, 70, 72, 113-115, 575
Onychopyge 161
Onychylis 701, 702, 704
Ooconus 744, 746
Ooencyrtus 741
Oonopidae 183, 254, 273, 274, 276, 292, 295, 300, 310, 312, 315, 319, 323, 325
Oonops 254, 273, 274, 276, 292, 315, 319, 323, 325
Opabinia 153
Opadosister 653, 657
Opeia 407, 612
Operclipygus 657
Ophelia 64, 65
Ophionellus 722
Ophioneurus 749
Ophthalmapseudes 171, 498
Ophthalmoplax 167, 168, 173
Opiinae 717, 720
Opilioacariformes 76, 77, 80, 85
Opilioacarida 76, 77, 87, 88, 432
Opiliones 80, 237, 257
Opisthacidius 268, 326
Opisthoplatia 412, 413
Opisthospermophora 573
Opisthoplatia 413
Opius 715, 720
Oppia 182, 260, 280-282, 284, 285, 293, 449, 465
Oppiidae 182, 260, 280, 281, 282, 284, 285, 292, 293, 313, 319, 321, 322, 324, 326, 448, 449, 465
Oppiella 465
Oppioidea 435, 465
Opuntia 361
Orasema 729
Orchelimum 620
Orchesella 264, 309
Orchestina 183
Oregonia 173
Oreochromis 566
Orfelia 186
Orgyia 751, 752
Orhemia 315
Ortholasma 304
Oribatei 76, 431, 432, 437, 438, 456
Oribatella 260, 316, 322, 453, 468
Oribatellidae 260, 290, 292, 296, 297, 316, 322, 453, 468
Oribatelloidea 468
Oribatida 76-78, 80, 81, 86, 237, 259
Oribatula 451, 466
Oribatulidae 260, 273, 280-282, 285, 293, 297, 321, 451, 466
Oribatuloidea 466
Oribotritia 442, 461
Oribotritiidae 442, 461
Orionina 523, 525, 528-529, 553
Orionis 717
Oripoda 452, 467
Oripodidae 182, 439, 452, 467
Oripodoidea 435, 466
Ormyridae 727, 732
Ormyrus 732
Ornidia 413
Ornithia 408
Ornithis 413
Ornithodoros 258, 275, 276, 279, 281, 284-286, 296, 305, 310, 318, 319, 321
Orocharis 624
Orophus 622
Orphula 407, 611
Orphulella 407, 612
Orsodacnidae 671
Orthacridinae 608, 617
Orthaltica 672
Orthemis 266, 316-318
Ortheziidae 268, 296
Orthocentrus 273, 294
Orthognathinae 705-707, 709, 710
Orthognathini 705-707, 709, 710
Orthognathus 705-708, 709, 710
Ortholasma 257, 303
Orthomorpha 263, 294, 594
Orthonops 253, 298
Orthoporus 588, 589, 264, 274-277, 282, 299-301, 304, 309, 315, 320-325
Orthoptera 113, 117, 118, 179, 183, 198, 238, 329, 338, 339, 345-347, 355, 356, 358-360, 364, 367, 368, 374, 375, 378, 384-386, 407, 410, 603-605, 607, 608, 611, 627, 629, 637, 735, 747
Orthosethus 269, 319, 320
Ortmannicus 261, 283, 293, 296, 298
Orus 270, 299, 314
Oryza 704
Oscinella 271, 319
Osmilia 407, 410, 411
Osorius 270, 299
Osteoglossidae 566
Osteoglossum 566
Ostomatidae 185
Ostracoda 94, 100, 105, 107, 110, 260, 513, 535, 538, 545
Ostrinia 748, 751, 752
Otobius 90
Otocephelidae 448, 465
Oulema 743
Owenia 65
Oxarthrus 269, 320
Oxidus 263, 594
Oxlycetonia 413
Oxya 349, 413
Oxycetonia 412, 413
Oxycorynidae 685, 694
Oxycoryninae 685-687
Oxycorynini 687
Oxycorymus 687
Oxycraspedus 687
Oxydia 751
Oxydoras 566
Oxyopidae 183, 254
Oxyoppia 260, 321, 322, 324, 449, 465
Oxyopoda 185
Oxyphygides 587
Oxystomatina 696
Oxystomatini 696
Oxytelidae 270, 320, 321
Oxytelus 408
Oxytorinae 723
Oxytorus 723
Oxyurostylis 472, 475, 479, 480
Pacal 288, 302
Pacificus 408
Pachilis 367, 386, 390, 412, 413
Pachyaspsis 161
Pachybelus 687
Pachycondyla 185, 272, 275, 293, 301, 308-310, 323, 326
Pachycrepoides 733
Pachychernes 422, 429
Pachychitra 256, 276, 305, 322, 419
Pachygaster 186
Pachygnathidae 259, 282, 292
Pachygnathus 259, 282
Pachylaelapidae 257, 274, 321, 324
Pachylopus 652, 657
Pachymerium 262, 312
Pachyneuron 733
Pachyolpium 428
Pachyseius 257, 321
Pachysomoides 722
Pachyteles 269, 288, 295, 296, 298, 299, 303-307
Pachytroctes 315
Pachytroctidae 267, 315
Pachytroctus 267
Pachyura 687
Pachyurini 687
Pachyurinus 687
Pachyurus 566
Paedaeus 408
Paedaeus 392
Paedeumias 160
Paedurus 412, 413
Pagurapseudidae 510
Pagurapseudinae 510
Paguridae 172
Paguroidea 104, 111
Pagurotamais 510
Paijenborchella 552
Palaeacaridae 260, 292, 440, 460
Palaeacaroida 460
Palaeacarus 440, 460
Palaeomonidae 261, 273, 274, 276, 288, 291-293, 299, 302, 311, 315-320, 322-326
Palaeocopida 535
Palaeoecteniza 78
Palaeogryon 185
Palaeomymar 185
Palaeopalaemon 103, 104, 111
Palaeopsenius 185
Palaeoptera 137, 113, 116, 117
Palaeosomata 84, 85, 433, 437
Palaeostomatopoda 102, 107, 110
Palaminus 185
Palaeocaridacea 102, 107, 111
Paleodictyopteroidea 67
Paleonura 265
Paleopagurus 172
Paleoptera 135, 143
Palinura 172, 103, 111
Palinuridae 172
Palinurus 172, 204
Palmenella 552
Palmistichus 730
Palmoconcha 529, 551, 555
Palophaginae 671
Palpigradi 237, 253
Palpita 752
Paltorhynchus 687
Pambolidae 719
Pammicrophallus 593
Pamphagidae 608
Pamphagoidea 608
Panacytheridea 523
Panarthropoda 46, 48, 50, 51, 55, 113
Pancarida 486
Pancolinae 510
Panctenodactyli 417
Panchlora 267, 310
Pandeleitus 269, 314
Pandemis 752
Pangaues 267, 273, 275, 277, 285, 288, 289, 293, 302, 306, 307, 310, 315, 325, 326
Panorpidae 186
Pantala 412, 413
Panulirus 167
Papilio 408, 409, 412, 413
Papilionoidea 10, 15, 22, 23, 32, 33, 38, 408, 670
Papilioninae 39
Papilionoidea 5, 7, 9, 21-23, 25-27, 31, 32, 38, 179, 205, 219
Papillacarus 443, 462
Parablastothrix 742
Parablattica 742
Parabolina 161
Parabolinella 161
Paracambarus 261, 289
Paracentrobia 749, 751
Paraclius 765
Paracophus 266, 278, 283, 286, 287, 290, 291, 293-309, 624
Paracopulus 290, 291
Paracosmia 633, 636
Paracrias 730
Paracyclops 261, 274, 293, 295, 315, 316, 321
Paracyprididae 546
Paracypris 530, 546
Paracyptus 185
Paracytheridea 528, 549, 550
Paracytheroidea 548, 551
Paracytheroma 552
Paracytheropteron 550
Parachartegus 367, 408, 411, 412
Parachelifer 421, 428
Parachernes 422, 429
Parachipteria 436, 453, 468
Paradoxapseudes 498, 510
Paradoxosomatidae 263, 294, 571, 594
Paradoxosomatidea 573
Paradoxostoma 552
Paradoxostomatidae 551
Paradoxostomatinae 551
Paraeuctenodes 281
Parafilitanais 510
Paragaleopsomyia 731
Paragathotanaia 510
Parageaya 257, 320, 324
Parainsecta 124, 125, 135-137, 142
Paraiulidae 264, 293, 301, 308
Paraiulus 264, 293, 301, 308, 589
Parajapygidae 266
Parajapyx 266, 320
Parajulidae 571, 589
Parakalummidae 451, 466
Parakrithe 526, 531, 548
Parakritihella 548
Paralabella 635
Paralabidocarpus 259, 280, 285
Paraliochthonius 418, 427
Paralitomastix 742
Parallocorymus 685-688
Paramacera 40
Paramegistiidae 257, 295, 297
Paramidea 39
Paramitraceras 257
Paramongoma 186
Paramucrona 742
Paranaphoidea 744
Paranebalia 484, 485, 487, 488, 490, 492
Paranebaliidae 483, 488

- Paraneoptera* 113, 116-119, 183
Paranesidea 525, 545, 546
Paranura 265, 282, 292, 321
Paraolinx 730
Parapanteles 720
Paraphrynus 229, 253, 274-276, 280-283, 285-287, 292, 293, 295-302, 304-326
Parapimelodus 566
Parapirnodus 182, 452, 467
Parapseudes 504, 510
Parapseudidae 498, 510
Pararamusella 449, 465
Pararhachistes 263, 282, 299-301, 303, 307, 593
Pararrhopalites 266, 287
Parasitengona 78, 82, 83
Parasitica 185, 744
Parasitidae 233, 257, 274, 280, 284
Parasitiformes 76, 77, 79, 80, 87, 257
Parasitina 80, 88, 89
Parasitus 257, 274, 284
Paraspania 630
Parasparatta 635
Parasyntomon 765
Parasyphraea 683
Paratachycampa 266, 287
Paratachys 269, 300
Paratanaidae 506, 507, 510
Paratanais 511
Paratanaoidea 498, 510
Paratennoides 421
Paratenodera 412, 413
Paratetracnemoidea 741
Paratheridula 256
Paratrechina 272, 275, 278, 293, 319, 323
Paratrechus 279, 283, 285, 290, 291, 302, 310, 313
Paratrichogramma 749
Paratropa 407
Paratropinus 654
Paratrytone 42
Paratydeidae 82
Paravachonium 256, 299, 307, 308, 418, 427
Parawithius 422, 429
Paraxylobates 451, 466
Parazanthopsis 166, 167, 173
Parazaona 256, 320, 321, 421, 429
Parchicola 683
Pardalophora 616
Pardosa 67, 254, 277
Paresia 718
Pareuptychia 408
Parholaspididae 257, 280, 284
Parhydraenida 643
Parhypochthonata 85
Parhypochthoniidae 260, 321, 442, 461
Parhypochthonioidea 461
Parhypochthonius 260, 321, 442, 461
Parhyposomata 84, 85
Parichoronyssus 257, 280, 281, 283, 284, 288, 311-313
Parides 39
Parisopsalis 630
Parlatoria 754, 755
Parnara 215
Parodites 654
Paroecanthus 624
Paroligoneurus 719
Paromalus 269, 284, 312, 314, 651, 657
Paronella 183, 265, 274, 280-282, 285, 292
Paronellidae 265, 273, 274, 276, 280-282, 285, 288, 292, 307, 311, 314, 318, 324-326
Paropomala 612
Partamona 272, 305, 386, 408, 412, 413
Passalidae 270, 301, 312, 314, 408, 411, 669
Passalozetes 450, 466
Passalozetidae 260, 280, 450, 466
Passalus 270, 301, 369, 408, 411, 412
Patanga 413
Paucipodia 52
Pauliniidae 608
Paurometabola 116
Pauropidae 297
Pauropoda 238, 239, 264, 570, 572
Pauropodidae 264, 274
Pauropus 264, 274
Pavlovskyella 258, 285
Pawenus 741
Paxillus 369, 408
Pectinophora 752
Pectocytheridae 552
Pedaliodes 40
Pediculidae 407
Pediculus 386, 407, 410, 413
Pedicythere 526
Pedies 407, 614
Pedilia 683
Pedinotus 719
Pediobius 726, 730
Pediocetes 623
Pedrocortesella 445, 463
Pedrocortesellidae 445, 463
Pedrocortesia 445, 463
Pegasiadion 612
Pegoscapus 728
Pelastoneurus 765
Pelmatellus 269, 314
Pelocoris 268, 317
Pelonomus 269, 304
Pelopoidea 468
Peloppia 464
Peloppiidae 447, 464
Pelorbates 451, 466
Peloroepodes 271, 294, 762, 764
Peloroepodinae 762, 764
Peltocare 161
Peltodytes 408
Peltoaster 223
Pellobunus 257, 286, 287, 291
Pellona 566
Pellucistoma 552
Pemphigus 412
Penaeus 215
Penicillata 569, 570, 572, 573
Penicillium 234
Pentacentrinae 608, 624
Pentagonica 269, 301
Pentascelis 408
Pentastomida 94, 99, 105, 501
Pentatomidae 268, 282, 408, 410
Pentazonia 262, 570, 572
Pentelicus 742
Penthaleidae 83
Penthetria 311
Pentodon 412, 413
Peplogyptus 652, 657
Pepsis 273, 320, 322, 386, 413
Peracarida 97, 102, 103, 105, 107, 108, 111, 164, 171, 182, 471, 473, 486, 497, 503, 504
Perates 259, 283, 319
Peratocytheridea 531, 548
Percichthyidae 566
Percichthys 566
Perditorulus 730, 731
Peregrinus 743
Pereute 39
Pergalumna 260, 324, 454, 468
Pergamasus 257, 280
Pericompsus 269, 284
Peridontodesmidae 263, 280, 281, 302, 308, 310
Peridontodesmus 262, 263, 299, 302, 310, 594
Periglischrus 235, 258, 273, 275, 276, 279-281, 283-285, 288, 289, 291, 293, 302, 306, 311-313, 318, 321, 322
Perilampidae 727, 732
Perilampus 732
Perilitus 719
Peripatopsis 66
Peripatus 65, 67
Periplaneta 267, 285, 296, 307, 312, 369, 377, 386, 389, 399, 407, 412, 413, 632
Periscelididae 186
Periscelis 186
Perissocytheridea 523, 531, 548
Perissopalla 259, 319
Perithemis 266, 317, 318
Pexirus 614
Perkinsiella 743
Perlidae 267, 290
Perlohmannia 443, 462
Perlohmanniidae 443, 462
Perlohmannioidea 462
Perrhybris 39
Perspicytherois 548, 555
Pertinax 408
Perturbator 183
Perutritia 433, 442, 461
Petaloptera 407, 622
Peucestes 622
Peuceitia 254
Phacopida 152, 155, 157, 161
Phacopina 151, 155, 157
Phacops 161
Phacorhabdotus 553
Phaedrotettix 614
Phaenicia 271, 300
Phaenolauthia 186
Phaeoparia 618
Phalacridae 185
Phalaenidae 294-296, 319, 320, 323-326
Phalangiidae 257, 280, 296, 310, 311, 313, 314, 320, 324
Phalangodidae 257, 275-277, 282-284, 286-288, 290, 291, 293-301, 303, 304, 306-312, 314
Phalangopsinae 290, 294-296, 608, 624
Phaneropterinae 606, 608, 620
Phanerotoma 719
Phaneroturix 612
Phaonia 271, 303, 307
Pharostomina 161
Pharypia 408
Phasmatidae 183
Phasmatodea 116, 118, 183, 629
Phasmatoptera 94
Phasmida 113, 117, 118, 608
Phasmodea 604
Phassus 408, 411
Phasus 366, 367, 369, 386, 412, 413
Phaulex 636
Phaulodimychus 258, 321
Phauloppia 451, 466
Phaulotettix 614
Pheidole 186, 272, 273, 285, 297, 300, 321, 322, 325, 412, 413, 652
Phelister 269, 326, 651, 652, 657
Pheniulus 589
Phenopelopidae 453, 468
Phenopelopoidea 468
Phenrica 683
Pheraeus 41
Pherbellia 272, 309
Pherolides 445, 463
Pheroliodidae 445, 463
Philocleon 614
Philonthus 269, 270, 282, 288, 305, 307, 314
Philophyllia 622
Philoponella 256, 277, 289, 302, 310
Philopotamidae 271, 294, 306
Phlopteridae 267, 317
Phlopterus 267
Philosciidae 262, 325
Philosepedon 186
Philotes 751
Philoxenus 657
Philura 257, 311
Philypnus 566
Phillipsidae 155, 162
Phlaeothripidae 184
Phlebotomus 186
Phlibostroma 612
Phlugis 620
Phlyctocythere 526, 529, 551
Phoberopus 266, 275
Phoebis 39, 408
Phoetaliotes 614
Pholcidae 240, 254, 273-279, 281-316, 318-326
Pholcoma 256, 310
Pholcophora 255, 276, 279, 281, 286, 292, 299, 312, 319, 320, 323, 325, 326
Pholcus 255
Pholeomyia 229, 271, 275, 277, 281, 290, 293, 302, 303, 310, 312, 315
Pholisora 751
Phora 284, 285
Phoracantha 736
Phoridae 186, 271, 280, 281, 284, 285, 303, 307, 310, 311, 319, 321-323, 325, 326
Phormia 383, 413
Phoronida 46, 47, 114
Phospatocopina 535
Phospatocopina 96, 100, 107, 111
Phractocephalus 566
Phreatodesmus 594
Phruxa 622
Phrurotimpus 253, 293, 304
Phryniidae 253, 274-276, 278-283, 285-288, 292, 293, 295-302, 304-326
Phrynocephala 676, 683
Phrynotettix 618
Phrynus 253, 276, 278, 288, 302, 311, 323
Phthiracaridae 260, 273, 280, 282, 292, 293, 321, 442, 461
Phthiracaroida 433, 461
Phthiracarus 260, 293, 442, 461
Phthiraptera 113, 117, 119, 179
Phthorimaea 752
Phthyrcaridae 297
Phyciodes 39
Phydans 676, 683
Phylonthus 310
Phylphaga 270, 283
Phylopteris 317
Phyllocarabodes 448, 464
Phyllocarida 94, 97, 101, 105-108, 110, 483, 485, 486
Phyllocistris 736
Phyllochthoniidae 442, 461
Phyllochthonioidea 461
Phyllochthonius 442, 461
Phylloicus 271, 294, 300
Phyllomyza 186
Phyllomyzidae 275, 302, 303, 312, 319, 320
Phyllopalpus 624
Phyllophaga 312, 371, 408, 412
Phyllopoda 94, 105-108, 110, 485, 486

- Phylloptera* 622
Phylloscirtus 624
Phyllotreta 672, 673, 675, 683
 Phylloxeridae 184
Phyllozetes 441, 460
Phymastichus 731
 Phynidae 307
Phyrnocephala 676
 Physcini 754, 757
Physimerus 683
Physocyclus 255, 277-279, 281, 283, 284, 286, 291, 298, 299, 301, 302, 310-313, 321
Physocypria 260, 316, 546
 Phytoseiidae 257, 274, 280, 319, 321, 324
 Pieridae 10, 15, 22, 23, 32, 38, 39, 408, 411, 748
 Pierinae 39
Pieris 413, 751
Piezogaster 408
 Piezotrachelini 696
Pilex 635
Pilagalumna 454, 468
 Pimelodidae 566
Pimelodus 566
Pimpla 723
 Pimplinae 723
 Pinaceae 695
Pinaxister 652, 657
Pinesmus 594
 Pinnotheridae 173
Pintoa 751
Pinus 438
Piona 259, 316, 317
 Pionidae 259, 316, 317
Pioscelus 717
 Piperaceae 192
Pirata 254, 302
Piruna 41
 Pisauridae 183, 255, 318
Piscacris 617
Pistia 701, 703, 704
Pistiacola 701, 702, 704
 Placozoa 114
Plagiogramma 651, 652, 657
Plagiomerus 741
 Plagioneurinae 765
Plagioneurus 765
Planctolpium 420, 428
Planicephalus 268, 326
 Plannipedia 116
Planoxyopes 183
Plasmobates 445, 463
 Plasmobatidae 445, 463
Platencyrtus 741
 Platermaeidae 445, 463
 Platermaeioidea 463
Platermaeus 445, 463
Platynota 752
Platiprosopus 683
Platycopina 535, 554
 Platydesmida 570-573, 589, 597
 Platydesmidae 571, 589, 597
Platydesmus 589
Platyeutidium 657
Platyfrons 746
 Platygastridae 185
 Platyhelminthes 46, 47, 114
Platylodes 445, 463
Platynothrus 444, 462
Platynus 268, 269, 275, 276, 279, 281-283, 286-289, 291, 294, 298-300, 302-304, 307-309, 314
Platycleura 413
 Platypodidae 185, 270, 319
 Platypodinae 651
Platyptilia 752
Platypus 270, 319
Platyseta 259, 324
Platysoma 269, 320, 651
Platystoma 566
 Platyzoa 47
Playaspalangia 733
Plea 268, 317
Plebeia 408, 412, 413
Plebejus 752
Plebulina 752
Plecia 186
 Plectoptera 113, 116-118, 178, 238, 267
Plectotetra 676, 683
 Plectreuridae 255, 275, 312, 313
Plectreurus 255, 275
Plectrotetia 407
Plegaderus 269, 319, 651, 657
 Pleocyemata 171
Pleodamaeus 463
Plesiodamaeus 260, 292, 445, 463
Pleurotus 661, 662, 664
Plicatolinella 161
Plioprojapyx 132
Plodia 748, 751, 752
Ploiaria 268, 302, 315, 322, 326
Plonaphacarus 461
Plusiocampa 266
Plutella 751, 752
Pluviasilva 620
 Pneumoroidea 608, 619
Pnigalio 731
 Poaceae 704
 Poaes 42
Podagrion 733, 734
 Podapolipidae 259, 280, 281
Podium 273, 321
Podocampa 266, 287
 Podocarpaceae 687
 Podocinidae 258, 273, 280
Podocinum 258, 280
Podocinus 273
 Podocopa 237, 260
 Podocopida 535, 545
 Podocopidae 516
 Podocopina 535, 545
Podophthalmus 173
 Podoscirtinae 608, 624
 Poduromorpha 142
 Poeciliidae 566
 Poecilochiridae 258, 296
Poecilochirus 258
Poecilophysis 259, 273
Poecilotettix 614
Poecilus 269, 309
 Poemrantzioida 82
Pogonomyrmex 369, 386, 408, 409, 413
 Pogonophora 114, 115
Pokornyella 550
 Polidesmida 237, 262
Polisotius 408
Polistes 361, 366, 367, 369, 386, 408-410, 412, 413
Polites 42
 Polyaspidae 294, 297
 Polyaspididae 258, 273, 274, 292, 324
Polyaspis 258, 273, 274, 292
Polybia 273, 320, 361, 364-367, 369, 370, 386, 390, 408-413
Polycardiochiles 177
Polycentrepus 294
 Polycentropidae 271, 294, 306
Polycentropus 271, 306
Polycladida 114
Polycope 514
 Polyctenidae 268
Polyctor 41
Polycyrtus 722
Polyderis 184
 Polydesmida 241, 569-573, 578, 579, 590, 596
 Polydesmidae 263, 299, 303, 308, 310, 571, 594
 Polydesmoidea 573
 Polydesmoidea 574
Polydesmus 573, 594, 596
 Polygonaceae 192, 695
Polygonia 39
Polylepiscus 262, 277, 592
Polynema 743, 744, 746
Polynemoidea 185, 744, 746
 Polyneoptera 113, 117, 118, 183
 Polyommatinae 40
 Polyphaga 184
Polyphaga 412, 413, 632
 Polyphagidae 267, 276, 278, 279, 281, 283, 284, 295, 318, 320, 322, 323, 325
 Polyplacophora 50
 Polypterozetidae 446, 463
 Polypterozetoidea 463
Polyrhachis 412, 413
Polyrhaphis 408
 Polytini 705-707, 711
 Polytrichae 437
Polytus 705-707, 709, 711
 Polyxenida 237, 262, 571, 572, 585, 596
 Polyxenidae 313, 571, 585
Polyxylobates 451, 466
 Polyzonida 237, 264, 570-573, 586, 598
 Polyzonidae 264, 304
 Polyzoniidea 598
Pomerantzia 259
 Pomerantiidae 259, 285
Pomerantzisa 285
 Pompilidae 273, 315, 320, 322, 323
Ponera 273, 322, 324
 Pontederiaceae 704
 Pontocyprididae 546
Pontocypris 546
Pontocythere 548
Popilia 349
Popilius 270, 312, 314, 408
Poratioides 263, 595
Porcellio 262, 278, 281, 317
 Porcellionidae 262, 278, 281, 317, 319, 320, 322
Porcellionides 262, 319, 320, 322
 Porifera 114
 Portunidae 173, 566
Portunus 173
Potamalpheops 261
 Potamidae 261, 302
Potamocarcinus 261
Potamocypris 546
Potamotrygon 566
 Potamotrygonidae 566
Poterpes 264
Pozodesmus 262, 283, 594
Praon 715, 718
Praos 636
Prasona 683
Prehepatus 168, 172
Prepona 40
Prepopharus 659, 661, 667
Prerostichus 300
Prestonia 38, 39
Prestwichia 748
 Priapula 46-48, 57, 114
 Priapulida 114, 115
Primicimex 267, 284
Prionomastix 741
Prionomitus 742
Priscansermarinus 95, 101, 110
Priscotama 183
Pristocuthophilus 266, 619
Pristomerus 722
Proarchus 765
Proarna 370, 408, 412
Procambarus 261, 275, 276, 283, 288-290, 293, 296, 298, 311, 312, 314
 Procampodeidae 138
Procampylaspis 480
Proceras 412, 413
Procerata 751
Procerus 413
Procolobostema 186
Procolpita 618
Proconiini 744
Procornetes 464
 Proctolabinae 608, 617
Proctolabus 617
 Proctotrupidae 185
Proctrotetia 371
Procytheris 531, 550
 Prochilodontidae 566
Prochilodus 566
Prochiloneurus 741
Prodecatoma 732
Prodinychus 258, 326
 Prodoxidae 22
Proeliodesmus 592
 Proetida 152, 155-157, 159
Profidia 184
Proisotoma 265, 274, 280, 282, 300, 325
 Projapygidae 138
 Projapygoidea 140
Prolabia 635
Promesonachilis 134
Promicrogaster 720
Pronepos 183
Pronotalia 731
Propago 183
Propelops 453, 468
Propiasus 683
Propioselops 257, 274, 319
Proplebeia 185
Propontocypris 528, 547
Proptomaphagus 270, 288, 298
Prorocorypha 612
 Proscopiidae 608
 Proscopioidea 608
Prosocer 183
Prosontes 311
Prosopocera 408
Prosopodesmus 263, 595
Prosparatta 635
Prospheua 618
Prostemmiulus 264, 274, 275, 586
Prosthacusta 624
Prostigmata 76-83, 85, 237, 258, 432
Prostocuthophilus 279
Protacarus 77
Protaegla 172
Protaetia 412, 413
Protapanteles 717
Protaphorura 265, 279, 280, 284, 286, 291, 293, 314
 Proteaceae 687
Proteononcha 528, 547
 Proteonematalycidae 81
Proterhinus 686, 687
Proterops 719
Proterorhagidia 259, 279
Proterorhagidiidae 259, 279
Protocallianassa 172
Protocytheretta 531, 547
Protogamasellus 257, 280
Protographium 39, 408

- Protomicroplitis* 720
Protoneura 266, 318
Protosphiracarus 461
Protophthora 441, 461
 Protophoridae 441, 461
 Protophoroidea 433, 460
Protoribates 451, 466
 Protoribatidae 451, 466
 Protoschizomidae 253, 283, 298-300, 304, 306, 307, 309, 310
Protoschizomus 253, 306, 307, 310
Protostomia 46, 47, 54
Prototama 183
Prototritia 433, 441, 461
Protozetes 447, 464
 Protozoa 190
Protrichomiscus 281
Protopropsocus 267, 286
Protura 113, 115-118, 123-128, 132, 135-138, 140-143, 570
Protynarichoides 742
Provedoria 161
Proviadana 622
Proxis 408
Psalidister 657
Psalidiphora 635
Psalis 635
Psammocythere 552
 Psammocytheridae 552
Psammocharinae 323
Psammokalliapseudes 510
Pselaphacus 661, 663, 665
 Pselaphidae 185, 270, 281, 284, 297, 308, 310
 Pselaphognatha 262
Pselaphus 270, 284
Pseliodes 262, 295
 Pselioididae 262, 295
Psephodacne 665
Pseudachorutes 265, 291, 292, 321
Pseudamplinus 262, 314
Pseudanthera 360
Pseudaphycus 736, 741
Pseudatrichia 272, 297
Pseudaugochloropsis 273, 324
Pseudectroma 741
Pseudencyrtoides 742
Pseudencyrtus 742
Pseudhomalopoda 741
Pseudister 652, 657
Pseudleptomastix 742
 Pseudoagnostidae 161
Pseudoagnostus 161
Pseudobonzia 258, 273
 Pseudocaeiliidae 184
Pseudocellus 256, 275, 276, 301, 303, 306, 308, 315, 316, 319-324
 Pseudococcidae 184, 735, 736
Pseudococcobius 741
Pseudocoelomata 47
Pseudocuma 480
 Pseudocumatidae 480
Pseudocythere 547
Pseudochalcura 729
Pseudocheiridium 418
Pseudocheylidae 82, 259, 285
Pseudocheylus 259
Pseudochiridiidae 418, 420, 423, 424
Pseudochiridium 420
Pseudochironomus 271, 324
Pseudochthonius 318, 418, 427
Pseudodibolia 683
Pseudognaptodon 719
Pseudometa 253, 256, 302, 305
Pseudometagea 729
Pseudomops 267, 275, 309, 407
Pseudomyrmex 192, 199
Pseudonototanaeis 511
Pseudophyllinae 606, 608, 622
Pseudopimelodus 566
Pseudopirnodus 452, 467
Pseudoplatystoma 566
Pseudoplusia 751, 752
Pseudopsammocythere 526, 548
Pseudorhynchia 676, 683
Pseudoscorpionida 183, 237, 256, 417
Pseudosinella 264, 265, 273, 274, 277-279, 281-310, 312-314, 319, 321, 322, 324-326
 Pseudosphyrapinae 510
Pseudosympycnus 765
Pseudotanaididae 500, 506, 507, 510, 511
Pseudotanaeis 501, 511
Pseudothelphusa 261, 280, 302
Pseudothelphusidae 261, 275, 276, 280, 302, 312
Pseudotocepheus 448, 465
 Pseudozeuxidae 498, 510, 511
Pseudozeuxo 511
 Psilaphidae 314
Psiloccephala 272, 319, 320, 322-325
Psilocera 733
Psilochalcis 729
Psilochorus 229, 255, 277-279, 281-283, 285, 297
Psilotettix 614
Psiniidia 616
 Psocidae 267, 278
 Psocodea 116
 Psocomorpha 183
 Psocoptera 113, 117, 119, 183, 238, 267, 637, 669, 670, 747, 748
Psolæssa 612
Psorophora 271, 318, 319, 326
 Psoroptides 86
 Psychidae 22
Psychoda 186, 271, 293
 Psychodidae 186, 271, 277, 287, 290, 293, 302, 304, 309, 311, 313, 315, 322
Psychomastax 618, 619
Psyllaephagus 735, 736, 741
Psylochorus 289
 Psylophyta 78
 Psyllidae 184, 736
Psylliodes 675, 683, 684
 Psyllipsocidae 183, 267, 275, 277, 279, 286, 287, 290, 302, 305, 315, 318
Psyllipocus 183, 267, 275, 277, 279, 286, 287, 290, 302, 305, 315, 318
Ptarmigania 161
Pteracarus 259
Pterellipsis 272
Pterigocythereis 526, 547
 Pterobranchia 114
 Pterochthoniidae 442, 461
Pterochthonius 442, 461
Pterodoras 566
 Pterogasterina 437
Pterolaxa 555
 Pterolychoidea 86
 Pteromalidae 185, 725, 727, 732
Pteromalus 733
Pteronemobius 624
Pteronotus 232-235
Pteronymia 40
Pterophylla 605, 606, 623
 Pteroptriciini 754, 757
Pteroptrix 754, 757
Pterostichus 269, 298-300, 309
Pterourus 39
Pterygocythereis 529, 531
 Pterygosomatoidea 82
 Pterygosomidae 259, 286
 Pterygota 115-118, 123-125, 126, 129, 132, 134-141, 143, 183, 266
Pterygotus 206
Pteryx 270, 311
Ptesimogaster 719
 Ptiliidae 185
Ptilobaptus 721, 722
Ptilodactyla 270, 282, 287, 294, 301, 309, 310, 315
 Ptilodactylidae 185, 270, 280, 282, 287, 294, 301, 309, 310, 315
Ptilomymar 744, 746
 Ptiloneuridae 267, 277
 Ptiliidae 270, 280, 311, 321
 Ptinidae 270, 278, 279, 283, 287
Ptomaphagus 229, 270, 274, 275, 277, 281-283, 286, 287, 291, 293, 295-297, 299-309, 321, 325, 326
 Ptyctima 433
 Ptyctimina 433, 438
 Ptychioteridae 280
Ptychoparia 161
 Ptychoparidae 160, 161
 Ptychopariida 152-154, 160-162
 Ptychopteridae 271
Pulaeus 258, 285
Pulex 179, 272, 274, 297, 318, 321
Pulexencyrtus 741
 Pulicidae 272, 274, 297, 318, 319, 321
Puliciphora 271, 310, 326
Pulvinister 654
Pumilocytheridea 547, 548
 Puncioidea 524
Purex 635
Puriana 525, 529, 531, 553
Pycnoderes 743
Pycnopalpa 622
Pycnoscelus 267, 285, 288, 296, 303
 Pygidicranidae 629-632, 634
 Pygidicranoidea 628, 634
 Pycnogonida 80
Pygocentrus 566
 Pygocephalomorpha 102, 103, 107, 111
Pygostolus 719
Pyragra 634
 Pyragrinae 632, 634
 Pyralidae 22, 408, 411, 748
 Pyrginae 41
Pyrgocorypha 407, 620
 Pyrgodesmidae 263, 275-277, 282, 283, 286, 288, 293-298, 300-304, 306-310, 313, 320, 321, 323-325, 571, 576, 595
 Pyrgomorphidae 608, 617
 Pyrgomorphinae 608, 618
Pyrgotettix 618
Pyrgus 752
Pyrophorus 408
Pyroppia 448, 464
 Pyrrhocoridae 268, 277, 296, 306
Pyrrhogyra 40
Pyrrhopyge 41
 Pyrrhopyginae 41
Pythonides 41
Q
Quadracythere 525, 528, 553, 554
Quadrastichus 731
Quadriviso 262, 292, 293
Quadroppia 449, 465
Quadroppiidae 449, 465
Quadrus 41
Quasimellana 42
Quercus 651
Quesada 408
R
Rachiplusia 752
Radfordiella 235, 257, 275, 280, 283-286, 288, 289, 291, 312, 313
Radien 277, 278, 293, 301
Radimella 528, 550, 551, 553
 Ragionidae 280
Ragnogneta 448, 465
Ramsdelepidion 134-136, 143
Ramusella 449, 465
Ranatra 268, 317, 318
Ranina 165, 166, 172
 Raninidae 172
 Raninoidea 172
 Raphidioptera 113, 116, 117, 119, 179
 Raphidophoridae 288, 303, 304
 Raphignathidae 259, 324
 Raphignathoidea 82
 Raymondionymidae 694
 Raymondionyminae 701, 702, 704
 Raymondionymini 702
Reddellobus 264, 289, 290, 586
 Redlichiida 152, 154, 157, 160, 161
Reductoriopoda 439, 452, 467
 Reduviidae 184, 268, 278, 279, 285-287, 291-293, 295, 298, 302, 311, 313-315, 320, 322, 326
 Reduviinae 286, 295
Reduvius 268, 279, 286
Rehbachella 95, 99, 107, 108, 110
Reichenbachia 270
Remella 41
 Remipedia 94, 97-99, 105-108, 110, 486
 Remopleuridae 161
Reninus 651, 652, 657
Repipta 298
 Reptantia 94, 103, 107, 111
 Resistencia 684
 Reticulocopia 535
Retropluma 166
 Retroplumidae 173
Retusigaster 717
Rhabdpepyris 272, 320
 Rhabditophora 47
Rhabdotettix 614
Rhabdouraea 485, 491
 Rhabdura 138
Rhachicreagra 617
Rhachidomorpha 263, 314, 593
 Rhachodesmidae 263, 275, 279, 282, 286, 287, 290, 291, 293-301, 303-310, 312, 314, 320-325, 571, 593
Rhachodesmus 263, 312, 593
Rhadinaphelenchus 706
Rhadine 269, 278, 279, 286, 287, 301, 307
Rhagidia 259, 280, 292, 299
 Rhagidiidae 259, 273, 274, 280, 282, 286, 287, 292, 299, 319, 322, 324
 Rhagionidae 272, 279
Rhagovelia 268, 283, 294, 309
Rhamdia 566
Rhammatocerus 407, 604, 612
Rhantus 370, 408
Rhaphandra 591
 Rhaphidophoridae 233, 266, 275-279, 281-284, 286, 287, 291, 293-295, 298, 299, 301, 307, 608, 619
 Rhaphiinae 762
Rhaphiodon 566
Rhetus 40
Rheumatobates 267, 317, 318

- Rhcnoderma* 618
Rhinandrus 271, 320, 322, 323, 325, 326
Rhinchitis 412
Rhinocillus 412, 413
Rhinocricidae 264, 298, 299, 300, 301, 316, 322, 325, 571, 587
Rhinocricus 264, 298-301, 316, 322, 587
Rhinostomini 705-707, 709, 710
Rhinostomus 705-710
Rhinotermitidae 183
Rhinotia 687
Rhinotiodes 687
Rhinotmetus 684
Rhinotus 586
Rhizocephala 94, 100, 107, 474
Rhizoglyphus 295, 297
Rhizopoda 432
Rhizorhina 492, 494
Rhodacarellus 258, 273, 274
Rhodacaridae 258, 273, 274, 290, 297
Rhodacarus 258, 273
Rhodobaenus 705-709, 711, 712
Rhopalidae 408
Rhopalocera 5, 19, 33
Rhopalotria 685-688
Rhopalopsyllidae 179
Rhopus 742
Rhyacionia 751
Rhyacolabinae 636
Rhyacolabis 636
Rhyacophilidae 408
Rhymbus 269, 321
Rhymosia 271, 298
Rhyncophorus 408, 411, 412
Rhynchitidae 694
Rhynchitis 413
Rhynchobelba 449, 465
Rhynchophorinae 705-707, 709, 710
Rhynchophorini 705-707, 711
Rhynchophorus 705-709, 711
Rhynchoribates 449, 465
Rhynchoribatidae 449, 465
Rhynia 78
Rhyniella 130
Rhysodesmus 263, 286, 293, 295, 296, 299-301, 307, 574, 591
Rhysotritia 260, 274, 280, 282, 438, 443, 461
Rhyssinae 723
Rhytidothorax 741
Rhytioidus 566
Ricinoididae 256, 275-277, 279-281, 292, 295, 296, 298, 299, 301, 303, 304, 306-308, 315, 316, 319-324
Ricinulei 75, 76, 237, 256
Richardsonella 161
Ridens 41
Riodininae 40
Ripipteryginae 608, 619
Ripipteryx 619
Rizoglyphus 259
Robustochelus 259, 324
Rodriguezia 261, 275, 302
Rogadinae 717, 720
Rogas 720
Romalea 370, 407
Romaleidae 606, 608, 618
Romaleinae 606, 608, 618
Romanobates 451, 466
Roprocerus 733
Rosaceae 687
Rosensteiniidae 259, 282, 285, 286, 295, 304, 324
Rostrozetes 260, 292, 302, 451, 466, 467
Rotifera 47, 114
Rotoitidae 725
Rotschildia 409
- Ruandella* 741
Ruppia 506
Ruspolia 412, 413
Russula 662
Rutaceae 695
Rutelinidae 408
Rymosia 295, 297
- S**
- Sabulodes* 752
Sacadodes 751
Sacculina 223
Sacculobates 260, 292, 321, 445, 463
Saccharicoccus 736
Saccharosydne 751, 752
Sadocephus 446, 463
Saera 741
Sagona 622
Sahnia 548
Sakophallus 594
Saldidae 184
Salina 183, 265, 280, 307
Salminus 566
Salmo 399, 566
Salmonidae 566
Saltatoria 266
Salticidae 183, 255, 277, 302, 306, 312
Saltipedis 510
Salvadoria 263, 277, 594
Salviniaceae 704
Samia 752
Sancassania 259, 282, 284, 285
Saprininae 649, 653
Saprinus 269, 320-322, 325, 651, 652, 657, 658
Saproglyphidae 259, 284, 292, 326
Sarakas 635
Sarcionus 765
Sarcophaga 412, 413
Sarcoptidae 259, 285, 286
Sarcoptiformes 76, 77, 81, 85, 86
Sarcoptoidea 86
Sargentia 715
Sarsinebala 486-488
Satamoperca 566
Saturniidae 22, 408, 411
Satyridae 271, 284, 408
Satyriinae 40
Saukia 161
Saukidae 161
Sayapion 695-698
Sbordonia 257, 277
Scalidophora 48
Scapheremaeus 434, 439, 450, 455, 466
Scaphengis 659-661, 663-665
Scaphidiidae 185, 270, 284, 308, 313
Scaphisoma 270, 308
Scapicoelis 654
Scapsipedus 413
Scaptotrigona 361, 386, 408, 410, 412, 413
Scarpulicambarus 261, 298
Scarabaeidae 270, 277, 280-283, 293-295, 300-303, 307, 309, 310, 312, 314, 322, 323, 325, 408, 631
Scatophora 272, 285
Scatopse 186
Scatopsidae 186, 272, 285
Scelidopsis 684
Scelionidae 185, 273, 305
Scenopinidae 272, 297
Sciaenidae 566
Sciapodinae 763
Sciapus 764
Sciara 186, 272, 309, 321, 322, 325
- Sciaridae* 186, 272, 275, 279, 285, 287, 289, 294, 300, 303, 308, 309, 311, 313, 321, 322, 325
Sciomyzidae 272, 309
Scirpus 704
Scirtes 269, 308
Sclerosomatidae 284
Scobinopus 587
Scolia 204
Scolopendra 262, 285, 295, 320
Scolopendridae 262, 281, 285, 295, 320
Scolopendrides 262, 287, 295, 299, 300
Scolopendromorpha 237, 262
Scolytidae 185, 321
Scolytinae 761
Scopaeus 270, 301
Scorpiones 237, 252
Scorpionida 79, 183
Scotorythra 752
Scrasipedus 413
Scrobipalpa 751, 752
Scrobipalpula 751
Scudderia 407, 622
Scutabelbidae 274
Scutacaridae 259, 273, 274, 281, 282
Scutellista 733
Scutigera 229, 262, 281, 282, 286, 313
Scutigereida 238
Scutigera 264, 287, 304-306
Scutigereillidae 264, 273, 287, 289, 290, 304-306, 315, 317, 326
Scutigera 262, 281, 282, 284, 286, 311, 313
Scutigereomorpha 237, 262
Scutoverticidae 182, 450, 466
Scydmaenida 315
Scydmaenidae 185, 270, 275, 276, 289, 295, 297, 299-302, 310-312
Scydmaenus 270, 289, 302, 315
Scylaceus 254, 277
Scylla 173
Scyphophorus 366, 367, 369, 408, 411, 705-709, 712
Scytodes 255, 296, 307, 310-313, 318, 320, 321
Scytodidae 255, 275, 296, 307, 310-313, 318, 320, 321, 325
Schaefferia 265, 281, 284, 288, 302, 313
Shalleria 447, 464
Schelorbates 182, 260, 273, 281, 285, 321, 452, 457, 467
Schelorbidae 182, 260, 452, 467
Schizocuma 480
Schizocytheridae 552
Schizodon 566
Schizogenius 269, 300
Schizoglyphoidea 86
Schizomida 237, 253
Schizomidae 276
Schizomus 275-277, 281, 283, 285-290, 305, 310-313
Schizopelma 287, 288, 293, 296, 299, 301, 303-305, 308
Schizopetalidae 571, 589
Schizophragma 746
Schizopteridae 184
Schizoramia 115
Schizotrema 472, 480
Schizozetes 447, 464
Schlechtendalia 412, 413
Schlerochilus 552
Schoettella 265, 283, 324, 325
Seclitoclava 741
- Segestriidae* 255, 312
Seira 265, 274, 279, 282-284, 292, 313, 319, 321, 322, 326
Sejina 87, 88
Selenophorus 269, 314
Selenopidae 255, 287, 288
Selenops 255, 287, 288
Sellnickochthonius 461
Semeiochernes 256, 295, 296, 303-305, 307, 421, 429
Semicytherura 549, 550
Sendaphne 720
Seorsus 167
Sephina 408
Serianus 418, 420, 428
Sericostomatidae 186
Serraceniaceae 192
Serrasalmus 566
Shaenomicola 522
Shenahetia 742
Shilora 311
Shotwellia 616
Shumardia 161
Shumardidae 161
Sierresmus 594
Signiphora 733
Signiphoridae 185, 727, 733
Silis 184
Silpha 270, 280, 294, 312, 309, 314
Silphidae 270, 280, 294, 309, 314
Silvanidae 270, 319
Silvitettix 612, 613
Simoccephalus 260, 316
Simuliidae 280
Sinaloa 614
Sinelobinae 510
Sinelobus 506, 510
Sinella 265, 280, 292, 319, 321, 325, 326
Sinelle 280
Sinoeca 408
Sipalinus 706
Siphonacme 589
Siphonaptera 113, 116, 117, 119, 179, 238, 272, 672
Siphoniulida 570-572, 578, 589, 599
Siphoniulidae 571, 589
Siphoniulus 589
Siphonocryptidea 598
Siphonophora 264, 303, 304, 321, 589
Siphonophorida 570-572, 589, 599
Siphonophoridae 264, 303, 304, 321, 571, 589
Siphonotidae 571, 586
Siphonotus 264, 304, 586
Sipuncula 47, 114, 115
Sironidae 287, 288
Sirula 258, 273
Sisenes 270, 311
Sitophilus 705-709, 711
Sitotroga 751, 752
Skalistes 636
Skara 95, 100, 106, 107, 110
Smardiidae 259, 277
Sminthuridae 266, 280-282, 284, 287, 292, 294, 295, 297, 299
Sminthurides 266, 280-282
Sminthurididae 266, 282
Sminthurinus 266, 282
Sminthurus 266, 282, 292, 294, 295, 297
Sodakus 168, 172
Solaenogona 590
Solenopsis 273, 275, 285, 289, 290, 298, 302, 323-325, 412, 413, 652
Solenozetes 435, 445, 463
Solinus 420, 428
Solubea 408

- Sombrellera* 160
Sonoraspis 161
Sossipus 254, 314
Sotanochoctas 252, 300
Sotanoostenochrus 253, 299, 300, 303, 304, 307
 Spaeroceridae 307
Spaeromicola 293, 294
 Spaeroniscidae 295, 307
Spalangia 726, 733
Spalangipelta 733
Spanglerina 643
Sparatta 635
 Sparattinae 635
Sparattini 635
Spathicopsis 717
Speiseria 272, 285, 305
Spelaeogriphacea 103, 111, 504
Spelaeomysis 261, 288, 302, 307
Spelaeorhynchidae 258, 295, 302, 313, 320, 321
Spelaeorhynchus 241, 258, 295, 302, 313, 320, 321
Speleocola 259, 284
Speleomysis 299, 301
Spelocteniza 254
Spelopelma 256, 288, 289, 294-296
Speocirolana 261, 262, 278, 279, 286, 289, 293-296, 298-301, 303, 304, 306, 307-309
Speocolpodes 269
Speodesmus 263, 287, 303, 307
Speonebalia 487, 488, 492
Spermophora 319, 323
Speyeria 39
Sphaeridia 266, 282
Sphaeriodesmidae 263, 275-277, 283, 287-289, 299, 300, 303-305, 307-309, 311, 314, 320, 571, 573, 592
Sphaeriodesmus 263, 275-277, 283, 287, 289, 303-305, 307-309, 314, 320, 574, 592-593
Sphaeroceridae 186, 272, 283, 285, 287, 297, 300, 308, 309, 319
Sphaerochthoniidae 260, 273, 274, 282, 285, 319, 322, 441, 461
Sphaerochthonius 260, 273, 274, 282, 285, 319, 322, 441, 461
Sphaerolana 262, 278, 287
Sphaerolichidae 81, 292
Sphaeroma 171
Sphaeromicola 260, 286, 294, 295, 297-304, 306-308
Sphaeromidae 171
Sphaeroniscidae 262
Sphaeronychus 684
Sphaerotheriida 570, 572, 573, 596
Spharagemon 407, 616
Sphécidae 273, 281, 320, 321, 361, 408
Sphenacris 617
Sphenarium 350, 361, 366, 367, 370, 371, 386, 392, 399, 407, 410-413, 605, 618
Sphenophorini 705-707, 711
Sphenophorus 705-709, 712
Sphenotettix 618
Spherarmadillo 262, 295, 307
Spheterista 752
Sphinctobelus 687
Sphingidae 10, 22, 271, 408
Sphodrocephus 446, 463
Sphaeroides 566
Sphyrapidae 510
Spicipalpia 186
Spilocuma 475, 478, 479
Spilodiscus 652, 658
Spilopyrinae 671
Spinibdella 258, 273, 322
Spinoppia 451, 466
Spinturnicidae 233, 235, 258, 273, 275, 276, 279-281, 283-286, 288, 289, 291, 293, 294, 302, 305, 306, 311-313, 318, 321, 322, 326
Spinturnix 235, 258, 283, 285, 286, 291, 305, 313
Spiralia 46, 47, 48, 54
Spirobolida 237, 264, 570-573, 586, 598, 599
Spirobolidae 279, 281, 282, 571, 586
Spirobolus 587
Spirostreptida 237, 264, 570-573, 587, 599
Spirostreptidae 264, 274, 276, 277, 282, 299-301, 304, 309, 315, 320-325, 571, 588
Spirostreptidea 573
Splendeptychia 40
Spodoptera 408, 748, 751, 752
Spondyliaspidae 736
Spongiphora 635
Spongiphoridae 629, 631, 632, 635
Spongiphorinae 635
Spongovostox 635
Spyrapidae 498
Squamiferidae 262, 275, 276, 296, 313, 316, 319, 320, 322-325
Stallingia 42
Stammoderus 270, 276, 277, 301
Staphylinidae 178, 185, 270, 276-280, 282-284, 286-288, 294, 297-303, 305-314, 320, 321, 324-326, 408, 631, 644, 645, 662
Staphylinoida 641
Staphylinus 270, 294, 311
Staphylus 41
Statilia 412, 413
Stator 752
Steatoda 256, 277
Steganacarus 433, 442, 461
Stegnea 684
Steirodon 622
Stelechobates 452, 467
Stelidota 270, 310
Stemmatosteres 742
Stemmiulida 237, 264, 570-572, 586, 598
Stemmiulidae 264, 274, 275, 571, 586
Stemmops 256, 303, 310
Stenacris 613
Stenagria 270, 314
Stenammas 186
Stenapion 696, 699
Stenasellidae 262, 278, 287, 288, 297, 306, 314
Stenobelus 687
Stenocorse 719
Stenocypria 546
Stenocypris 260, 315, 546
Stenochrus 239, 253, 273-276, 280, 286-288, 291-293, 295-297, 299-302, 305, 306, 310-313, 315-326
Stenodesmus 591, 592
Stenodontes 408, 411-413
Stenohebrus 184
Stenommatius 705, 707, 709, 710
Stenomorphus 269, 309
Stenopelmatidae 266, 303, 308, 314, 407, 608, 619
Stenopelmatinae 608, 619
Stenopelmatopterus 619
Stenopelmatus 267, 303, 407, 619, 620
Stenopelmini 701, 702
Stenopelmus 701, 702, 704
Stenopholea 270, 305
Stenoplatynus 269, 279, 281, 283
Stenopodida 103, 111
Stenopodinae 320
Stenopola 613
Stenopsyche 386, 412, 413
Stenus 270, 280, 311, 313
Stephanodes 744, 746
 Sterculiaceae 687
 Sternaspididae 50
Sternocoelopsis 654
 Sternophoridae 418, 420, 423, 424, 428
Sternophorus 420
Sternopsylla 272, 286
 Sternorrhyncha 184
Stethynium 743, 744
Stichtoptychus 184
 Stigmaeidae 259, 282, 285
Stigmaeus 259, 282, 285
 Stigmocheylidae 82
Stilicolina 270, 286, 294, 297-301, 303, 307-309
Stilpnochlora 407, 622
Stinga 42
Stoaplax 166, 173
Stolidosoma 765
 Stolidosominae 765
Stomatoceras 272, 324
 Stomatopoda 94, 101, 102, 107, 110
Storena 256, 310
Strabala 684
Strandesia 260
 Stratiomyidae 272, 321-323, 408, 411
Strebla 272, 281, 283, 285
 Streblidae 233, 235, 272, 273, 275, 277, 279-281, 283-286, 294-297, 302, 304, 305, 310-312, 314, 318-320, 322, 323, 325, 326
 Strepsiptera 113, 116, 117, 119, 179
Streptococcus 392
Striariidea 573
Striatoppia 326, 449, 465
 Stromboscerinae 706
Strongyloides 263, 293, 294, 299, 301, 303-310, 593, 594
 Strongylopsalinae 635
Strongylopsalis 635
Strongylosomus 659, 661, 666
Strotarchus 253, 278, 288, 306
Strotocephalus 161
Strymon 751
Stygnomma 257
Stygnopsis 257
 Styloidesmidae 263, 293, 298-300, 313
Styloptocuma 479
Styppiura 729
Suctobelba 260, 293, 449, 465
Suctobelbella 449, 450, 465
 Suctobelbidae 260, 293, 449, 465
Suctobelbila 450, 465
Suetes 684
 Suidae 179
Suidasia 259, 324
Sulcuncus 264, 324
Sumidero 263, 299, 303, 304, 307, 594
Suphisellus 408
Suspira 253
Sussaba 722
Swammerdamella 186
Syariniidae 256, 276, 284, 305, 307, 322, 326, 418, 424, 428
Sylenochrus 306
Symbiopsis 40
Symbolia 765
Sympetrum 412, 413
Symphylister 654
Symphyla 66, 68, 142, 238, 239, 264, 570
 Symphytognathidae 287, 312
Sympiesis 731
 Symplyleona 142
Symphodomma 480
Sympycnidelpus 765
 Sympycninae 765
Sympycnus 765
Synapte 41
 Synbranchidae 566
Synbranchus 566
 Syncarida 94, 97, 102, 105, 107, 108, 110, 486, 504
Synchthonius 442, 461
Synoeca 386, 413
Synopsis 369, 408, 411
Synoptura 263, 275, 276, 595
Synphoroides 161
Syntechma 622
Syntermes 412, 413
Synthesiomia 271, 319
Syntomopus 733
Syntormon 765
Syphrea 684
Syrbula 613
Syrisca 253, 306
Syrphidae 408, 411, 751
Syrphophagus 741
Sysphincta 273, 278
Syspira 277
Systasea 41
Systelloderes 267, 308
Systema 676, 684
 Systeminae 762
Sytode 275

T

- Tabanidae 272, 319
Tabanus 272, 319, 412, 413
Tachardiobius 741
Tachinaephagus 742
 Tachinidae 272, 311, 319, 322, 631
Tachyperus 308
Tachys 229, 269, 275, 276, 278, 281-283, 293, 298-301, 303, 306, 308-310
Tachytrechus 765
Tachyura 269, 281-283
 Tadiini 702
Taeniopoda 361, 386, 407, 410-413, 605, 606, 618
Tafallia 265, 297
 Talitridae 182
Tamarixia 731
Tamaulipeca 721, 722
Tanaella 511
 Tanaellidae 511
 Tanaidacea 94, 102, 103, 107, 111, 163, 164, 171, 497, 498, 503, 504, 506, 510
 Tanaidae 500, 506, 507, 510
 Tanaidomorpha 498, 499, 505, 506, 510
 Tanaina 510
Tanais 501, 504, 510
Tanaissus 511
 Tanaoceridae 608, 619
Tanaocerus 619
 Tanaoidea 510
Tanaoneura 733
Tanaostigma 733
 Tanaostigmatidae 725, 727, 733
Tanaostigmodes 725, 733
Tanapseudes 498, 510
 Tanapseudidae 498, 510
 Tanapseudinae 510
Tancitares 594
Tanella 551

- Taniencyrtus* 742
Tantulocharida 94, 100, 107, 110, 474
Tanyptus 271, 316, 317
 Tanyosphyrini 702
Tanzanapseudidae 510
Taphaeus 717
Tapinoma 273, 301, 408
Tarascolus 587
Tardigrada 46-48, 50, 55, 57, 64, 70, 72, 113, 114
Tarphion 718
Tarsalacarus 259, 283
Tarsocheylidae 259, 273
Tarsocheylus 259, 273
Tarthria 631
Taygetis 40
Tecomatlana 259, 284, 285, 289
Tectocephidae 448, 464
Tectocephus 448, 464, 465
Tectoribates 453, 468
Tegenaria 233, 234, 253, 277-280, 282-285, 287, 290, 291, 294-296, 298, 299, 301, 304, 306, 307
Tegoribates 453, 468
Tegoribatidae 453, 468
Teicophris 618
Teinophaus 617
Tejachernes 256, 274, 313, 418, 421, 422, 429
Tela 617
Telea 408
Telebasis 266, 317, 318
Teleioliodes 260, 321, 445, 463
Telemiades 41
Teleotanaís 511
Telmatettix 619
Telmatoscopus 186, 271, 302
Telyphonidae 310
Temenis 40
Temeritas 266, 299
Tendipes 271, 302
Tenebrio 67, 68, 312, 361, 369, 399, 408
Tenebrionidae 270, 277-279, 281, 282, 284-287, 289-293, 295-306, 308, 309, 311, 312, 319, 320, 322, 323, 325, 326, 408, 670
Teneriffidae 82, 259, 319, 322
Tenuiala 447, 464
Tenuipetiolus 732
Tenulalidae 447, 464
Tepexicarcinus 172
Terapus 652, 658
Teratembiidae 183
Teratoppia 450, 465
Teratoppiidae 450, 465
Terebrantia 184
Teretriosoma 651, 658
Teretrius 651, 658
Termitaphididae 184
Termitaradus 184
Termitidae 183, 267, 407
Termitoxeniidae 214
Ternacaridae 81
Terpnoclorus 674, 675, 684
Tersilochinae 723
Tesnusocarín 97, 98, 110
Tessarotoma 413
Testajapygidae 132
Testajapyx 132, 133, 137
Tetarticlava 741
Tethinidae 186
Tetrablenmidae 255, 273, 274, 310, 312
Tetracampidae 727, 733
Tetracarcinus 167
Tetracneminae 735
Tetracnemoidea 742
Tetracnemus 741
Tetracytherura 549
Tetradontophora 215
Tetragnathidae 255, 289, 305, 313
Tetragoneura 186
Tetragonisca 413
Tetragonodon 555
Tetragonopterus 566
Tetragonotes 674, 684
Tetramerocera 238, 264
Tetramesa 732
Tetrynchoidea 82, 83
Tetraodontidae 566
Tetrapolynema 744, 746
Tetrapus 728
Tetrasphaeropyx 717, 720
Tetrastichus 731
Tetrastigmata 76
Tetrigidae 608, 619
Tetriginae 619
Tetrigodea 608, 619
Tettigidea 619
Tettigoniidae 183, 198, 267, 296, 407, 605, 606, 608, 620, 752
Tettigoniinae 608, 623
Tettigonioida 603, 607, 608, 619
Tettagonia 413
Teucholabis 272, 305, 309, 314, 326
Texola 39
Texoreddellia 266, 278, 307
Thalassia 532
Thalassinidea 172
Thalassocypris 546
Thasus 366, 369, 370, 408
Thaumatoeryllus 624
Thecla 40
Theclinae 40
Thecostraca 100, 101, 105, 106, 110
Thelyphonidae 253, 294, 301, 306
Theocolax 733
Theope 41
Theotima 254, 292, 305, 324
Theraphosidae 234, 256, 275, 280, 283, 284, 287-289, 292-296, 299, 301-305, 308, 314, 319, 323-326
Thercyclops 274
Therevidae 272, 280, 305, 319, 320, 322-325
Theridiidae 183, 256, 275-278, 280, 282, 284, 285, 293, 296, 298-300, 303, 309, 310, 312-314, 317, 324-326
Theridion 256, 275, 282, 300, 312, 314
Theriidae 319
Therioaphis 715, 754
Therion 722
Thermobia 142
Thermocyclops 261, 293, 295, 326
Thermonectes 269, 316, 408
Thermosbaenacea 504
Thessalia 39
Thinophilus 765
Thomisidae 256, 281, 295
Thomomys 652
Thoon 42
Thoracica 94, 95, 100, 101, 107, 110
Thorybes 41
Thraulodes 266, 306, 407
Thrincohyge 386, 412
Thrinulius 589
Thrypticus 759, 761, 764
Thylacocephala 106, 110
Thymoites 256, 293, 325
Thyphlobolidae 289, 290
Thyreophagus 259, 324
Thyrisomidae 260, 274
Thysania 408
Thysanidae 185
Thysanoptera 113, 116, 117, 119, 184, 747, 751
Thysanura 113, 115-117, 124-126, 129, 137, 238, 266, 329, 345, 384, 385
Tibicen 370, 408, 413
Tidarren 256, 276, 293, 312
Tinaspis 161
Tinea 271, 294, 320
Tineidae 186, 271, 274, 281, 287, 289, 290, 294, 305, 307, 310, 314-316, 319-321, 323, 325
Tineobiopsis 731
Tingidae 268, 308
Tinus 255, 318
Tiphallus 263, 298, 300, 594
Tipulidae 186, 272, 286, 299, 300, 305, 309, 311, 312, 314, 326
Titanacris 618
Titanoeca 254, 323,
Tixocoba 254, 274
Toechorichus 722
Toehla 266, 315, 316, 318, 319, 321, 323-326, 624
Toltecolum 587
Tomocobia 733
Tominotus 267, 282, 326
Tomoceridae 266, 291
Tomocerodes 733
Tomocerus 142, 215, 266, 291
Tomonotus 616
Tomopygia 635
Tonacatecutlius 184
Torpacarus 443, 462
Tortricidae 748
Torymidae 725, 727, 733
Torymoides 734
Torymus 725, 734
Touroconcha 551
Toxeumelloides 733
Tracheata 152
Trachelas 254, 325
Trachyleberidea 529, 554
Trachyleberididae 552
Trachyleberis 529, 531, 554
Trachylobium 177
Trachyrhachys 616
Trachytes 258, 324
Trachytidae 258, 295
Transitroides 182
Trechnites 742
Trematodes 412, 413
Trematurella 258, 290, 294, 297
Trematurellidae 258, 290, 294, 297
Tremex 412, 413
Trentepohlia 186
Trepidulus 616
Trepobates 267, 315-318
Trhypochthoniidae 260, 292, 444, 462
Trhypochthonius 444, 462
Triaeris 254, 274, 295, 300, 310
Triangulocypris 546
Triarthrus 154, 161
Triaspis 714, 719
Triassomachilidae 143
Triassomachilis 134
Triassomachiloidea 134, 141
Triatoma 268, 285, 291-293, 302, 320, 326
Tribalinae 649, 653
Tribolium 361
Tricobius 314
Trichaltica 684
Trichapiina 696
Trichapion 695-699
Trichobius 235, 272, 273, 275, 277, 279, 281, 283, 285, 286, 294-297, 302, 304, 305, 310, 311, 318-320, 322, 323, 325, 326
Trichocorixa 408
Trichodactylidae 261, 275, 302
Trichodactylus 275, 302
Trichoderes 408, 411, 412
Trichoderma 233, 234
Trichodres 369
Trichogalumna 454, 468
Trichogramma 725, 747-749, 751
Trichogrammatidae 185, 725-727, 747, 751
Trichogrammatoidea 747, 752
Tricholepidion 129, 134, 138
Trichomasthus 741
Trichomyia 186
Trichoniscidae 262, 276, 281, 287, 293-296, 298-301, 303, 304, 307, 310-313, 316, 319, 320, 322
Trichoniscus 262, 320
Trichopetalidae 264, 282, 290, 291, 293-295, 298-301, 306, 307, 309, 310, 571, 590
Trichophthalmus 687
Trichoplusia 748, 751, 752
Trichopolydesmidae 263, 276, 277, 283, 287, 288, 296, 300, 303, 307
Trichopsocidae 184
Trichopsocus 184
Trichoptera 113, 116, 117, 119, 186, 238, 271, 329, 338, 339, 344-346, 351, 356, 358, 359, 367, 384, 385, 386, 408
Trichoreminis 658
Trichorhina 262, 275, 276, 296, 313, 316, 319, 320, 322-325
Trichoribates 434, 453, 454, 467
Trichospilus 731
Trichthionius 460
Tridactylinae 608, 619
Tridactylidae 267, 280, 608, 619
Tridactylodea 619
Tridactylus 267, 280
Tridenchthoniidae 256, 281, 418, 419, 424, 427
Tridenchthonius 257, 281, 418, 427
Triebelina 531, 546
Triencentrus 623
Triginglymus 551
Trigona 272, 317, 325, 361, 366, 367, 386, 408, 411-413
Trigoniinae 608, 624
Trigonisca 361, 408
Trigonotarbida 78
Trigonura 729
Trigynaspida 87
Trilobita 94, 149, 152, 154
Trilobitomorpha 152
Trimalaconothrus 439, 444, 462
Trimerotropis 370, 407, 410, 411, 616, 617
Trioxys 715, 718
Triplax 661, 662, 666
Tristrididae 608
Tritomaspida 659, 661, 666
Tritominae 661, 665
Trjapitzinellus 741
Troctomorpha 184
Troctopsocidae 267, 286
Trochozoa 46
Trochurus 155
Tribolium 361
Trogidae 271, 279
Trogiomorpha 183
Troglobacanius 269, 301, 302, 305, 307, 308, 653, 658
Troglocormus 252, 253, 293, 306
Troglocubanus 261, 299
Trogloplura 254

- Troglohyia* 256, 276, 288, 418, 427
Troglophiloscia 262, 325
Troglosternus 658
Troglostygnopsis 257, 275, 276, 304, 306, 309, 310
Trogolaphysa 265, 266, 273, 274, 276, 280-282, 285, 288, 311, 313, 314, 318, 319, 324-326
 Trogulidae 257, 284
Trombicula 235, 259, 283, 296, 319, 323, 325
 Trombiculidae 233, 235, 259, 273, 276, 278, 280-286, 289, 296, 302, 307, 309-313, 319, 322, 323, 325
 Trombidiformes 76, 77, 81
 Trombidiidae 259, 273, 280, 282, 284, 285, 292, 294, 295, 297, 313, 319-322, 324, 326
Tropicharis 731
Tropidacris 603
Tropidolophus 617
Tropinotus 407, 411
Tropinus 410
Tropisternus 270, 301, 316, 325, 408
Tropocyclops 261, 293, 295, 315-318, 321, 323, 324
Trox 270, 310
Truncopes 452, 467
Trychosis 722
Trychthonius 441
 Trypanaeinae 649, 653
Trypanaeus 651, 658
 Tubulifera 184
Tullbergia 274
Tumidiclava 749
Turesis 41
Turnerina 38, 42
Turpilia 622
Turpiliodes 622
Tuxemia 260, 324, 451, 466
Tychochernes 421, 422, 429
Tydarren 317
 Tydeidae 83, 259, 273
 Tydeoidea 82
Tylobolus 586
Tylogoneus 263, 277, 283, 296, 306, 310, 594, 595
Tylois 654
Tymmophorus 722
Tympanotermes 408
Tyndarychus 741
Typhedanus 41
Typhlatia 261, 273, 274, 291-293, 315-320, 323, 324, 326
 Typhlolellidae 264, 289, 307, 570, 571, 586
Typhlolellus 586
Typhlochactas 242, 252, 304, 307, 312-314
Typhlogastrura 265
 Typhlogena 572
Typhlopseudothelphusa 261, 275, 276
Typhloroncus 256, 289, 298, 306, 312, 419, 428
 Typhlotanaiidae 498, 507, 510
Typhlotricholigioides 262, 312
Tyrannochthonius 256, 297, 304-306, 312, 313, 418, 427
 Tyroglyphidae 182
Tythyotyle 618
- U**
- Ufens* 749, 752
Ugandobia 259, 285
Ulkeus 654
- Uloboridae 256, 277, 289, 302, 304, 305, 310, 312, 320
Uloborus 256, 304, 305, 312, 320
Umbonia 367, 370, 408, 409
Uncinocythere 260, 261, 289, 290
Unculabes 263, 290, 291, 294-300, 303, 304, 594
 Unduloribatidae 453, 468
 Unionicolidae 259, 316, 317
 Unipeltata 102, 110
 Uniramia 115
Urania 199
 Uraniidae 22
Urbanus 41, 751
Uroactinia 258, 288
 Urochordata 114
Urodiaspis 274, 324
Uroleberis 554
Urolepis 733
Uroobovella 258, 322, 324
Uropoda 233, 258, 283, 316
 Uropodidae 182, 258, 273, 274, 281, 283, 284, 288, 292, 294, 297, 302, 311, 313, 316, 319, 321, 322, 324, 326
 Uropodina 80, 87, 88
Uropolyaspis 258, 322
Uropygi 237, 253
Uroseius 258, 295, 324
Urosigalphus 719
Uscana 749, 752
- V**
- Vacerra* 42
 Vachoniidae 307, 325, 418
Vachonium 256, 315, 319, 320, 321, 325, 418, 427
 Vaejovidae 253, 278, 279, 284, 286, 288, 289, 293, 295, 298, 305, 307, 310, 312, 313, 314
Vaejovis 253, 278, 279, 284, 286, 288, 289, 293, 295, 298, 305, 307, 310, 312, 313, 314
Vagantia 503
Vaghia 454, 468
Vanessa 751, 752
Vargula 520
Varicoxa 684
Vaunthompsonia 479, 480
 Veigaiidae 258, 280
Velia 268, 282
 Veliidae 268, 280, 282, 283, 294, 309, 316, 318
Vellea 622
Vemakylindrus 481
Venezillo 229, 261, 276, 281-283, 287, 289, 295, 313
Vepracarus 443, 462
 Verbenaceae 695
Verres 408
Verrucoides 166, 173
 Vertebrata 114
Vespa 412, 413
 Vespididae 273, 280, 313, 314, 320, 339, 343, 346, 350, 364, 408, 411
Vespita 733
Vespula 349, 361, 366, 367, 369, 386, 408, 412, 413
 Vestrogothina 535
Veterator 183
Viapinnixa 173
Victorwithius 429
Vietoppia 449, 465
Vilerna 617
Villalobosus 261, 289, 290
- Vipiomorpha* 717
Virga 41
Viscainopelmatus 620
Vitronura 265, 280
Vlax 636
 Vonones 257, 314, 321
Voratister 654
Vostox 635
- W**
- Walterianella* 684
Wanneria 154, 156, 160, 161
Wasmannia 199, 200
Watichelus 586
 Watobiidae 262, 313
Wendilgarda 253, 293, 318
Wesmaelia 719
Whartonia 259, 281, 285, 319, 322
 Whiteleggiidae 498, 510
Willemia 265, 281, 295, 302
 Withiidae 418, 422, 424, 429
Withius 422, 429
Wohlfahrtia 383, 413
Wolbachia 748
Woldstedtius 722
Wormaldia 271, 294, 306
Wroughtonia 717
- X**
- Xandaros* 173
 Xanthidae 173
Xanthippus 617
Xanthipus 407
 Xanthochlorinae 762
Xanthomicrogaster 720
Xanthosia 173
Xeniaria 627
 Xenillidae 447, 464
Xenillus 447, 464
Xenopsylla 272, 319
Xenozorotypus 638
Xenylla 265, 274, 280, 282, 316, 321, 322, 324
Xenyllodes 265, 280
Xeracris 613
Xerosaprinus 651, 658
Xestipyge 650-652, 658
Xestocephalus 268, 326
 Xestoleberidae 554
Xestoleberis 525, 530, 531, 554
Xestoptera 623
Xiphichilus 552
Xiphogramma 749, 752
Xiphophyllum 623
Xiphosura 67, 75, 79, 80
Xisticus 256, 295
Xyleutes 366, 367, 408, 411, 412
Xylobates 260, 322, 324, 451, 466
 Xylobatidae 451, 466
Xylocopa 215, 413
Xylonaeus 658
Xylorictes 408
Xylotrupes 412, 413
 Xyronotidae 608, 619
Xyronotus 619
 Xystodesmidae 263, 286, 293, 295, 296, 299-301, 306, 307, 571, 591
- Y**
- Yarmister* 651
- Yecous* 624
Yelicones 720
Yucatobolus 264, 325, 587
Yucca 705
Yuccaborus 706
Yucodesmus 263, 320
- Z**
- Zabrotes* 725
 Zacanthoidea 161
Zacanthoides 161
Zacremnops 718
Zadiprion 408
Zagella 749
Zagrammosoma 731
Zamia 685, 686, 688
 Zamiaceae 685, 687, 688
Zanthopsis 167
Zaomma 742
Zaommoencyrtus 742
Zapidrion 370
Zaplaticerus 742
Zarazapion 210
Zarhopalus 741
Zariaspes 41
Zelee 720
Zelerus 268, 314
Zelotes 254, 278, 321
Zera 41
 Zerconidae 258, 274, 321
 Zerconina 88, 89
Zercoseius 257, 274, 321
Zestusa 41
 Zetomotrichidae 450, 466
Zeuctodesmus 593
Zeuxo 510
Zobera 38, 41
 Zodariidae 256, 310
 Zopheridae 408
Zopherus 271, 284, 309, 386, 408, 413
Zophobas 271, 292, 297, 298, 302, 311, 361, 408
 Zoraptera 113, 116-118, 178, 637-639
 Zoridae 310, 311
Zorocrates 256, 277
 Zoropsidae 256, 277
 Zorotypidae 638
Zorotypus 178, 637-639
Zostera 532
 Zygaenidae 22
Zygentoma 113, 116-118, 123-127, 129-132, 134-138, 140-143, 266
Zygoeomys 652
Zygotelma 253, 301, 304, 307, 323
Zygops 185
Zygoribatula 451, 466
Zygoseius 257, 274, 280, 324

**BIODIVERSIDAD, TAXONOMÍA Y BIOGEOGRAFÍA DE ARTRÓPODOS DE MÉXICO:
HACIA UNA SÍNTESIS DE SU CONOCIMIENTO
VOLUMEN I**

Editores: Jorge Llorente Bousquets, Alfonso García Aldrete y Enrique González Soriano

Generalidades

Breve panorama de la taxonomía de artrópodos en México, Jorge Llorente Bousquets, Enrique González S., Alfonso N. García Aldrete y Carlos Cordero; **Diversidad climático vegetal en México**, Enriqueta García; **Diversidad y orígenes de la flora fanerogámica de México**, Jerzy Rzedowski; **Biogeografía de artrópodos de México. ¿Hacia un nuevo enfoque?**, Jorge Llorente Bousquets.

Grupos de Arachnida y Crustacea

Palpigradi, Ignacio Vázquez Rojas; **Schizomida**, Ignacio Vázquez Rojas; **Uropygi**, Ignacio Vázquez Rojas; **Amblypygi**, Ignacio Vázquez Rojas; **Solifugae**, Ignacio Vázquez Rojas; **Ricinulei**, Ignacio Vázquez Rojas; **Araneae**, María-Luisa Jiménez; **Decapoda**, Fernando Álvarez, José Luis Villalobos y Enrique Lira.

Grupos de Insecta: Hemimetábolos

Ephemeroptera, W. P. McCafferty y C. R. Lugo-Ortiz; **Odonata**, Enrique González Soriano y Rodolfo Novelo Gutiérrez; **Plecoptera**, R. W. Baumann y B. C. Kondratieff; **Psocoptera**, Edward L. Mockford y Alfonso Neri García Aldrete; **Homoptera**, Lois B. O'Brien y Douglas R. Miller, coordinadores; Cicadoidea por Thomas E. Moore/ Aphidoidea por Rebeca Peña Martínez/ Psylloidea por Man-Miao Yang y Douglas R. Miller; **Thysanoptera**, Roberto M. Johansen y Aurea Mojica-Guzmán.

Grupos de Insecta: Holometábolos

Raphidioptera, Ulrike Aspöck y Horst Aspöck; **Melolonthidae (Coleoptera)**, Miguel-Ángel Morón; **Scarabaeidae (Coleoptera)**, Miguel-Ángel Morón; **Curculionidae (Coleoptera)**, Robert S. Anderson y Charles W. O'Brien; **Malacodermata (Coleoptera)**, Santiago Zaragoza Caballero y Adrián Mendoza Ramírez; **Staphylinidae (Coleoptera)**, José Luis Navarrete Heredia y Alfred F. Newton, Jr.; **Cerambycidae (Coleoptera)**, Felipe A. Noguera y John A. Chemsack; **Buprestidae (Coleoptera)**, Henry A. Hespenheide; **Apoidea (Hymenoptera)**, Ricardo Ayala, Terry L. Griswold y Douglas Yanega; **Vespidae (Hymenoptera)**, Alicia Rodríguez Palafox; **Formicidae (Hymenoptera)**, Patricia Rojas Fernández; **Trichoptera**, Joaquín Bueno-Soria; **Tortricidae (Lepidoptera)**, Józef Razowski; **Pyraloidea (Lepidoptera)**, M. Alma Solís; **Papilionoidea (Lepidoptera)**, Jorge Llorente Bousquets, Armando Luis Martínez, Isabel Vargas Fernández y Jorge Soberón Mainero; **Mecoptera**, George W. Byers; **Siphonaptera**, Hugo E. Ponce Ulloa y Jorge Llorente Bousquets; **Ceratopogonidae (Diptera)**, Sergio Ibáñez-Bernal y Sixto Coscarón; **Simuliidae (Diptera)**, Sergio Ibáñez-Bernal y Sixto Coscarón; **Culicidae (Diptera)**, Sergio Ibáñez-Bernal, Daniel Strickman y Carmen Martínez-Campos; **Tephritidae (Diptera)**, Vicente Hernández-Ortiz; **Mydidae (Diptera)**, Nelson Papavero.

**BIODIVERSIDAD, TAXONOMÍA Y BIOGEOGRAFÍA DE ARTRÓPODOS DE MÉXICO:
HACIA UNA SÍNTESIS DE SU CONOCIMIENTO
VOLUMEN II**

Editores: Jorge Llorente Bousquets, Enrique González Soriano y Nelson Papavero

Generalidades

Evolución tectónica de México durante el Fanerozoico, Fernando Ortega Gutiérrez, Richard L. Sedlock y Roberto C. Speed; **Regionalización biogeográfica de México: Provincias bióticas de México**, David Espinosa Organista, Juan José Morrone, Claudia Aguilar Zúñiga y Jorge Llorente Bousquets; **Los Arthropoda de México: Algunas comparaciones**, Carlos Cordero Macedo y Jorge Llorente Bousquets.

Grupos afines, Arachnida y Crustacea

Onychophora, Julián Monge Nájera; **Scorpiones**, Wilson R. Lourenço y W. David Sissom; **Opiliones**, Adriano B. Kury y James C. Cokendolpher; **Cladocera**, Eduardo Suárez-Morales, M. Elías Gutiérrez, J. Ciro-Pérez y M. Silva-Briano; **Copepoda**, Eduardo Suárez-Morales, J.W. Reid y R. Gasca; **Peracarida**, Elva Escobar Briones y Trisha Spears; **Cirripedia**, Paulo S. Young y Arnold Ross; **Oniscidea**, Leila Kury.

Grupos de Hexapoda

Collembola, José G. Palacios Vargas, Gabriela Castaño-Meneses y Blanca E. Mejía Recamier; **Protura y Diplura**, José G. Palacios Vargas.

Grupos de Insecta: Apterygota

Archaeognatha y Zygentoma, José G. Palacios Vargas.

Grupos de Insecta: Ortopteroides

Isoptera, Eliana M. Canello y Timothy G. Myles.

Grupos de Insecta: Hemimetabola

Lygaeidae (Hemiptera), James A. Slater y Harry Brailovsky; **Pentatomidae (Hemiptera)**, Donald B. Thomas.

Grupos de Insecta: Holometabola

Megaloptera (Neuropterida), Atilano Contreras-Ramos; **Carabidae (Coleoptera)**, George E. Ball y Danny Shpeley; **Silphidae (Coleoptera)**, José Luis Navarrete-Heredia y Hugo Eduardo Fierros-López; **Ciidae (Coleoptera)**, José Luis Navarrete-Heredia y Armando Burgos-Solorio; **Elmidae (Coleoptera)**, Silvia Santiago-Fragoso y Paul J. Spangler; **Leiodidae (Coleoptera)**, Stewart B. Peck; **Microlepidoptera**, Vitor O. Becker; **Tineoidea y Gracillarioidea (Lepidoptera)**, Donald R. Davis; **Sphingoidea (Lepidoptera)**, Jorge L. León-Cortés; **Saturniidae (Lepidoptera)**, Manuel A. Balcázar Lara y Carlos R. Beutelspacher Baigts; **Arctiidae: Lithosiinae, Arctiinae, Pericopinae (Lepidoptera)**, Manuel A. Balcázar Lara y Carlos R. Beutelspacher Baigts; **Castniidae (Lepidoptera)**, Jacqueline Y. Miller; **Hesperioidea (Lepidoptera)**, Andrew D. Warren; **Chironomidae (Diptera)**, Trond Andersen, Atilano Contreras-Ramos y Martin Spies; **Tabanidae (Diptera)**, Sergio Ibáñez-Bernal y Sixto Coscarón; **Psychodidae (Diptera)**, Sergio Ibáñez-Bernal; **Bibionidae (Diptera)**, Scott J. Fitzgerald; **Braconidae (Hymenoptera)**, Robert A. Wharton e Imelda Mercado; **Chalcidoidea (Hymenoptera)**, Alejandro González-Hernández.

**BIODIVERSIDAD, TAXONOMÍA Y BIOGEOGRAFÍA DE ARTRÓPODOS DE MÉXICO:
HACIA UNA SÍNTESIS DE SU CONOCIMIENTO
VOLUMEN III**

Editores: Jorge Llorente Bousquets y Juan J. Morrone

Generalidades

Hacia una historia de la entomología en México, Layla Michán y Jorge Llorente Bousquets; **Entomología forestal**, Armando Equihua Martínez; **Entomología médica**, Sergio Ibáñez-Bernal; **Entomofilatelia, un aspecto de la entomología cultural**, José G. Palacios-Vargas y José Luis Navarrete-Heredia; **Phylogeny of Chelicerata**, Jason A. Dunlop; **Myriapod phylogeny and the relationships of Chilopoda**, Gregory D. Edgecombe y Gonzalo Giribet.

Grupos afines y Chelicerata

Tardigrada, María Cristina Claps y Gustavo C. Rossi; **Pentastomida**, Waltécio de Oliveira Almeida y Martin Lindsey Christoffersen; **Xiphosura**, Samuel Gómez-Aguirre; **Pycnogonida**, Tomás Munilla León; **Acari**, Anita Hoffmann y M. Guadalupe López-Campos.

Grupos de Crustacea

Remipedia, Elva Escobar-Briones y Jill Yager; **Lophogastrida y Mysida**, Elva Escobar-Briones; **Branchiopoda: Anostraca**, Alejandro M. Maeda-Martínez, Hortencia Obregón-Barboza, Humberto García-Velazco y Martín A. Prieto-Salazar; **Branchiopoda: Cyclestherida, Laevicaudata, and Spinicaudata**, Alejandro M. Maeda-Martínez, Hortencia Obregón-Barboza y Humberto García-Velazco; **Branchiopoda: Notostraca**, Alejandro M. Maeda-Martínez, Hortencia Obregón-Barboza, Humberto García-Velazco y Gopal Murugan; **Amphipoda**, Elva Escobar-Briones, Ignacio Winfield, Manuel Ortiz, Rebeca Gasca y Eduardo Suárez; **Stomatopoda**, Michel E. Hendrickx y José Salgado-Barragán; **Euphausiacea**, Iván Castellanos y Eduardo Suárez.

Grupos de Myriapoda

Geophilomorpha, Donatella Foddai, Luis Alberto Pereira y Alessandro Minelli; **Pauropoda**, Ulf Scheller; **Symphyla**, Ulf Scheller.

Grupos de Insecta

Embioptera, Claudia Szumik; **Enicocephalomorpha**, María del Carmen Coscarón y Pablo M. Dellapé; **Reduviidae**, María del Carmen Coscarón; **Passalidae**, Pedro Reyes-Castillo; **Lucanidae**, Pedro Reyes-Castillo; **Agyrtidae**, José Luis Navarrete-Heredia y Alfred F. Newton; **Tenebrionidae**, Rolf L. Aalbu, Gustavo E. Flores y Charles A. Triplehorn; **Bruchidae**, Jesús Romero Nápoles; **Nemonychidae**, Juan J. Morrone; **Scolytidae**, Armando Equihua Martínez y Armando Burgos Solorio; **Neuroptera (Neuropterida)**, John D. Oswald, Atilano Contreras-Ramos y Norman D. Penny; **Tipulidae**, Atilano Contreras-Ramos y Jon K. Gelhaus; **Proctotrupoidea**, Marta S. Loíacono y Cecilia B. Margaría; **Cynipoidea**, Norma B. Díaz y Fabiana E. Gallardo; **Ichneumonidae**, Enrique Ruíz Cancino, Dmitri R. Kasparyan y Juana Ma. Coronado Blanco; **Pompiloidea**, Enrique Ruíz Cancino y Juana María Coronado Blanco; **Sphecoidea**, Enrique Ruíz Cancino, Juana Ma. Coronado Blanco, Sóstenes Edmundo Varela Fuentes & Jorge Víctor Horta Vega.

BIODIVERSIDAD, TAXONOMÍA Y BIOGEOGRAFÍA DE
ARTRÓPODOS DE MÉXICO: HACIA UNA SÍNTESIS DE
SU CONOCIMIENTO. VOLUMEN IV.

Se terminó de imprimir en el mes de julio de 2004 en los
Talleres de Jiménez Editores e Impresores, S.A. de C.V.
2° Callejón de Lago Mayor No. 53 Col. Anáhuac C.P. 11320
México, D.F. Teléfono 55 27 73 40. Se tiraron 900 ejemplares
más sobrantes para reposición.

Los recursos para el proceso de edición e
impresión de este volumen fueron proporcionados
por la Facultad de Ciencias y el Instituto de Biología
de la Universidad Nacional Autónoma de México,
y el proyecto BP011 de la Comisión Nacional para el
Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO)