

DUGESIANA



CÓNTENIDO

MEGALOPTERA: Métodos para estudios en sistemática de Megaloptera (INSECTA: NEUROPTERIDA)
con base en morfología
A. Contreras-Ramos. 1

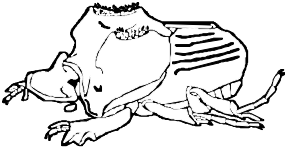
LEPIDOPTERA: Butterflies of Mismaloya, Jalisco, and adjacent parts of Banderas Bay and southern Nayarit, Mexico
A. D. Warren 17

COLEOPTERA: Una nueva especie de *Onthophagus* asociada a madrigueras de mamíferos, con nuevos registros para otros Scarabaeinae mexicanos (COLEOPTERA: SCARABAEIDAE)
L. Delgado 33

ENTOMOFAUNA DE JALISCO
COLEOPTERA: *Neoscelis dohrni* (Westwood, 1855)
R.G. Martínez Ramírez 42

Normas editoriales 45

Entomología



CZUG



MÉTODOS PARA ESTUDIOS EN SISTEMÁTICA DE MEGALOPTERA (INSECTA: NEUROPTERIDA) CON BASE EN MORFOLOGÍA

Atilano Contreras-Ramos

Instituto de Biología, U.N.A.M., Departamento de Zoología

Apdo. Postal 70-153, 04510 México, D.F.

E-mail: atilano@mail.ibiologia.unam.mx

RESUMEN

Se presentan los métodos para el trabajo en sistemática de Megaloptera con base en morfología. Los métodos expuestos incluyen el planteamiento de los objetivos del proyecto, la obtención de ejemplares de museos, la recolecta y preservación de los ejemplares, las técnicas de disección para la observación e ilustración bajo el microscopio, así como aspectos básicos para efectuar los análisis filogenéticos y su importancia para inferir la biogeografía histórica del grupo. Algunos métodos tienen utilidad en estudios ecológicos.

ABSTRACT

Methods for morphological systematic studies on Megaloptera are presented. They include the delimitation of goals of the project, acquisition of museum specimens, collection and preservation of specimens, dissecting techniques for observation and illustration under the microscope, as well as basic aspects of phylogenetic analyses and their importance for inferring the historical biogeography of the group. Some methods might be useful in ecological studies.

INTRODUCCIÓN

La sistemática, ciencia de la diversidad biológica, comprende el descubrimiento y descripción de las especies, la propuesta de hipótesis sobre sus relaciones filogenéticas y el análisis de atributos biológicos y biogeográficos en el marco comparativo de la filogenia. Interpretar la evolución de caracteres o la historia biogeográfica de un grupo taxonómico resulta de la integración de bloques de información, desde la recolecta de ejemplares en el campo y el análisis morfológico en el laboratorio, hasta la propuesta de hipótesis sobre homologías y el subsecuente análisis filogenético. La estimación de la diversidad biológica será tan buena como lo extenso e intenso de las recolectas, pero también dependerá directamente de la calidad de las colecciones en los museos, incluyendo su funcionalidad y la pronta disponibilidad del material de estudio.

Este ensayo presenta los métodos generales para un estudio en sistemática de Megaloptera, utilizando ejemplos de trabajos recientes, además de describir lo que implica un estudio comprensivo en sistemática de un grupo de insectos.

OBJETIVOS DEL PROYECTO

Hay dos enfoques básicos para llevar a cabo un trabajo taxonómico. En el primero, se toma como punto central una cierta área, desde un parque, reserva o estación biológica, hasta

una zona fisiográfica, estado o país. Estos estudios estiman la porción de la diversidad del grupo presente en el área de trabajo. Algunos productos son las descripciones de especies, claves, listas de especies, así como la inferencia sobre el estado de conservación del grupo. El segundo enfoque estima la diversidad de un taxón (presumiblemente un grupo monofilético *sensu* Hennig, 1965, 1966). La cobertura del estudio puede ser mundial si el grupo es suficientemente pequeño, pero frecuentemente es un continente o una área geográfica menor a la cual puede estar restringido el taxón. Los resultados son similares a los anteriores, pero el énfasis es en la sistemática con productos como revisiones taxonómicas y filogenias, y menor cobertura de aspectos ecológicos como hábitat, distribución, abundancia y fenología. El enfoque utilizado dependerá del grado de conocimiento del grupo (*v. gr.*, si el grupo está bien conocido excepto en una determinada zona, se justifica el primer enfoque), el tamaño del taxón (*v. gr.*, si se trata de un grupo pequeño bien representado en colecciones se facilita el segundo enfoque) y de la disposición de tiempo y factores logísticos. Un ejemplo de un megaproyecto con enfoque de área, es el que se canceló recientemente en el Área de Conservación Guanacaste, Costa Rica (INBITTA, Inventario de Biodiversidad de Todos los Taxa o ATBI por sus siglas en inglés; Janzen, 1993; Miller, 1993). Aparentemente tampoco se ha efectuado un inventario mundial de un taxón mayor, al menos no de invertebrados y en un solo proyecto, aunque se ha propuesto en algunos foros (Wheeler, 1993; Platnick, 1994). Una desventaja de este último enfoque es cómo motivar a la comunidad sistemática hacia un solo grupo, la desventaja del primero es cómo motivarla hacia una sola área. Estudios en varias zonas geográficas y revisiones de grupos diversos, simultáneamente, producirían un conocimiento sistemático más completo y con uso eficiente de recursos.

En el Nuevo Mundo, la diversidad de Megaloptera en la región neártica es mayor en Sialidae y Chauliodinae (Corydalidae), cuyas faunas han sido bien conocidas en el nivel de taxonomía alfa por varios años (42 especies, según Evans y Neunzig, 1996). En la región neotropical, la mayor riqueza corresponde a Corydalinae (Corydalidae), 46 especies descritas, aunque la provincia biogeográfica chilena posee endemismos en Chauliodinae (ocho especies y subespecies) y se han descrito ocho especies de síalidos neotropicales (Contreras-Ramos, 1999a). En cuanto a los tres géneros de Corydalinae americanos, *Platysneuromus* (tres especies en México y Centroamérica; Glorioso y Flint, 1984) y *Chloronia* (14 especies en los neotrópicos; Penny y Flint, 1982; Flint, 1991, 1992; Contreras-Ramos, 1995) ya habían sido revisados antes del estudio sistemático de *Corydalus* (30 especies en el continente), recientemente concluido (Contreras-Ramos, 1998). Tomando como ejemplo la revisión de *Corydalus*, los objetivos fueron:

1. Clarificar la taxonomía alfa del género, lo cual incluyó la observación de los ejemplares tipo (en ocasiones designando lectotipos y un neotipo), la propuesta de sinonimias, la redescrición de especies conocidas, la descripción y nominación de especies nuevas.
2. Llevar a cabo un análisis filogenético de las especies del género. Sin embargo, la presencia de especies atípicas de América del Sur hizo necesario un análisis previo, donde se puso a prueba la monofilia del grupo. Es decir, fue requerido demostrar que todas las especies puestas *a priori* en *Corydalus* no eran más cercanas filogenéticamente a ningún otro género de

Corydalinae que entre sí. Éste último análisis constituyó a la vez una estimación de las relaciones filogenéticas entre los géneros de Corydalinae del mundo.

3. Elaborar una clave para la identificación de las especies, presentar datos detallados de distribución para cada especie, revisar la morfología y terminología utilizada en el grupo y describir la variación en morfología y tamaño por especie.

4. Presentar un panorama de la biogeografía histórica y las tendencias evolutivas de algunos caracteres de las especies, con base en los resultados del análisis filogenético. Indicar nuevas direcciones en la investigación taxonómica y de historia natural del grupo.

FUENTES DE EJEMPLARES

En todo estudio de sistemática debe aprovecharse el acervo de los diferentes museos nacionales e internacionales, complementándose con trabajo de campo. Dada la amplia distribución geográfica de *Corydalus* (en general por todo el Nuevo Mundo), fue crucial comunicarse con el mayor número de museos norteamericanos, de América Latina y algunos de Europa (éstos especialmente para localizar ejemplares tipo). La respuesta fue muy favorable, aunque en ocasiones no se obtuvo y en otras hubo que insistir para lograr un préstamo o incluso cubrir el costo del envío dado el bajo presupuesto operativo de algunos museos. No obstante, se obtuvieron aproximadamente 3000 ejemplares adultos de alrededor de 45 museos. Es muy recomendable obtener información sobre permisos de importación y exportación para ejemplares de uso científico del Instituto Nacional de Ecología, y evitar así el retraso en el desarrollo del proyecto o quizá una confiscación lamentable de ejemplares de alto valor científico como holotipos.

La reciente edición del compendio de Arnett *et al.* (1993) incluye las direcciones, nombres de curadores y enfoque de las principales colecciones entomológicas del mundo. A través de una búsqueda por internet pueden localizarse en minutos los sitios en la red de muchas instituciones con museos entomológicos u otros sitios con información pertinente (Apéndice 1), lo cual agiliza el contacto institucional y la obtención de ejemplares. El material tipo puede ofrecer obstáculos adicionales y no es raro tener que visitar en persona los museos depositarios. Sin embargo, una carta extensa y convincente puede lograr el envío de ejemplares tipo de museos con políticas más liberales. De ser necesario el proyecto debe contemplar la búsqueda de fondos para gastos de viaje y por servicios postales. Éstos últimos pueden ser considerables cuando deben regresarse varias decenas de cajas por correo internacional.

RECOLECTA, PRESERVACIÓN Y CULTIVO

Las larvas de Megaloptera habitan en arroyos y ríos de limpios a moderadamente contaminados, sin embargo el registro ocasional de los Sialidae en el país indica la posibilidad de encontrarlas en ambientes lénticos (zona litoral de lagos y lagunas) o remansos y zonas no erosionales de hábitats lóticos. Las larvas pueden recolectarse con una red de bentos perturbando el substrato, como rocas, piedras y grava, con los pies, causándose el desprendimiento de las larvas y su captura contra la corriente. Deben también inspeccionarse microhábitats como bajo

la corteza de troncos, musgo sumergido y sobre todo los acúmulos de hojas. En ríos profundos y con vegetación riparia densa, la recolecta se dificulta o imposibilita con red de bentos. En estas condiciones, una alternativa es la utilización de substratos artificiales, tales como un costal relleno de hojas y ramas o una bolsa de alambre con piedras (cf. Merritt *et al.*, 1996). Dichos substratos se dejan sumergidos y asegurados con una cuerda por un período aproximado de un mes, al término del cual se revisan para la obtención de ejemplares. Las larvas deben inyectarse oralmente con alcohol ácido (9 partes de alcohol etílico al 80%, 1 parte de ácido acético glacial; modificado de Stehr, 1987), con una jeringa de tuberculina de 1 cc y portando guantes de cirujano (Contreras-Ramos y Harris, 1998). No deben sobreinyectarse, ya que se distorsiona la forma natural de su cuerpo. Con práctica, puede sujetarse a la larva viva por los lados de la cabeza e inyectarse o bien puede dejarse morir en el alcohol e inyectarse. Las larvas deben permanecer en alcohol ácido por 14–24 hrs y transferirse a alcohol etílico al 80% para su preservación permanente. Los ejemplares preservados de esta manera conservan su color y flexibilidad, facilitándose su observación, mientras que la preservación directa en alcohol o líquido de Kahle causa el endurecimiento y a veces la pérdida del aspecto normal del material. Ya que este procedimiento incluye la inyección oral de preservador, posiblemente sea adecuado para observar el contenido estomacal y determinar la dieta de las larvas. Stewart *et al.* (1973) observaron contenido estomacal en larvas preservadas en alcohol al 50%, aunque concluyeron que se obtenían mejores resultados extirpando el buche y el proventrículo (la mayor parte del estomodo) y preservándolos en alcohol al 50%.

Los adultos de las especies de México son nocturnos, con la posible excepción de los *Sialidae* y *Neohermes* (Corydalidae: Chauliodinae). La manera más sencilla de recolectarlos es con una trampa de luz negra (luz ultravioleta) al lado de un río o arroyo, ya sea con una manta blanca como pantalla o colocando el tubo de luz sobre una charola con alcohol al 70% (o con alguna otra modalidad de trampa de luz, por ejemplo con luz de vapor de mercurio). La recolecta con manta posibilita la preservación en seco y montaje en alfiler, lo cual resulta en ejemplares con la mejor calidad de preservación y por tanto más sencilla identificación. Se recomienda inspeccionar los alrededores de la manta con una linterna, ya que ocasionalmente los megalópteros se posan en vegetación cerca de la luz, pero no en la manta. La ventaja de la recolecta en una charola con alcohol es que puede dejarse la luz por varias horas o incluso toda la noche, lo cual aumenta la posibilidad de captura. Considerando que los adultos no siempre son abundantes, la combinación de ambos métodos resulta en una mayor cobertura de área (v. gr., varias trampas de alcohol) con material preservado en alcohol y en seco. Los ejemplares deben capturarse en un frasco letal, pero en su ausencia pueden colocarse en un sobre de papel. Si el material es almacenado seco en sobres, puede ser rehidratado y montado posteriormente. De manera similar, los ejemplares secos en alfiler se rehidran para que sus alas les sean extendidas. Ejemplares preservados en alcohol también pueden ser montados en alfiler, de preferencia no mucho después de su recolecta. Durante el día a veces se encuentran grupos de adultos posados a la sombra bajo estructuras como puentes o, por la noche, a hembras en paredes rocosas ovipositando. Otra manera de obtener adultos es criándolos a partir de estados inmaduros. Para esto se pueden mantener larvas en acuarios, permitiéndoles el acceso a una

charola con tierra donde puedan iniciar su pupación (Smith, 1970). Sin embargo, es más sencillo y rápido inducir la pupación (Contreras-Ramos, 1999b), para lo cual se toman larvas maduras (las de mayor tamaño) del hábitat acuático natural y se colocan en un frasco (aproximadamente de 500 cc) con tierra del lugar. Se hace un hoyo o surco con el dedo, se coloca a la larva en dicha depresión y se cubre con una piedra plana. Dentro de uno a unos cuantos días la larva construye una cámara pupal, dejando sólo un pequeño orificio en la superficie bajo la piedra. En varios días se obtiene el megalóptero adulto. Las exuvias larvales y pupales se preservan en alcohol al 80%, mientras que el adulto, al que debe permitirse el endurecimiento de la cutícula por varias horas, se maneja de la manera estándar. Debe considerarse que en ocasiones las larvas no pupan y se produce cierta mortalidad, también que en ocasiones las larvas se tardan varios días en construir su cámara pupal. Si se desea, pueden preservarse algunas pupas, las que pueden también inyectarse con alcohol ácido como se describió para las larvas. Una forma más segura para la obtención de adultos es encontrando prepupas (larvas en su cámara pupal) y pupas fuera del agua, en la cercanía a los arroyos y ríos, bajo piedras y otros substratos. Las prepupas y pupas se transfieren a frascos como se describió arriba y se les permite terminar su desarrollo. Los adultos, ya sean recolectados con luz negra u obtenidos a partir de larvas o prepupas, pueden colocarse en un terrario grande acondicionado para simular el ambiente natural. Con una luz roja es posible observar el comportamiento copulatorio nocturno (Contreras-Ramos, 1999b), un aspecto muy poco estudiado en los megalópteros; además, las hembras fertilizadas ovipositan en las paredes del acuario o algún otro substrato y pueden obtenerse las larvas de primer estadio en un período de varios días.

DISECCIÓN, ILUSTRACIÓN Y FOTOGRAFÍA

Los ejemplares montados en alfiler deben primero ser rehidratados. Esto puede efectuarse dentro de una campana de cristal hermética con vapor de agua conteniendo algún desinfectante como fenol, por aproximadamente 24 horas. Aprovechando la flexibilidad de los ejemplares, éstos pueden someterse a la extensión de las alas en una tabla de montaje estándar como las utilizadas ampliamente para macrolepidópteros. Para la observación del aparato genital externo, el abdomen de los machos es cortado entre los segmentos VI y VII y el de las hembras entre los segmentos V y VI (para determinar la presencia o ausencia del saco esternal). Si se desea observar la segmentación y áreas sensoriales de los palpos maxilares y labiales, las partes bucales (típicamente la maxila izquierda y el prementón) deben cortarse con tijeras quirúrgicas finas como las de iridectomía. Los abdómenes deben aclararse en KOH (hidróxido de potasio) al 10% de preferencia frío y durante toda la noche o, si se calienta, debe hacerse por unos minutos sin que el hidróxido hierva y la cutícula quede demasiado flexible y las estructuras pierdan su forma natural. Las partes bucales en general no necesitan ser aclaradas, aunque dicho proceso puede mejorar su observación; no obstante, a veces hay rompimiento de partes membranosas. Si el material está en alcohol no es necesario rehidratar. Tanto partes bucales como el aparato genital son colocados en tubos viales con glicerina (de tamaño "*genitalia*" para partes bucales y de entre 5 x 20 mm a 9 x 30 mm para el aparato genital). Por su tamaño grande puede ser necesario montar los viales con estructuras genitales al lado del ejemplar, con un

número único para correlacionarlos. Esto es preferible a aplastar un espécimen, y quizá hacerlo inservible, para que un vial pequeño pueda montarse en el mismo alfiler que el ejemplar. La observación directa de estructuras reproductoras internas membranosas de las hembras requiere el corte longitudinal del abdomen, por la línea dorsal media e incluyendo el tubérculo anal. Posteriormente, hasta un poco antes de la observación, es recomendable sumergir la parte terminal del abdomen por unos segundos en el colorante Chlorazole Black E, enjuagando en alcohol al 80% para remover el exceso de tinción y moviendo el ejemplar con ayuda de pinzas o aplicando alcohol a presión con una jeringa. Las partes bucales y el aparato genital estarán entonces listos para su observación. Generalmente es suficiente un microscopio estándar de disección o estereoscópico, con un intervalo de aumento entre 1–4x en el objetivo y oculares de 15x (aunque para dibujar puede requerirse mayor aumento), pero con una buena fuente de iluminación tal como las de fibra óptica.

Por su tamaño grande, la ilustración de estructuras reproductivas de Megaloptera puede llevarse a cabo bajo un microscopio estereoscópico (excepto las de hembras de síalidos y coridálidos pequeños que podrían requerir el microscopio compuesto), ya sea con cuadrículas de referencia en el ocular y bajo el papel o delineando las siluetas de las estructuras usando un tubo de dibujo (cámara lúcida) adaptado al microscopio. Un intervalo de aumentos para el dibujo con cámara lúcida es de 15–20x en objetivos para vista dorsal y ventral del aparato genital externo, 40–50x para el esternito X del macho, 20–30x para el margen clipeal y 20–35x para las mandíbulas de hembras, todos con oculares de 15x. Ya que en este grupo es común un amplio rango de variación en tamaño, especialmente en *Corydalus* que manifiesta alometría en las mandíbulas de los machos, es recomendable registrar mediciones corporales como el ancho de la cabeza, longitud de las mandíbulas, longitud antenal y longitud alar en los machos y, en las hembras, por lo menos la longitud alar. Un vernier económico (v. gr., con una precisión de 0.05 mm) es suficiente para medir los ejemplares. Si se considera importante denotar la variación de tamaño (por ejemplo la variación en longitud mandibular con respecto al ancho de la cabeza) debe incluirse una barra o escala de referencia (v. gr., 1 mm), que puede marcarse fácilmente en papel por medio de una regla común y la cámara lúcida. Para el registro sistemático de series grandes de material es recomendable elaborar hojas de registro estándar con el número de entradas seleccionado, tales como especie, sexo, localidad, fecha, recolector, colección o museo, mediciones y observaciones. Tradicionalmente, las ilustraciones en tinta para publicación se alcanzan de los dibujos originales con lápiz previamente remarcados con trazos finales, sobre un papel semitransparente especial para trabajo artístico (que es tratado para eliminar irregularidades en las fibras, que es más liso y evita que la tinta se corra). El entintado (v. gr., tinta color negro India) debe hacerse sobre una mesa de dibujo semitransparente con luz fría inferior o una caja con luz interna, similar a las utilizadas para observar diapositivas o negativos. Ambas ilustraciones, en lápiz y en tinta, deben protegerse contra el corrimiento con un aerosol protector especial para trabajos artísticos. Las ilustraciones finales se recortan y pegan con aerosol adhesivo para papel o con lápiz adhesivo transparente sobre cartoncillo blanco que no se doble, o se escanean y se elaboran las láminas en la computadora.

Las fotografías de megalópteros grandes, como los coridálidos, pueden tomarse con un lente macro o lentillas de aumento, ya que bajo el microscopio sólo serían posibles acercamientos (*v. gr.*, de la cabeza o aparato genital). Un lente macro de aproximadamente 50 mm y un flash de anillo funcionan muy bien para fotografías *in situ* y casi sin preparación. Se puede colocar una hoja blanca sobre una caja entomológica y encima el ejemplar en alfiler sin etiquetas ni viales. Esto es ideal para la toma de series grandes de fotografías, así como para la visita a museos, que generalmente son con tiempo limitado, pues no se requiere de mesa de copiado fotográfico. De ser posible, deben tomarse fotografías en blanco y negro, útiles para una publicación, y diapositivas a color, útiles para una presentación oral, y si se desea hacer impresiones a color o en blanco y negro. En ambos casos puede utilizarse película de ASA 100, las diapositivas con película para luz de día si se usa flash y corregida para tungsteno si se toman con lámparas. En un trabajo de revisión es recomendable fotografiar todos los tipos, al igual que sus etiquetas y anotar literalmente el texto de las mismas, su color, orden en el alfiler y cualquier otra información pertinente que forme parte de la identidad del ejemplar, para incluirse en la sección de material examinado.

ANÁLISIS FILOGENÉTICOS

Por lo general el taxónomo morfológico posee poca información de atributos poblacionales a lo largo de la zona de distribución de una especie, como el flujo genético, la dispersión, introgresión, etc. Sin embargo, con frecuencia tiene a su alcance series de ejemplares representativas de la variación en ambos sexos del grupo bajo estudio a lo largo de su distribución geográfica. El estudio detallado de este material le da al taxónomo la oportunidad de determinar o delimitar sus especies, atomizarlas en caracteres hipotetizados como homólogos y efectuar un análisis filogenético. Desafortunadamente no es muy común encontrar en forma explícita las suposiciones del autor de un estudio taxonómico respecto al tipo de especiación, origen de la variación y conceptos de especie. Esto es en parte debido a que la conexión de la información morfológica disponible con un cierto concepto de especie (*v. gr.*, que se trate de especies biológicas *sensu* Mayr) o tipo de especiación (*v. gr.*, que la vicarianza o la introgresión son factores medulares en la especiación del grupo) no es fácil. Aún así, postular un significado para las unidades consideradas como especies puede ser un ejercicio productivo, si bien a veces no más que para indicar nuevas preguntas. Por ejemplo, si se asume que las especies bajo estudio son especies biológicas, es de esperarse un aislamiento reproductivo que podría someterse a prueba con marcadores moleculares (demostrándose la ausencia o presencia de flujo genético entre especies simpátricas o parapátricas; *cf.* Avise, 1994). Similarmente, si la hipótesis es que una especie ha resultado del intercambio genético entre otras dos en una zona de traslape, podría diseñarse una estrategia de investigación para corroborar o rechazar dicha hipótesis. Si por otra parte, se supone que la vicarianza es el modo principal de especiación en el grupo, deberían encontrarse otros grupos con un patrón de endemismo similar, con una historia biogeográfica congruente entre las áreas habitadas por especies hermanas. Por tanto, el taxónomo debe estar informado sobre los conceptos de especie y modos de especiación (*cf.*, Wiley, 1981;

Brooks y McLennan, 1991; Ereshefsky, 1992) y de preferencia expresar su adherencia o rechazo a alguno, respectivamente y las razones para ello.

Un análisis filogenético brinda una o con mayor frecuencia varias hipótesis sobre las relaciones filogenéticas entre los miembros del grupo analizado, así como sobre la evolución de los caracteres en el grupo de estudio. Por ejemplo, es posible inferir si el alargamiento de las mandíbulas de los machos ha ocurrido una o varias veces en la historia evolutiva del género *Corydalus*, o de toda la subfamilia Corydalinae si el estudio es lo suficientemente amplio. Si se posee o cree poseerse un grupo monofilético *sensu* Hennig (1965, 1966), se tiene una oportunidad magnífica para un análisis filogenético. La presencia de caracteres únicos (posibles sinapomorfias) en el grupo de estudio, es una buena razón para sospechar monofilia. Si no existe información sobre la posición filogenética del grupo estudiado, es justificable partir de las clasificaciones preexistentes. Si se tienen sólo algunos representantes del grupo, pero todos de una misma región o país y sea difícil obtener ejemplares del resto de las especies, aún así es válido llevar a cabo un análisis filogenético, por las siguientes razones: 1) en esencia nunca se sabe estrictamente cuándo las especies de un grupo se conocen en un 100% y, aunque así fuera, puede haber ocurrido extinción y estarse omitiendo alguna; 2) la hipótesis de relaciones es válida para los taxones utilizados, es decir, si proponemos que A es más cercano a B que a C, dicha hipótesis no se contrapone con una nueva al incorporarse el taxón D que es el grupo hermano de B; como ejemplo general, si un análisis propone que Coleoptera es más cercano a Corydalidae que a Lepidoptera, al agregar Sialidae y ésta ser más cercana a Corydalidae que a Lepidoptera); 3) de existir subgrupos, la hipótesis de relaciones entre éstos puede ser más general y perdurar, aunque se afinen detalles de relaciones cuando se incorporen otros taxones; 4) un estudio puede complementarse y mejorarse, y no debe menospreciarse la contribución de indicar caracteres de valor filogenético en un grupo de organismos. No obstante, lo anterior no significa que se abuse de libertad y se intente un análisis filogenético con una mezcla heterogénea de taxones, sin argumento sólido *a priori* para justificar el valor de los resultados.

Si se tienen razones para dudar de la monofilia del grupo, debe diseñarse un análisis más general que cubra taxones más lejanos pero potencialmente emparentados con el mismo, o sea agrandar nuestro grupo interno y buscar un nuevo grupo externo. Ya que algunas especies suramericanas, supuestas *a priori* dentro de *Corydalus*, son bastante distintas de las de Norte y Centroamérica (es decir, son atípicas), fue necesario efectuar un análisis como prueba de la monofilia del género. Se recurrió a grupos externos más lejanos (del Viejo Mundo) para descartar que alguna especie atípica fuera más cercana a *Chloronia* o a *Platyneuromus* (los otros dos géneros de Corydalinae del Nuevo Mundo). Es común que se propongan nuevos géneros sin que se tenga una filogenia del grupo al que pertenecen, como la subfamilia o grupo de géneros cercanos, con la posibilidad de que se erijan taxones supraespecíficos innecesarios. Con base en aspecto general y en algunos caracteres de estructuras genitales, ciertas especies suramericanas de *Corydalus* justificaban *a priori* la propuesta de géneros nuevos. Es decir, eran especies notoriamente diferentes de las demás, pero el análisis demostró que todas forman parte de un solo grupo que se mantuvo como *Corydalus* (Contreras-Ramos, 1998). Es decir, existen

sinapomorfias que definen al grupo como un clado o grupo monofilético. Conservadoramente, pueden ahorrarse varios nuevos géneros.

El término análisis filogenético puede ser intimidante. De hecho, la búsqueda de caracteres, la materia prima para efectuar uno, requiere de una buena dotación de disciplina y esfuerzo. Pero un análisis filogenético no implica tener una varita mágica, una mente iniciada o membresía en alguna asociación altamente selectiva. No obstante, el taxónomo actual no puede evadir comprender los conceptos básicos de la sistemática filogenética o cladística, ahora ofrecidos en cursos básicos de la carrera de biólogo y que pueden consultarse en diversas obras como Eldredge y Cracraft (1980), Wiley (1981), Ax (1987), Funk y Brooks (1990), Wiley *et al.* (1991), Villaseñor y Dávila (1992), Minelli (1993), Quicke (1993), Llorente y Luna (1994), Maddison y Maddison (1995), Kitching *et al.* (1998). Para el mismo fin es muy útil consultar ejemplos de análisis filogenéticos en revistas como *Systematic Biology*, *Cladistics*, *Systematic Entomology* y varias más en el campo de la taxonomía de insectos, lo que da una idea concreta de los métodos, el número de taxones y caracteres utilizados y la posible cantidad de tiempo y trabajo necesarios para el estudio. De más importancia es consultar análisis previos del grupo de interés, o de grupos cercanos al mismo, lo cual da una muestra concreta de los caracteres que pueden ser usados en el análisis. Para su ventaja, antes de la erudición en el cladismo y solicitar membresía a asociaciones exclusivas, el taxónomo tampoco tiene escapatoria de conocer al máximo la morfología de su grupo de estudio. Ahí es donde radica la experiencia de un buen taxónomo. Para un análisis en particular, seleccionar ejemplares de cada especie, de ambos sexos y tener ejemplares de cada taxón enseguida uno del otro, acorta el largo trecho de tener que recorrer cajones en varias gavetas. Previamente, el estudioso debe tener una idea general de los caracteres que pudieran ser informativos en cuanto a relaciones evolutivas, descubiertos en las múltiples ocasiones en que identificó y determinó ejemplares de cada especie. Ahora es el momento de proponerlos como caracteres y estados de carácter homólogos entre sí (series de transformación de caracteres homólogos) y codificarlos como un número. Se tiene entonces un grupo interno, del cual se desea conocer las relaciones evolutivas o genealógicas y uno externo (taxón o taxones) que sirve como punto de referencia para conocer la dirección de cambio de los caracteres en el grupo interno. Técnicamente, proporcionará la raíz del árbol filogenético y polarizará los estados de carácter como primitivos, y derivados o plesiomorfos y apomorfos, respectivamente. En la historia evolutiva de un grupo de especies, el estado de carácter previo a un segundo es el estado primitivo o plesiomorfo, mientras que el segundo es el estado derivado o apomorfo. También se dice que el carácter previo a un segundo es el carácter primitivo, mientras que el segundo es el derivado de un par de caracteres homólogos miembros de una serie de transformación. Posiblemente, una parte considerable del entendimiento del cladismo consiste en manejar la terminología especializada, que no escapa a una buena dosis de sinonimia.

La determinación y codificación de caracteres puede hacerse por lo menos en dos pasos, o quizá en uno con mucha práctica. Una estrategia lógica es inspeccionar los ejemplares por región corporal, en secuencia desde la cabeza hasta el abdomen, machos y hembras, dorsal y ventralmente, carácter por carácter comparativamente, es decir inspeccionando un carácter o unos cuantos en la especie 1, luego en la 2 y así sucesivamente, y no inspeccionando todos los

caracteres del 1 al n, para entonces proceder a la especie 2 y así sucesivamente. En este primer paso se puede anotar con lápiz en extenso cada carácter y estado de carácter explicando en qué consiste, en una libreta grande donde los taxones ocupen las columnas (desde el grupo externo, siguiendo algún orden filogenético sospechado pero de ninguna manera aceptado) y los caracteres las hileras. Todo carácter potencialmente útil debe anotarse, aunque se encuentre que es variable intraespecíficamente o que no puede proponerse en una serie a través de las especies y se opte más tarde por su eliminación o que sea de difícil evaluación y se interrumpa su observación por falta de tiempo. En esta etapa se está trabajando a lápiz, antes de anunciar en voz alta que se tiene evidencia para proponer las relaciones de un grupo de especies. Si un carácter puede descomponerse en dos o más componentes que se distribuyen en los taxones independientemente uno del otro, debe hacerse, así puede aprovecharse con más eficiencia la información filogenética que contiene y comprenderse su evolución a una escala más fina. Por ejemplo, si se considera el carácter forma del esternito X, con los estados en forma de barra (0) y en forma de placa (1), tal vez pueda descomponerse en: A) forma de la base (estados recta o convexa), B) forma de los extremos de la base (estados agudos o redondos) y C) tamaño de la placa del esternito (estados corta y desarrollada). El objetivo es encontrar el mayor número de atributos equivalentes hipotetizados como homólogos, presentes en varias especies (posibles sinapomorfias) o en una sola especie (autapomorfias). Las autapomorfias no dan información sobre posibles grupos y es recomendable excluirlas del análisis, aunque sí enlistarlas en algún apartado. Potencialmente, una autapomorfia puede convertirse en sinapomorfia de una especie nueva y la previamente conocida. El segundo paso es expresar los atributos (sedas antenales en forma de pelo, espina o papiliformes) como números (0, 1, 2) y construir una matriz de caracteres (taxones en las hileras vs. caracteres y estados de carácter en las columnas). Ésta se incorpora a un programa de parsimonia como PAUP (Phylogenetic Analysis Using Parsimony, para Macintosh o Windows) o Hennig 86 (para IBM y compatibles) y se especifica qué taxón o taxones son el grupo externo (ver Apéndice 1 para información sobre dónde adquirir software). Puede introducirse alguna suposición *a priori* sobre la evolución de los caracteres (*v. gr.*, un orden en los cambios) o sobre si algún carácter tiene más peso que los demás, aunque ambas estrategias deben ser explícitas y justificadas plenamente. Finalmente, se selecciona el tipo de búsqueda del árbol más parsimonioso. La búsqueda exhaustiva garantiza el árbol más corto, pero es operable sólo si lo permite el número de caracteres y taxones, ya que el tiempo de búsqueda se incrementa muchísimo con una matriz grande con numerosos taxones. La búsqueda heurística no es un método exacto, aunque puede ser la única opción si el tiempo de búsqueda es prohibitivo, y su desventaja se contrarresta con réplicas (repeticiones no idénticas) del análisis, que reducen enormemente la probabilidad de no encontrar el árbol o los árboles más parsimoniosos. Entonces, se acciona una tecla de la computadora. En unos cuantos segundos o minutos se tienen los resultados. El árbol más parsimonioso o más corto es el que posee la explicación más “económica” de la distribución de cambios de carácter a lo largo del árbol. Por ejemplo, si dos taxones comparten un estado de carácter, es más parsimonioso asumir la homología (origen único, presencia del mismo estado de carácter en el ancestro de ambos taxones) de dicho estado de carácter, en lugar de proponer *a priori* una hipótesis de origen

MÉTODOS PARA ESTUDIOS SISTEMÁTICOS DE MEGALOPTERA

independiente del estado de carácter. Lógicamente, un árbol con más hipótesis de homología, es decir con mayor número de cambios de carácter únicos soportando grupos y subgrupos de taxones dentro de su estructura o topología, posee menos hipótesis de no homología (convergencias, paralelismos y reversiones, en conjunto homoplasia) que otro con más cambios de caracteres (mayor longitud) producto del análisis de la misma matriz de datos.

Las computadoras dan una cantidad enorme de información, como varios índices o "estadísticas" por carácter y globales para todo el árbol, de los cuales los más comunes son el índice de consistencia y el de retención. Estos índices estiman qué tan bien corresponden los caracteres con la estructura del árbol, pero no en sí la calidad de una hipótesis de homología particular de un carácter o el apoyo brindado por uno o más cambios de carácter a una porción determinada del árbol. También puede obtenerse una lista de cambios de carácter (una lista mostrando detalladamente el comportamiento de cada carácter, del 1 al n, a lo largo del árbol), así como una lista de apomorfias (un recorrido a lo largo del árbol mostrando los cambios de carácter que ocurren en cada punto de ramificación del árbol). Debe inspeccionarse cada árbol más corto, carácter por carácter, para emitir un juicio sobre el panorama evolutivo más plausible. Si se obtienen varios árboles igualmente parsimoniosos en un mismo análisis, un árbol de consenso estricto resume la información congruente a lo largo de los resultados. Esencialmente, dicho árbol mantiene los grupos que están presentes en todos los árboles, aunque detalles discrepantes se pierden. Finalmente, la información biogeográfica contenida en un solo análisis filogenético, evidente al sustituir las áreas de cada taxón por la posición de los mismos en el cladograma, da información sobre dónde pudieron darse eventos de especiación a lo largo de la historia del grupo, pero no indica directamente zonas de endemismo o puntos de vicarianza aplicables a otros taxones. La búsqueda de sucesos generales, geológicos y climáticos, causa de patrones de distribución en varios grupos, es parte de la biogeografía histórica y requiere de la síntesis de información aportada por el conocimiento filogenético de varios grupos de organismos, de preferencia a partir de análisis cladísticos.

CONCLUSIONES

Termina aquí un recorrido breve de un estudio sistemático, con ejemplos de los Megaloptera. Puede concluirse que la calidad de una revisión taxonómica dependerá de la de los museos en los que se basó, y la de éstos a su vez en lo extenso e intenso de las recolectas que los conforman, lo cual queda rezagado sin una funcionalidad y apertura progresistas de los museos. Análogamente, un análisis filogenético y la interpretación evolutiva de los caracteres del grupo serán tan sólidos y útiles como lo intenso de la búsqueda de caracteres y lo completo de la representación taxonómica. En consecuencia, una hipótesis biogeográfica será tan sólida como los análisis en los que se base y el número de los mismos. Las revisiones taxonómicas ocupan un lugar central en el conocimiento de la biota de un país o región y deben incorporar análisis filogenéticos como parte de su protocolo, lo cual incrementa el valor y la aplicabilidad de las mismas.

AGRADECIMIENTOS

A R. Barba, M. Reguero, J. A. Rodríguez y tres revisores anónimos, por haber leído versiones previas del manuscrito y sus sugerencias para incrementar la claridad del mismo.

LITERATURA CITADA

- Arnett, R. H., Jr., G. A. Samuelson and G. M. Nishida. 1993. *The Insect and Spider Collections of the World*. St. Lucie Press, Delray Beach, Florida.
- Avise, J. C. 1994. *Molecular Markers, Natural History and Evolution*. Chapman & Hall, New York.
- Ax, P. 1987. *The Phylogenetic System: The Systematization of Organisms on the Basis of their Phylogenesis*. John Wiley & Sons, New York.
- Brooks, D. R. and D. H. McLennan. 1991. *Phylogeny, Ecology, and Behavior: A Research Program in Comparative Biology*. The University of Chicago Press, Chicago.
- Contreras-Ramos, A. 1995. New species of *Chloronia* from Ecuador and Guatemala, with a key to the species in the genus (Megaloptera: Corydalidae). *Journal of the North American Benthological Society*, 14: 108-114.
- Contreras-Ramos, A. 1998. *Systematics of the dobsonfly genus Corydalus Latreille (Megaloptera: Corydalidae)*. Thomas Say Publications, Entomological Society of America, Lanham, Maryland.
- Contreras-Ramos, A. 1999a. List of species of Neotropical Megaloptera (Neuropterida). *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 101: 274-284.
- Contreras-Ramos, A. 1999b. Mating behavior of *Platyneuromus* (Megaloptera: Corydalidae), with life history notes on dobsonflies from Mexico and Costa Rica. *Entomological News*, 110: 125-135.
- Contreras-Ramos, A., and S. C. Harris. 1998. The immature stages of *Platyneuromus* (Corydalidae), with a key to the genera of larval Megaloptera of Mexico. *Journal of the North American Benthological Society*, 17: 489-517.
- Eldredge, N., and J. Cracraft. 1980. *Phylogenetic Patterns and the Evolutionary Process*. Columbia University Press, New York.
- Ereshefsky, M. (ed.). 1992. *The Units of Evolution: Essays on the Nature of Species*. The MIT Press, Cambridge, Massachusetts.
- Evans, E. D., and H. H. Neunzig. 1996. Megaloptera and aquatic Neuroptera, pp. 298-308. In: R. W. Merritt and K. W. Cummins (Eds.). *Aquatic Insects of North America*. Kendall/Hunt Publishing Company, Dubuque, Iowa.
- Flint, O. S., Jr. 1991. On the identity of *Chloronia bogatana* [sic] Weele (Neuropterida: Megaloptera: Corydalidae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 93: 489-494.
- Flint, O. S., Jr. 1992. A review of the genus *Chloronia* in Costa Rica, with the description of two new species (Neuropterida: Megaloptera: Corydalidae). *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 105: 801-809.

- Funk, V. A., and D. R. Brooks. 1990. *Phylogenetic Systematics as the Basis of Comparative Biology*. Smithsonian Institution Press, Washington D.C.
- Glorioso, M. J., and O. S. Flint, Jr. 1984. A review of the genus *Platyneuromus* (Insecta: Neuroptera: Corydalidae). *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 97: 601-614.
- Hennig, W. 1965. Phylogenetic systematics. *Annual Review of Entomology*, 10: 97-116.
- Hennig, W. 1966. *Phylogenetic Systematics*. University of Illinois Press, Urbana.
- Janzen, D. H. 1993. Taxonomy: universal and essential infrastructure for development and management of tropical wildland biodiversity. *UNEP Expert Conference on Biodiversity (Norway)*: 100-113.
- Kitching, I. J., P. L. Forey, C. J. Humphries and D. M. Williams. 1998. *Cladistics: The theory and practice of parsimony analysis*. Oxford University Press, Oxford.
- Llorente B., J. e I. Luna V. (Comps.) 1994. *Taxonomía Biológica*. Fondo de Cultura Económica, México, D. F.
- Maddison, W. P., and D. R. Maddison. 1995. *MacClade: Analysis of Phylogeny and Character Evolution*, versión 3.05. Sinauer Associates, Sunderland, Massachusetts.
- Merritt, R. W., K. W. Cummins, and V. H. Resh. 1996. Design of aquatic insect studies: Collecting, sampling and rearing procedures, pp. 12-28. In: R. W. Merritt, and K. W. Cummins (Eds.). *Aquatic Insects of North America*. Kendall/Hunt Publishing Company, Dubuque, Iowa.
- Miller, S. 1993. All taxa biological inventory workshop. *Association of Systematics Collections Newsletter*, 21: 41, 46-47.
- Minelli, A. 1993. *Biological Systematics: The State of the Art*. Chapman & Hall, London.
- Penny, N. D. and O. S. Flint, Jr. 1982. A revision of the genus *Chloronia* (Neuroptera: Corydalidae). *Smithsonian Contributions to Zoology*, 348: 1-27.
- Platnick, N. I. 1994. Presentación oral. *Entomological Collections Network, Reunión Annual*, Dallas, Texas.
- Quicke, D. L. J. 1993. *Principles and Techniques of Contemporary Taxonomy*. Chapman & Hall, London.
- Smith, E. L. 1970. Biology and structure of the dobsonfly, *Neohermes californicus* (Walker) (Megaloptera: Corydalidae). *Pan-Pacific Entomologist*, 46: 142-150.
- Stehr, F. W. 1987. Techniques for collecting, rearing, preserving, and studying immature insects, pp. 7-18. In: F. W. Stehr (Ed.). *Immature Insects, Vol. I*. Kendall/Hunt Publishing Co., Dubuque, Iowa.
- Stewart, K. H., G. P. Friday, and R. E. Rhame. 1973. Food habits of hellgrammite larvae, *Corydalus cornutus* (Megaloptera: Corydalidae), in the Brazos River, Texas. *Annals of the Entomological Society of America*, 66: 959-963.
- Villaseñor, J. L. y P. Dávila. 1992. *Breve introducción a la metodología cladística*. Facultad de Ciencias, UNAM, México, D.F.
- Wheeler, Q. D. 1993. Systematics and inventory (presentación oral). *Entomological Society of America, Annual Meeting*. Indianapolis, Indiana.

- Wiley, E. O. 1981. *Phylogenetics: The Theory and Practice of Phylogenetic Systematics*. John Wiley & Sons, New York.
- Wiley, E. O., D. Siegel-Causey, D. R. Brooks, and V. A. Funk. 1991. *The Compleat Cladist: A Primer of Phylogenetic Procedures*. The University of Kansas, Museum of Natural History, Special Publication No. 19

Apéndice 1. Algunas fuentes de información en Megaloptera y sistemática a través del internet.

Banco de datos del conocimiento filogenético:

<http://herbaria.harvard.edu/treebase/>

Colecciones de insectos y arañas del mundo:

<http://www.bishop.hawaii.org/bishop/ento/codens-r-us.html>

Directorio mundial de entomólogos sistemáticos:

gopher://nmnhgoph.si.edu:70/11/.entomology/.sysent

El árbol de la vida:

<http://phylogeny.arizona.edu/tree/phylogeny.html>

Índices entomológicos de recursos por internet:

<http://www.ent.iastate.edu/List/>

Información sobre programas de computadoras para inferir filogenias:

<http://phylogeny.arizona.edu/tree/programs/programs.html>

NeuroWeb (sitio en la red de los neuropterólogos):

<http://entowww.tamu.edu/research/neuropterida/neuroweb.html>

PAUP (información en la red):

<http://www.sinauer.com/>

Sociedad Bentológica Norteamericana (NABS):

<http://www.benthos.org/>

Sociedad de Biólogos Sistemáticos:

<http://www.utexas.edu/ftp/depts/systbiol/>

Sociedad Entomológica de América (ESA):

<http://www.entsoc.org/>

Sociedad Willi Hennig:

<http://www.vims.edu/~mes/hennig/hennig.html>

Recibido: 5 de octubre de 1998

Aceptado: 5 de abril de 1999

BUTTERFLIES OF MISMALOYA, JALISCO, AND ADJACENT PARTS OF BANDERAS BAY AND SOUTHERN NAYARIT, MEXICO

Andrew D. Warren

Department of Entomology, Oregon State University, Corvallis, Oregon, USA
97331-2907

and

Jorge E. Llorente-Bousquets

Museo de Zoología, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, Apdo.
Postal 70-399, México 04510 D.F., México

ABSTRACT

The butterfly species occurring in the Banderas Bay region of southern Nayarit and northern Jalisco, México, are listed. Vernacular English names have been included for all species, many of which are proposed here. All species known to occur in Mismaloya, Jalisco, are indicated. It is known as the richest site in Jalisco in terms of overall butterfly diversity, with 315 species recorded to date. Species considered likely to be found in the area in the future are included, mostly being species known from areas to the north or south of Banderas Bay, in similar habitats below 1000m elevation. A total of 505 species are estimated to eventually be found in the Banderas Bay area in the future, while the true butterfly diversity along Mismaloya River could be as great as 430 species. Based on these numbers, despite being the best known site in the state for butterflies, the butterfly fauna in Mismaloya is estimated to be about 75% known.

RESUMEN

Se presenta una lista de mariposas de Bahía de Banderas, ubicada al sur del estado de Nayarit y al norte del estado de Jalisco, México. Se incluyen además los nombres comunes en inglés para todas las especies, muchos de ellos aquí se proponen. En la lista se señalan todas aquellas especies que se sabe se encuentran en Mismaloya, uno de los sitios con mayor riqueza específica para Jalisco: hasta ahora se han registrado 315 especies. Se incluyen también aquellas especies que pueden existir en la zona, esto con base en su distribución en áreas aledañas del sur o norte de la Bahía, cuyos hábitats son similares y se encuentran por debajo de los 1,000 msnm. De las 505 especies que se estima existan en Bahía de Banderas, la diversidad de mariposas en Río Mismaloya puede ser de 430. Con base en estas estimaciones, y a pesar de que Mismaloya es una de las zonas del estado mejor conocidas, la fauna de mariposas de esta región se conoce en un 75%.

This list is based primarily on data reported in the *Butterflies of Jalisco, México*, (see Llorente *et al.*, [1995]; Vargas *et al.*, 1996; Warren *et al.*, 1996), and in the introductory review of Mismaloya butterflies by Warren (1997). This area has received a great deal of attention from butterfly enthusiasts recently due to its accesability from the Puerto Vallarta International Airport, excellent local accomodations, and the growing pool of knowledge about the diversity and distribution of butterflies in the area. This list is intended to be used as a reference for visiting butterfly enthusiasts to facilitate species determinations, and also to focus future searches for additional species. Skipper nomenclature used in this list follows that of Warren (in press). Common names agree with names recognized by the North American Butterfly Association wherever possible, although many modifications have been made when necessary. New common

names coined here are intended to be tentative; better suggestions for names of many taxa will undoubtedly be made in the future.

Additional records for Mismaloya and the Banderas Bay area which were not presented in previous lists have been generated from recently determined specimens and photo-documented sightings, mostly determined by the senior author. In 1996, 258 species of butterflies were reported from Mismaloya (Vargas *et al.*, 1996). Currently, 315 species are known to occur along Mismaloya creek, making it the richest site in Jalisco, in terms of overall known butterfly diversity. Other areas in Jalisco that may actually have a greater diversity of butterfly species than the Mismaloya area are less accesable to butterfly enthusiasts, and therefore less frequently surveyed. Single canyons in the Sierra de Manantlán, mountains shared between Colima and Jalisco, probably host a greater diversity of butterfly species than Mismaloya, but we are still lacking many skipper records from that region. It should be noted, however, that we still lack records for butterflies from the Mismaloya area from the months of May, June, and July. We have very few records from August, and September, when there are surely additional species to be found, and have very few hairstreak records in general.

For the purposes of this listing, Banderas Bay includes all localities in Municipios Puerto Vallarta and El Tuito, Jalisco, under 1000m elevation only, and all localities in Municipio Bahía de Banderas, Nayarit. Unconfirmed species considered likely to eventually be found in the Banderas Bay and Mismaloya areas are mostly species known from under 1000m elevation in tropical forest habitats to the north in Municipios Compostela, Xalisco, San Blas, and Tepic, Nayarit, in addition to being known from south of the Banderas Bay area. (An inventory of the butterflies of Nayarit is in preparation by authors and additional staff from the Museo de Zoología, Facultad de Ciencias, at UNAM.) The fauna directly to the south of the Bay area, in Municipios Tomatlán and Purificación, Jalisco, remain almost totally unknown (much of this area is above 1000m elevation), but the faunas of Municipios Casimiro Castillo, Tuxcacuesco, and Atlán de Navarro (Vargas *et al.*, 1996) and La Huerta (Beutelspacher, 1982) are much better known. In the entire region from Municipio Tepic, Nayarit, in the north to Municipio Casimiro Castillo, Jalisco, in the south above 1000m elevation, up to 80 additional butterfly species can be expected. These species have not been listed herein as they appear to be restricted to higher-elevation forest habitats and apparently tend not to stray.

The listing of hypothetical species that should eventually be found in the bay area enables us to estimate how well we know the overall butterfly diversity of the area. Of course there will certainly be species that are found in the Bay area in the future that are otherwise unknown from all surrounding areas, and unique species to other areas will also be found, so these numbers will always be changing. With 382 butterfly species already known from the Bay area, and 505 predicted, the Bay area (as a whole) is about 75% known in terms of overall probable butterfly diversity. To estimate the number of butterfly species that may eventually be found in the Mismaloya area, we assume that 85% of the species that occur in the Bay area will eventually be found in the Mismaloya area (some species restricted to drier areas in Nayarit may not turn up around Mismaloya). Under this assumption, about 430 species of butterflies should eventually be found in the Mismaloya area. Therefore, despite the fact that 315 species of butterflies are already known from Mismaloya, it is estimated to be only about 75% known. Searches for new species should be concentrated at the higher elevational extremes of the Mismaloya area (around El Eden and beyond), during dry periods

(May, June, July), and in the less accesable parts of every habitat, especially shaded areas. Future surveys hoping to add to our knowledge of the butterflies of the Bay area should concentrate on Hairstreaks (Theclinae) and Skippers (Hesperiidae), where several additional species will undoubtedly be found. In terms of overall Banderas Bay area diversity, the Theclinae are only about 41% known and the Hesperiidae are about 75% known, so there is indeed still much work to be done. The Papilionoidea, excluding the Theclinae, are about 80% known, stressing the need to concentrate on small butterflies.

species recorded from the vicinity of Mismaloya, Chino's Paradise and El Eden, along Mismaloya River. Species known from nearby areas (including Boca de Tomatlan, Chico's Paradise, Rio las Juntas, Puerto Vallarta, Jal. and Nuevo Vallarta, Bucerias and El Guamuchil, Nay.) but not from Mismaloya are not marked.

[] = species not yet recorded from Banderas Bay area, but are considered likely to be found there in the future.

SKIPPERS (141 species known from Mismaloya, 170 species known from Bay area and 223 species possible for Bay area.)

HESPERIIDAE

Firetips

- *Gold-rim Firetip
[Yellow-bottomed Firetip]
- *Steely Firetip
- *Blue-collar Firetip
- Red-collar Firetip
- Common Myscelus

Pyrrhopyginae

- Pyrrhopyge chloris* Evans 1951
[*Pyrrhopyge araxes araxes* (Hewit. 1867)]
- Elbella scylla* (Mén. 1855)
- Mysoria amra* (Hewit. [1871])
- Mysoria affinis* (Herr.-Sch. 1869)
- Myscelus amystis hages* Godm. & Sal. 1893

Spreadwing Skippers

- *Window-winged Skipper
- *Guava Skipper
[Rainbow Skipper]
- *Common Ghost-Skipper
[Austin's Ghost-Skipper]
[Western Ghost-Skipper]
- *Nervous Skipper
- *Mercurial Skipper
Unspined Silverdrop
- *Spined Silverdrop
Suffused Silverdrop
Wind's Silverdrop

Pyrginae

- Phocides belus* Godm. & Sal. 1893
- Phocides palemon lilea* (Reak. [1867])
[*Phocides urania* (Westwood [1852])]]
- Phanus marshallii* Kirby 1880
[*Phanus albipicalis* Austin 1993]
[*Phanus rilma* Evans 1952]
- Udranomia kikkawai* (Weeks 1906)
- Proteides mercurius mercurius* (Fabr. 1787)
- Epargyreus aspina* Evans 1952
- Epargyreus spina* Evans 1952
- Epargyreus spinosa* Evans 1952
- Epargyreus windi* H. A. Freeman 1969

DUGESIANA

[Broken Silverdrop]	[<i>Epargyreus exadeus cruza</i> Evans 1952]
*Hammock Skipper	[<i>Epargyreus</i> sp. undescribed]
*Manuel's Skipper	<i>Polygonus leo arizonensis</i> (Skinner 1911)
*White-striped Longtail	<i>Polygonus manueli</i> Bell & W. P. Comstock 1948
*Zilpa Longtail	<i>Chioides catillus albofasciatus</i> (Hewit. 1867)
*Gold-spotted Aguna	<i>Chioides zilpa</i> (Butl. 1872)
*Tailed Aguna	<i>Aguna asander asander</i> (Hewit. 1867)
*Mottled Longtail	<i>Aguna metophis</i> (Latr. 1824)
*Gold-tufted Skipper	<i>Typhedanus undulatus</i> (Hewit. 1867)
*Eight-spotted Longtail	<i>Typhedanus ampyx</i> (Godm. & Sal. 1893)
*Asine Longtail	<i>Polythrix octomaculata</i> (Sepp 1848)
[Mexican Longtail]	<i>Polythrix asine</i> (Hewit. 1867)
*Carlos' Mottled-Skipper	[<i>Polythrix mexicanus</i> H. A. Freeman 1969]
*Crescent Mottled-Skipper	<i>Codatractus carlos</i> Evans 1952
Common Mottled-Skipper	<i>Codatractus alcaeus</i> (Hewit. 1867)
Sally's Mottled-Skipper	<i>Codatractus melon</i> (Godm. & Sal. 1893)
[Golden Mottled-Skipper]	<i>Codatractus sallyae</i> A. D. Warren 1995
[False Mottled-Skipper]	[<i>Codatractus bryaxis</i> (Hewit. 1867)]
*Common Greentail	[" <i>Codatractus</i> " <i>hyster</i> (Dyar 1916)]
*Bluish Greentail	<i>Urbanus proteus proteus</i> (L. 1758)
*Bell's Greentail	<i>Urbanus viterboana</i> (Ehrm. 1907)
[Spot-banded Greentail]	<i>Urbanus belli</i> (Hayward 1935)
*Esmeralda Greentail	[<i>Urbanus prouta</i> Evans 1952]
*Scarce Greentail	<i>Urbanus esmeraldus</i> (Butl. 1877)
*Montane Greentail	<i>Urbanus evona</i> Evans 1952
*Tinted Greentail	<i>Urbanus prodicus</i> Bell 1956
*Dorantes Longtail	<i>Urbanus esta</i> (Evans 1952)
*Teelus Longtail	<i>Urbanus dorantes dorantes</i> (Stoll 1790)
*Brown Longtail	<i>Urbanus teleus</i> (Hübner 1821)
*Plain Longtail	<i>Urbanus procne</i> (Plötz 1881)
*White-tailed Longtail	<i>Urbanus simplicius</i> (Stoll 1790)
*Two-barred Flasher	<i>Urbanus doryssus chales</i> (Godm. & Sal. 1893)
*Gilbert's Flasher	<i>Astraptus fulgurator azul</i> (Reak. 1867)
*Small-spotted Flasher	<i>Astraptus alector hopfferi</i> (Plötz 1882)
*Yellow-tipped Flasher	<i>Astraptus egregius</i> (Butl. 1870)
[White-spotted Flasher]	<i>Astraptus anaphus annetta</i> Evans 1952
[Yellow-edged Flasher]	[<i>Astraptus enotrus</i> (Stoll, 1781)]
*Steely Flasher	[<i>Astraptus phalaecus</i> (Godm. & Sal. 1893)]
*Broad Banded-Skipper	<i>Narcosius parisi helen</i> (Evans 1952)
[Jalapus Cloudywing]	<i>Autochton neis</i> (Geyer 1832)
*Coyote Cloudywing	[<i>Thessia jalapus</i> (Plötz 1882)]
*White-edged Cloudywing	<i>Achalarus toxeus</i> (Plötz 1882)
*Potrillo Skipper	<i>Achalarus albociliatus albociliatus</i> (Mab. 1877)
*Tufted Redeye	<i>Cabares potrillo</i> (Lucas 1857)
*Fritzgaertner's Flat	<i>Ocyba calathana calamus</i> (Godm. & Sal. 1894)
*Stola Flat	<i>Celaenorrhinus fritzgaertneri</i> (Bailey 1880)
*Falcate Skipper	<i>Celaenorrhinus stola</i> Evans 1952
	<i>Spathilepia clonius</i> (Cr. 1775)

BUTTERFLIES OF MISMALOYA, BANDERAS BAY AND SOUTHERN NAYARIT

- [Acacia Skipper] *[Cogia hippalus hippalus* (W. H. Edw 1882)]
 *Mimosa Skipper *Cogia calchas* (Herr.-Sch. 1869)
 *Caucus Skipper *Cogia caicus moschus* (W. H. Edw 1882)
 *Choricus Skipper *Telemiades choricus* (Schaus 1902)
 *Fides Skipper *Telemiades fides* Bell 1949
 [Starred Skipper] *[Arteurotia tractipennis* Butl. & Druce 1872]
 *Cleta Tufted-Skipper *Polyctor cleta* Evans 1953
 *Purplish Tufted-Skipper *Nisoniades rubescens* (Möschler 1876)
 *Immaculate Tufted-Skipper *Pachyneuria licisca* (Plötz 1882)
 *Glazed Tufted-Skipper *Pellicia arina* Evans 1953
 *Morning Glory Tufted-Sk. *Pellicia dimidiata* Herr.-Sch. 1870
 Red-studded Skipper *Noctuana stator* (Godm. & Sal. 1899)
 [Cryptic Skipper] *[Noctuana bipuncta* (Plötz 1884)]
 *Hook-tipped Bolla *Bolla orsines* (Godm. & Sal. 1896)
 *Spatulate Bolla *Bolla eusebius* (Plötz 1884)
 Rough-tipped Bolla *Bolla evippe* (Godm. & Sal. 1896)
 [Fin-tipped Bolla] *[Bolla subapicatus* (Schaus 1902)]
 [Mottled Bolla] *[Bolla clythius* (Godm. & Sal. 1897)]
 [Many-spotted Bolla] *[Bolla litus* (Dyar 1912)]
 *Western Scallopwing *Staphylus tierra* Evans 1953
 *Aztec Scallopwing *Staphylus azteca* (Scudder 1872)
 Coastal Scallopwing *Staphylus* sp. undescribed
 [Gold-snout Scallopwing] *[Staphylus vulgata* (Möschler 1879)]
 [Equal Scallopwing] *[Staphylus iguala* (Williams & Bell 1940)]
 *Variegated Skipper *Gorgythion begga pyralina* (Möschler 1876)
 *Bruised Skipper *Zera hyacinthinus hyacinthinus* (Mab. 1877)
 *Ventral Blue-Skipper *Quadrus cerialis* (Stoll 1782)
 *Tanned Blue-Skipper *Quadrus lugubris lugubris* (R. Feld. 1869)
 *Blue-studded Skipper *Sostrata nordica* Evans 1953
 *Shining Blue-Skipper *Paches polla* (Mab. 1888)
 *Orange-spotted Skipper *Atarnes sallei* (C. Feld. & R. Feld. 1867)
 *Hoary Skipper *Carrhenes canescens canescens* (R. Feld. 1869)
 Black-spot Skipper *Carrhenes fuscescens* (Mab. 1891)
 [Northern Mexican-Skipper] *[Zobera marginata* H. A. Freeman 1979]
 *Dark Mylon *Mylon menippus* (Fabr. 1777)
 *Pale Mylon *Mylon pelopidas* (Fabr. 1793)
 [Bold Mylon] *[Mylon lassia* (Hewit. 1868)]
 *Glassy-winged Skipper *Xenophanes tryxus* (Stoll 1780)
 *Clito Skipper *Clito clito* (Fabr. 1787)
 *Large Spurwing *Antigonus nearchus* (Latr. 1813)
 *Common Spurwing *Antigonus erosus* (Hübner 1812)
 *Dark Spurwing *Antigonus funebris* (R. Feld. 1869)
 *Texas Powdered-Skipper *Systasea pulverulenta* (R. Feld. 1869)
 *Sandy Skipper *Zopyrion sandace* Godm. & Sal. 1896
 *Giant Sicklewing *Achlyodes busirus heros* (Ehrm. 1909)
 *Northern Sicklewing *Eantis tamemund* (W. H. Edw. 1871)
 *Hermit Skipper *Grais stigmaticus stigmaticus* (Mab. 1883)
 Brown-banded Skipper *Timochares ruptifasciatus ruptifasciatus* (Plötz 1884)

- *Three-banded Skipper *Timochares trifasciata trifasciata* (Hewit. 1868)
- *Tropical Duskywing *Anastrus sempternus sempternus* (Butl. & Druce 1872)
- *Dark Duskywing *Anastrus robigus* (Plötz 1884)
- *Bent-tip Duskywing *Cycloglypha thrasibulus* (Fabr. 1793)
- *Black-patched Duskywing *Ebrietas anacreon* (Staud. 1876)
- *Black-spotted Duskywing *Chiomara mithrax* (Möschler 1878)
- *White-patched Duskywing *Chiomara georgina georgina* (Reak. 1868)
- *False Duskywing *Gesta invisus* (Butl. & Druce 1872)
- Funereal Duskywing *Erynnis funeralis* (Scudder & Burgess 1870)
- [Juvenal's Duskywing] *[Erynnis juvenalis clitus* (W. H. Edw. 1883)]
- [Mournful Duskywing] *[Erynnis tristis tatius* (W. H. Edw. 1883)]
- *White Checkered-Skipper *Pyrgus albescens* (Plötz 1884)
- *Tropical Checkered-Sk. *Pyrgus oileus* (L. 1767)
- [Desert Checkered-Skipper] *[Pyrgus philetas* W. H. Edw. 1881]
- *Turk's-cap White-Skipper *Heliopetes macaira* (Reak. 1867)
- *Laviana White-Skipper *Heliopetes laviana laviana* (Hewit. 1868)
- *Veined White-Skipper *Heliopetes arsalte* (L. 1758)
- *Alana White-Skipper *Heliopetes alana* (Reak. 1868)
- [Erichson's White-Skipper] *[Heliopetes domicella domicella* (Erichson 1848)]

Skipperlings

- [Hour-glass Skipperling] *[Piruna penaea* (Dyar 1918)]
- [Dardaris Skipperling] *[Dardarina dardaris* (Hewit. 1877)]
- [Faula Skipperling] *[Dalla faula* (Godm. 1900)]
- [Silvered Skipperling] *[Dalla dividuum* (Dyar 1913)]

Grass Skippers

- Bold Faceted-Skipper *Synapte syraces* (Godm. 1901)
- Texas Faceted-Skipper *Synapte pecta* Evans 1955
- [Faded Faceted-Skipper] *[Synapte shiva* Evans 1955]
- [Western Faceted-Skipper] *[Synapte silna* Evans 1955]
- *Golden Skipper *Zariaspes mytheucus* (Godm. 1900)
- *Immaculate Skipper *Anthoptus insignis* (Plötz 1882)
- *Redundant Skipper *Corticea corticea* (Plötz 1883)
- *Ubiquitous Skipper *Callimormus saturnus* (Herr.-Sch. 1869)
- [Gray Skipper] *[Mnasicles hicetaon* Godm. 1901]
- *Ina Skipper *Methionopsis ina* (Plötz 1882)
- [False Roadside-Skipper] *[Repens florus* (Godm. 1900)]
- *Aecas Skipper *Flaccilla aecas* (Stoll 1781)
- *Jeweled Skipper *Phanes aletes* (Geyer 1832)
- [Pale-rayed Skipper] *[Vidius perigenes* (Godm. 1900)]
- *Violet-patched Skipper *Monca tyrtaeus* (Plötz 1883)
- [Julia's Skipper] *[Nastra julia* (H. A. Freeman 1945)]
- *Fawn-spotted Skipper *Cymaenes trebius* (Mab. 1891)
- *Inca Skipper *Vehilius inca* Scudder 1872
- *Butler's Skipper *Mnasilus allubita* (Butl. 1877)

Cyclopedinae

Hesperiinae

BUTTERFLIES OF MISMALOYA, BANDERAS BAY AND SOUTHERN NAYARIT

*Nitra Skipper	<i>Mnasitheus nitra</i> Evans 1955
*Remus Skipper	<i>Remella remus</i> (Fabr. 1798)
	<i>Remella</i> sp. undescribed
[Rita Skipper]	[<i>Remella rita</i> Evans 1955]
	[<i>Parphorus</i> sp. undescribed]
*Clouded Skipper	<i>Lerema accius</i> (J. E. Smith 1797)
*Liris Skipper	<i>Lerema liris</i> Evans 1955
*Valda Skipper	<i>Morys valerius valda</i> Evans 1955
*Simplex Skipper	<i>Tigasis simplex</i> (Bell 1930)
*Fantastic Skipper	<i>Vettius fantasos</i> (Stoll 1780)
[Moody Skipper]	[<i>Thoon modius</i> (Mab. 1889)]
[Argus Skipper]	[<i>Argon argus</i> (Möschler 1879)]
[Smeared Ruby-eye]	[<i>Tromba xanthura</i> (Godm. 1901)]
[White-patched Ruby-eye]	[<i>Carystus phorcus</i> (Cr. [1777])]
*Green-backed Ruby-eye	<i>Perichares philetes adela</i> (Hewit. 1867)
Broad-banded Ruby-eye	<i>Orses cynisca</i> (Swainson 1821)
Silver-studded Ruby-eye	<i>Lycas argentea</i> (Hewit. 1866)
*Joanna's Skipper	<i>Joanna joanna</i> Evans 1955
*Canna Skipper	<i>Quinta cannae</i> (Herr.-Sch. 1869)
[Osca Skipper]	[<i>Rhinthon osca</i> (Plötz 1883)]
Zygia Skipper	<i>Mucia zygia</i> (Plötz 1886)
*Hidden-ray Skipper	<i>Conga chydaea</i> (Butl. 1877)
*Tropical Least Skipper	<i>Ancyloxypha arene</i> (W. H. Edw. 1871)
*Southern Skipper	<i>Copaodes minima</i> (W. H. Edw. 1870)
*Fiery Skipper	<i>Hylephila phyleus phyleus</i> (Drury 1773)
Subreticulate Skipper	<i>Polites subreticulata</i> (Plötz 1883)
*Whirlabout	<i>Polites vibex praeceps</i> (Scudder 1872)
*Southern Broken Dash	<i>Wallengrenia otho otho</i> (J. E. Smith 1797)
*Common Glassywing	<i>Pompeius pompeius</i> (Latr. 1824)
[Golden Glassywing]	[<i>Pompeius dares</i> (Plötz 1883)]
De la Maza's Skipper	<i>Anatrytone mazai</i> (H. A. Freeman 1969)
[Yellow-stained Skipper]	[<i>Poanes inimica</i> (Butl. & Druce 1872)]
*Bright Mellana	<i>Quasimellana aurora</i> (Bell 1942)
*Common Mellana	<i>Quasimellana eulogius</i> (Plötz 1883)
Coastal Mellana	<i>Quasimellana agnesae</i> (Bell 1959)
[Sullied Mellana]	[<i>Quasimellana balsa</i> (Bell 1942)]
[Light-green Mellana]	[<i>Quasimellana myron</i> (Godm. 1900)]
[Nayar Mellana]	[<i>Quasimellana nayana</i> (Bell 1941)]
[Muller's Mellana]	[<i>Quasimellana mulleri</i> (Bell 1942)]
Guardpost Skipper	<i>Euphyes peneia</i> (Godm. 1900)
Creamy-Striped Skipper	<i>Metron chrysogastra</i> (Butl. 1870)
Toltec Roadside-Skipper	<i>Amblyscirtes tolteca tolteca</i> Scudder 1872
[Largest Roadside-Skipper]	[<i>Amblyscirtes raphaëli</i> H. A. Freeman 1973]
[Larger Roadside-Skipper]	[<i>Amblyscirtes folia</i> Godm. 1900]
*Violet-clouded Skipper	<i>Lerodea arabus</i> (W. H. Edw. 1882)
*Eufala Skipper	<i>Lerodea eufala</i> (W. H. Edw. 1869)
*Brazilian Skipper	<i>Calpodex ethlius</i> (Stoll 1782)
*Ocola Skipper	<i>Panoquina ocola</i> (W. H. Edw. 1863)

*Evans' Skipper	<i>Panoquina evansi</i> (H. A. Freeman 1946)
*Purple-washed Skipper	<i>Panoquina leucas</i> (Fab. 1793)
Wandering Skipper	<i>Panoquina errans</i> (Skinner 1892)
[Hecebolus Skipper]	[<i>Panoquina hecebolus</i> (Scudder 1872)]
*Purple-stained skipper	<i>Zenis janka</i> Evans 1955
*Violet-banded Skipper	<i>Nyctelius nyctelius nyctelius</i> (Latr. 1824)
Chalk-marked Skipper	<i>Thespius dalman</i> Dyar 1913
*Steinhauser's Vacerra	<i>Vacerra cervara</i> Steinhauser 1974
*Mexican Vacerra	<i>Vacerra gayra</i> (Dyar 1918)
*Godman's Vacerra	<i>Vacerra "lachares"</i> Godm. 1900
*Common Vacerra	<i>Vacerra litana</i> (Plötz 1882)
*Dyson's False-Silverdrop	<i>Aides dysoni</i> Godm. 1900
*Rica Skipper	<i>Halotus rica</i> (Bell 1942)
*Half-tailed Skipper	<i>Niconiades incomptus</i> (Austin 1997)
*Perching Saliana	<i>Saliana esperi esperi</i> Evans 1955
*Suffused Saliana	<i>Saliana fusta</i> Evans 1955
*Hiding Saliana	<i>Saliana longirostris</i> Sepp 1848
*Common False-Flasher	<i>Thracides phidon</i> (Cr. 1779)
*Green-bottom False-Flasher	<i>Neoxeniades luda</i> (Hewit. 1877)

TRUE BUTTERFLIES 74 species known from Mismaloya, 212 species from Bay area, and 282 species possible for Bay area.)

Swallowtails

PAPILIONIDAE

Triodiniinae

*Pipevine Swallowtail	<i>Battus philenor philenor</i> (L. 1771)
*Polydamas Swallowtail	<i>Battus polydamas polydamas</i> (L. 1758)
*Eracon Swallowtail	<i>Battus eracon</i> (Godm. & Sal. 1897)
*Green-patch Swallowtail	<i>Battus laodamas iopas</i> (Godm. & Sal. 1897)
*Photinus Cattleheart	<i>Parides photinus photinus</i> (Doubleday 1844)
*Montezuma Cattleheart	<i>Parides montezuma montezuma</i> (Westw. 1842)
*Rosy-spotted Cattleheart	<i>Parides erithalion trichopus</i> (Rothschild & Jordan 1906)

Papilioninae

*Long-tailed Kite-Swallowtail	<i>Protographium epidaus tepicus</i> (Rothschild & Jordan 1906)
Dark Kite-Swallowtail	<i>Protographium philolaus philolaus</i> (Boisd. 1836)
[Evasive Kite-Swallowtail]	[<i>Protographium agesilaus fortis</i> (Rothschild & Jordan 1906)]
Red-studded Swallowtail	<i>Mimoides thymbraeus aconophos</i> (Gray 1853)
Ilus Swallowtail	<i>Mimoides ilus occidentus</i> (Vázquez 1957)
*Pink-spotted Swallowtail	<i>Priamides pharnaces</i> (Doubleday 1846)
*Ruby-spotted Swallowtail	<i>Priamides anchisiades idaeus</i> (Fabr. 1793)
*Torquatus Swallowtail	<i>Troilides torquatus mazai</i> (Beutelspacher 1976)
Ornythion Swallowtail	<i>Calaides ornythion</i> ssp.
Broad-banded Swallowtail	<i>Calaides astyalus bajaensis</i> (Brown & Faulkner 1992)
Citrus Swallowtail	<i>Calaides androgeus</i> ssp.

- *Thoas Swallowtail
- *Giant Swallowtail
- [Three-tailed Swallowtail]
- Avacado Swallowtail
- *Victorine Swallowtail

- Heraclides thoas autocles* (Rothschild & Jordan 1906)
- Heraclides crespontes* (Cr. 1777)
- [*Pterourus pilumnus* (Boisd. 1836)]
- Pyrrhosticta garamas garamas* (Geyer 1829)
- Pyrrhosticta victorinus morelius* (Rothschild & Jordan 1906)

Whites & Sulphurs

PIERIDAE

Dismorphiinae

- *Tiger-Striped Mimic-White
- *De la Maza's Mimic-White
- [Dark Mimic-White]

- Dismorphia amphiona lupita* Lamas 1979
- Enantia mazai diazi* Llorente 1984
- [*Lieinix nemesis nayaritensis* Llorente 1984]

Sulphurs

Coliadinae

- *Southern Dogface
- *White Angled-Sulphur
- *Yellow Angled-Sulphur
- *Large Orange Sulphur
- *Apricot Sulphur
- Tailed Sulphur
- *Orange-barrred Sulphur
- *Cloudless Sulphur
- *Trite Sulphur
- *Mealy Sulphur
- *Lyside Sulphur
- *Sleepy Orange
- *Dina Yellow
- *Little Yellow
- *Mimosa Yellow
- *Tailed Orange
- [Little White]
- *Boisduval's Yellow
- *Barred Yellow
- *Mexican Yellow
- *Salome Yellow
- *Dainty Sulphur

- Zerene cesonia cesonia* (Stoll 1791)
- Anteos clorinde nivifera* (Fruhstorfer 1907)
- Anteos maerula lacordairei* (Boisd. 1836)
- Phoebis agarithe agarithe* (Boisd. 1836)
- Phoebis argante argante* (Fabr. 1775)
- Phoebis neocypris virgo* (Butl. 1870)
- Phoebis philea philea* (L. 1763)
- Phoebis sennae marcellina* (Cr. 1777)
- Rhabdodryas trite trite* (L. 1758)
- Aphrissa statira jada* (Butl. 1870)
- Kricogonia lyside* (Godart 1869)
- Eurema nicippe* (Cr. 1780)
- Eurema dina westwoodi* (Boisd. 1836)
- Eurema lisa centralis* (Herr.-Sch. 1864)
- Eurema nise nelphe* (R. Feld. 1869)
- Eurema proterpia proterpia* (Fabr. 1775)
- [*Eurema albula celata* (R. Feld. 1869)]
- Eurema boisduvaliana* (C. Feld. & R. Feld. 1865)
- Eurema दौरa दौरa* (Godart 1819)
- Eurema mexicana mexicana* (Boisd. 1836)
- Eurema salome jamapa* (Reak. 1866)
- Nathalis iole iole* Boisd. 1836

Whites

Pierinae

- *Costa Rican White
- [Gray White]
- *Creamy White
- *Florida White
- Mountain White
- *Viardi White

- Hesperocharis costaricensis pasion* (Reak. 1867)
- [*Pereute charops leonilae* Llorente 1986]
- Melete lycimnia isandra* (Boisd. 1836)
- Glutophrissa drusila tenuis* Lamas 1981
- Leptophobia aripa elodia* (Boisd. 1836)
- Pieriballia viardi laogore* (Godm. & Sal. 1889)

BUTTERFLIES OF MISMALOYA, BANDERAS BAY AND SOUTHERN NAYARIT

[Blackish Crescent]

[*Anthanassa argentea* (Godm. & Sal. 1882)]

[*Anthanassa* sp. undescribed]

*Gray-based Crescent

Castilia griseobasalis (Robert 1914)

[Guatemalan Crescent]

[*Tegosa guatemalena* (Bates 1864)]

Coloburini & Biblidini

*Orion

Historis odius dious (Lamas 1995)

*Blomfield's Beauty

Smyrna blomfieldia datis Fruhstorfer 1908

*Dirce Beauty

Colobura dirce dirce L. 1758

*Red Rim

Biblis hyperia aganisa (Boisd. 1836)

[*Amymone*]

[*Mestra dorcas amymone* (Mén. 1857)]

*Blackened Bluewing

Myscelia cyananthe cyananthe C. Feld. & R. Feld 1867

*Mexican Bluewing

Myscelia ethusa ethusa (Doyere 1840)

*Cyaniris Bluewing

Myscelia cyaniris alvaradia R. G. de la Maza & Diaz 1982

*Cortesi Banner

Catonephele cortesi R. G. de la Maza 1982

*Dingy Purplewing

Eunica monima monima (Cr. 1782)

Florida Purplewing

Eunica tatila tatila (Herr.-Sch. 1855)

*Gray Cracker

Hamadryas februa ferentina (Godart 1824)

*Red Cracker

Hamadryas amphinome mazai Jenkins 1983

*Guatemalan Cracker

Hamadryas guatemalena marmarice (Fruhstorfer 1916)

[Glaucous Cracker]

[*Hamadryas glauconome grisea* Jenkins 1983]

[Black-patched Cracker]

[*Hamadryas atlantis lelaps* Godm. & Sal. 1883]

*Nearea Banner

Pyrrhogyra nearea hypsenor Godm. & Sal. 1884

*Laothoe Banner

Teminis laothoe quilapayunia R. G. de la Maza & Turrent 1985

Common Banner

Epiphile adrasta escalantei Descimon & Mast 1979

Flavilla Banner

Nica flavilla bachiana R. G. de la Maza & J. R. de la Maza 1985

Blue-eyed Greenwing

Dynamine dyonis Geyer 1837

*Mexican Greenwing

Dynamine postverta mexicana D'Almeida 1952

[West-Mexican Eighty-eight]

[*Diaethria asteria* (Godm. & Sal. 1894)]

[Bacchis Eighty-eight]

[*Cyclogramma bacchis* (Doubleday [1849])]

Sisters & Daggerwings

Limnitiidae

*Spot-celled Sister

Adelpha basiloides basiloides Doubleday 1848

*Celerio Sister

Adelpha celerio diademata Fruhstorfer 1913

*Band-celled Sister

Adelpha fessonia fessonia (Hewit. 1847)

*Massilides Sister

Adelpha iphicles massilides Fruhstorfer 1916

*Phylaca Sister

Adelpha phylaca phylaca Bates 1866

*Massilia Sister

Adelpha serpa massilia (C. Feld. & R. Feld. 1867)

[Leucas Sister]

[*Adelpha leucas* Fruhstorfer 1916]

[Paroeca Sister]

[*Adelpha paroeca emathia* (R. Feld. 1869)]

*Ruddy Daggerwing

Marpesia petreus tethys (Fabr. 1777)

*Many-banded Daggerwing

Marpesia chiron marius (Cr. 1780)

DUGESIANA

Leafwings

- *Darkened Blue-Leafwing
- Silvery Blue-Leafwing
- [Two-shaded Blue-Leafwing]
- *Seasonal Leafwing
- *Pale Leafwing
- *Red-striped Leafwing
- [Silver-studded Leafwing]
- *Tropical Leafwing
- *Electra Leafwing
- *Fabulous Leafwing
- *Pointed Leafwing
- Angled Leafwing
- Forrer's Leafwing
- Pale-spotted Leafwing

Emperors

- *Dusky Emperor
- *Silver Emperor
- *Pavon Emperor

Morphos

- *White Morpho

Owl-Butterflies

- *Boisduval's Owl-Butterfly
- *Coastal Owl-Butterfly
- Tamarindi Owl-Butterfly

Milkweed Butterflies

- *Tropic Queen
- *Queen
- *Monarch
- *Tiger Mimic-Queen

Clearwings

- *Morgane Clearwing
- [Red-Banded Clearwing]
- *Tiger-striped Clearwing

Charaxinae

- Archaeoprepona demophon occidentalis* Descimon & Stoffel 1974
- Archaeoprepona demophoon mexicana* Llorente, Descimon & Johnson 1993
- [*Prepona laertes octavia* Fruhstorfer 1905]
- Zaretis ellops anzuleta* Fruhstorfer, 1909
- Zaretis callidryas* (R. Feld. 1869)
- Siderone galanthis* (Cr. [1775])
- [*Hypna clytemnestra mexicana* Hall 1917]
- Anaea aidea* (Guerin 1844)
- Consul electra castanea* Llorente & Luis 1992
- Consul fabius cecrops* (Doubleday 1949)
- Fountainea euryppyle glanzi* (Rotger, Escalante & Coronado 1965)
- Fountainea glycerium glycerium* (Doubleday 1949)
- Memphis forreri* (Godm. & Sal. 1884)
- Memphis pithyusa* (R. Feld. 1869)

Apaturinae

- Asterocampa idylla argus* (Bates 1864)
- Doxocopa laure acca* (C. Feld. & R. Feld. 1867)
- Doxocopa pavon theodora* (Lucas 1857)

Morphinae

- Pessonia polyphemus polyphemus* Westw. 1851

Brassolinae

- Opsiphanes boisduvalii* Doubleday 1849
- Opsiphanes invirae fabricii* (Boisd. 1870)
- Opsiphanes tamarindi sikyon* C. Feld. & R. Feld. 1861

Danainae

- Danaus eresimus montezuma* Talbot 1943
- Danaus gilippus thersippus* (Bates 1863)
- Danaus plexippus plexippus* (L. 1758)
- Lycorea halia atergatis* Doubleday 1847

Ithomiinae

- Greta morgane morgane* (Geyer 1837)
- [*Pteronymia rufocincta* (Sal. 1869)]
- Melinaea ethra flavicans* C. C. Hoffman 1924

BUTTERFLIES OF MISMALOYA, BANDERAS BAY AND SOUTHERN NAYARIT

Snouts

American Snout

Satyrs

- *Cowboy Satyr
[Nayarit Satyr]
- *[Western Satyr]
- *Orange-patched Satyr
- *Common Satyr
[Variable Satyr]
- *Rosy Satyr
Weymer's Satyr
[Tailed Satyr]
- [Giant Satyr]
- Two-pupil Satyr
- *One-pupil Satyr
Undina Satyr

Libytheinae

Libytheana carinenta mexicana Michener 1943

Satyrinae

- Cyllopsis caballeroi* Beutelspacher 1982
[*Cyllopsis nayarit* R. Chermock 1947]
- [*Cyllopsis suivalenoides* L. Miller 1974]
- Euptychia fetna* Butl. 1870
- Hermeuptychia hermes* (Fabr. 1775)
[*Pindis squamistriga* R. Feld. 1869]
- Taygetis uncinata* Weymer 1907
- Taygetis weymeri* Draut 1912
[*Taygetis virgilia* (Cr. 1776)]
- [*Taygetis mermeria griseomarginata* L. Miller 1978]
- Vareuptychia similis* (Butl. 1867)
- Vareuptychia themis* (Butl. 1867)
- Vareuptychia undina* (Butl. 1870)

Gossamer-wing Butterflies

Metalmarks

- *Ebule Metalmark
- *Purple-washed Eyemark
- *Blinded Metalmark
- *White-spot Metalmark
- *Arcius Bluetail
- *Fulmen Metalmark
- *Mather's Metalmark
- *Mexican Metalmark
- *Montezuma Metalmark
- *Rounded Metalmark
- *Fatal Metalmark
- Red-bordered Metalmark
- [Gold-headed Metalmark]
- *Bumblebee Metalmark
- Shining Metalmark
- *Maria Metalmark
[Blue Metalmark]
- *White-tipped Pixie
- *Red-bordered Pixie
- *Brilliant Metalmark
- *Curve-winged Metalmark
- *Mandana Metalmark
- *Falcate Metalmark
- *Vulpina Metalmark

LYCAENIDAE

Riodininae

- Euselasia eubule* (R. Feld 1869)
- Mesosemia lamachus* (Hewit. 1857)
- Eurybia elvina* Stichel 1910
- Napaea umbra umbra* (Boisd. 1870)
- Rhetus arcius beutelspacheri* Llorente 1987
- Calephelis fulmen* Stichel 1910
- Calephelis matheri* McAlpine 1971
- Calephelis mexicana* McAlpine 1971
- Calephelis montezuma* McAlpine 1971
- Calephelis perditalis perditalis* B. & McD. 1918
- Calephelis nemesis nemesis* (W. H. Edw. 1871)
- Caria ino ino* Godm. & Sal. 1866
[*Caria stillaticia*, Dyar 1912]
- Baeotis zonata simbla* (Boisd. 1870)
- Lasaia agesilas callaina* Clench 1972
- Lasaia maria maria* Clench 1972
[*Lasaia sula sula* Staud. 1888]
- Melanis cephise cephise* (Mén. 1855)
- Melanis pixe sexpunctata* Seitz 1917
- Anteros carausius carausius* Westw. 1851
- Emesis emesia emesia* (Hewit. 1867)
- Emesis mandana furor* Butl. & Druce 1872
- Emesis tenedia tenedia* C. Feld. & R. Feld. 1861
- Emesis vulpina* Godm. & Sal. 1886

[Poeas Metalmark]	[<i>Emesis poeas</i> Godm. & Sal. 1901]
[Clearista Metalmark]	[<i>Pseudonymphidia clearista</i> (Butl. 1871)]
*Walker's Metalmark	<i>Apodemia walkeri</i> Godm. & Sal. 1886
[Hypoglaucous Metalmark]	[<i>Apodemia hypoglauca hypoglauca</i> (Godm. & Sal. 1878)]
Tiny Metalmark	<i>Adelotypa eudocia</i> (Godm. & Sal. 1897)
[Lycorias Metalmark]	[<i>Thisbe lycorias</i> (Hewit. 1853)]
[Rusty Metalmark]	[<i>Synargis mycone</i> (Hewit. 1865)]
*Purple-tipped Metalmark	<i>Calospila zeurippa</i> Boisd. 1836
*Eupolis Metalmark	<i>Theope eupolis</i> Schaus 1890
*Publius Metalmark	<i>Theope publius</i> C. Feld. & R. Feld. 1861
Virgilius Metalmark	<i>Theope virgilius virgilius</i> (Fabr. 1793)
Mania Metalmark	<i>Theope mania</i> (Godm. & Sal. 1897)

Hairstreaks

- *Mexican Cycadian
- [Busa Hairstreak]
- *Regal Hairstreak
- [Strophius Hairstreak]
- *Damo Hairstreak
- [Mexican Arcas]
- [White-tipped Hairstreak]
- [Thick-veined Hairstreak]
- *Thick-tailed Hairstreak
- Ligurina Hairstreak
- *Oppia Hairstreak
- *Sito Stripe-Streak
- *Creamy Stripe-Streak
- *Marius Hairstreak
- Roadside Hairstreak
- *Gold-bordered Hairstreak
- Smudged Hairstreak
- *Zebina Hairstreak
- *Black Hairstreak
- [Silver-banded Hairstreak]
- [Telea Hairstreak]
- *Tropical Greenstreak
- *Deep-forest Greenstreak
- [Clench's Greenstreak]
- [Mountain Greenstreak]
- [Brown Greenstreak]
- *Intense-blue Hairstreak
- Bitias Hairstreak
- [Aquamarine Hairstreak]
- [Mexican-M Hairstreak]
- [Polibetes Hairstreak]
- [Hecate Hairstreak]
- *White Scrub-Hairstreak

Theclinae

- Eumaeus toxea* (Godart 1824)
- ["*Thecla*" *busa* (Godm. & Sal. 1887)]
- Evenus regalis* (Cr. 1776)
- [*Allosmaitia strophius* (Godart 1824)]
- Pseudolycaena damo* (Druce 1875)
- [*Arcas cypria* (Geyer 1837)]
- [*Atlides gaumeri* (Godm. 1901)]
- [*Atlides polybe* (L. 1763)]
- "*Thecla*" *umbratus* (Geyer 1837)
- "*Thecla*" *ligurina* (Hewit. 1874)
- Thereus oppia* (Godm. & Sal. 1887)
- Arawacus sito* (Boisd. 1836)
- Arawacus jada* (Hewit. 1867)
- Rekoa marius* (Lucas 1857)
- Rekoa meton* (Cr. 1780)
- Rekoa palegon* (Cr. 1780)
- Rekoa stagira* (Hewit. 1867)
- Rekoa zebina* (Hewit. 1869)
- Ocaria ocrisia* (Hewit. 1868)
- [*Chlorostrymon simaethis* (Drury 1773)]
- [*Chlorostrymon telea* (Hewit. 1868)]
- Cyanophrys herodotus* (Fabr. 1793)
- Cyanophrys amyntor* (Cr. 1776)
- [*Cyanophrys miserabilis* (Clench 1946)]
- [*Cyanophrys longula* (Hewit. 1868)]
- [*Cyanophrys fusius* (Godm. & Sal. 1887)]
- Panthiades bathildis* (C. Feld. & R. Feld. 1865)
- Panthiades bitias* (Cr. 1777)
- [*Oenomaus ortygnus* (Cr. 1780)]
- [*Parrhasius moctezuma* Clench 1971]
- [*Parrhasius polibetes* (Cr. 1782)]
- [*Michaelus hecate* (Godm. & Sal. 1887)]
- Strymon albata* (C. Feld. & R. Feld. 1865)

BUTTERFLIES OF MISMALOYA, BANDERAS BAY AND SOUTHERN NAYARIT

- | | |
|---------------------------------|--|
| *Red-lined Scrub-Hairstreak | <i>Strymon bebrycia</i> (Hewit. 1868) |
| *Tailless Scrub-Hairstreak | <i>Strymon cestri</i> (Reak. 1867) |
| *Istapa Scrub-Hairstreak | <i>Strymon istapa</i> (Reak. 1867) |
| *Megarus Scrub-Hairstreak | <i>Strymon megarus</i> "complex" (Godart 1824) |
| Bromeliad Scrub-Hairstreak | <i>Strymon serapio</i> (Godm. & Sal. 1887) |
| *Yojoa Scrub-Hairstreak | <i>Strymon yojoa</i> (Reak. 1867) |
| [Red-crescent Scrub-Hairstreak] | [<i>Strymon rufofusca</i> (Hewit. 1877)] |
| [Lantana Scrub-Hairstreak] | [<i>Strymon bazochii</i> (Godart 1824)] |
| [Ziba Scrub-Hairstreak] | [<i>Strymon ziba</i> (Hewit. 1868)] |
| [Collucia Hairstreak] | [<i>Lamprospilus collucia</i> (Hewit. 1877)] |
| Ceromia Groundstreak | <i>Kisutam ceromia</i> (Hewit. 1877) |
| False-Hesperitis Groundstreak | <i>Kisutam</i> aff. <i>hesperitis</i> (Butl. & Druce 1872) |
| [Hesperitis Groundstreak] | [<i>Kisutam hesperitis</i> (Butl. & Druce 1872)] |
| [Sky-blue Groundstreak] | [<i>Kisutam syllis</i> (Godm. & Sal. 1887)] |
| [Mountain Groundstreak] | [<i>Kisutam guzanta</i> (Schaus 1902)] |
| *Ruddy Hairstreak | <i>Electrostrymon sangala</i> (Hewit. 1868) |
| [Muted Hairstreak] | [<i>Electrostrymon canus</i> (Druce 1907)] |
| *Dusky-blue Groundstreak | <i>Calycopis isobea</i> (Butl. & Druce 1872) |
| *Striped Groundstreak | <i>Calycopis clarina</i> (Hewit. 1874) |
| [Shining Groundstreak] | [<i>Calycopis demonassa</i> (Hewit. 1868)] |
| *Red-spotted Hairstreak | <i>Tmolus echion</i> (L. 1767) |
| Garnet-washed Hairstreak | " <i>Thecla</i> " <i>phobe</i> (Godm. & Sal. 1887) |
| [Keila Hairstreak] | [" <i>Thecla</i> " <i>keila</i> (Hewit. 1869)] |
| [Velvet-patch Hairstreak] | [" <i>Thecla</i> " <i>mycon</i> (Godm. & Sal. 1887)] |
| *Pearly-gray Hairstreak | <i>Siderous tephraeus</i> (Geyer 1837) |
| [Thoria Hairstreak] | [<i>Siderus thoria</i> (Hewit. 1869)] |
| [Gargophia Hairstreak] | [<i>Siderus gargophia</i> (Hewit. 1877)] |
| *Clytie Ministreak | <i>Ministrymon clytie</i> (W. H. Edw. 1877) |
| *Gray Ministreak | <i>Ministrymon azia</i> (Hewit. 1873) |
| [Purple-webbed Ministreak] | [<i>Ministrymon phrutus</i> (Geyer 1832)] |
| *Slate-gray Hairstreak | <i>Izidecla miadora</i> Dyar 1916 |
| [Neora Hairstreak] | [<i>Brangas neora</i> (Hewit. 1867)] |
| [Green Hairstreak] | [<i>Chalybs hassan</i> (Stoll 1791)] |
| [Sonoran Hairstreak] | [<i>Hypostrymon critola</i> (Hewit. 1874)] |
| *Carla Hairstreak | <i>Erora carla</i> (Schaus 1902) |
| [Tiny Greenstreak] | [<i>Erora subfloreus</i> (Schaus 1913)] |
| Carnica Hairstreak | <i>Caerofethra carnica</i> (Hewit. 1873) |
|
 | |
| Blues | Polyommata |
| *Western Pygmy Blue | <i>Brephidium exilis exilis</i> (Boisd. 1852) |
| *Cassius Blue | <i>Leptotes cassius striata</i> (W. H. Edw. 1877) |
| *Marine Blue | <i>Leptotes marina</i> (Reak. 1868) |
| *Cyna Blue | <i>Zizula cyna cyna</i> (W. H. Edw. 1881) |
| *Ceraunus Blue | <i>Hemiargus ceraunus zachaeina</i> (Butl. & Druce 1872) |
| *Eastern Tailed Blue | <i>Everes comyntas</i> (Godart 1824) |

315 butterfly species recorded from Mismaloya area to date,
382 butterfly species recorded from Banderas Bay area,
about 505 butterfly species possible for Banderas bay area.

ACKNOWLEDGMENTS

We would like to thank Wanda Dameron and collaborators (Los Angeles, CA), Bob Stewart (Patagonia, AZ), Jeffrey Glassberg (Morristown, NJ), Anthony M. V. Hoare (London, England), Joel Cox (Englewood, CO), and Richard D. Lindstrom (Bainbridge Island, WA) for supplying us with recent data from the Banderas Bay area. Thanks also to DGAPA IN-200394, DGAPA-UNAM, and CONABIO in Mexico City.

LITERATURE CITED

- Beutelspacher, C. R. 1982. Lepidópteros de Chamela, Jalisco, México, I. Rhopalocera. *Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México*, 52:61-366
- Llorente, J., A. Luis, I. Vargas, and A. D. Warren. [1995]. Lista de las mariposas del estado de Jalisco, México. *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural*, 46:35-48.
- Vargas, I., A. Luis, J. Llorente, and A. D. Warren. 1996. Butterflies of the State of Jalisco, Mexico. *Journal of the Lepidopterists' Society*, 50:97-138.
- Warren, A. D. 1997. Definitive destination: Mismaloya, Jalisco, Mexico. *American Butterflies*, 5:4-12.
- Warren, A. D. (in press). Hesperioidea (Lepidoptera). In: *Biodiversidad, Taxonomía y Biogeografía de los Artrópodos de México: Hacia una Síntesis de su Conocimiento (Volumen II)*. J. Llorente, E. González y N. Papavero (Eds.). México, Instituto de Biología, UNAM and CONABIO.
- Warren, A. D., I. Vargas, A. Luis and J. Llorente. 1996. Mariposas diurnas de Jalisco. *Dugesiana*, 3:1-20.

Recibido: 18 de enero de 1999

Aceptado: 12 de abril de 1999

UNA NUEVA ESPECIE DE *ONTHOPHAGUS* ASOCIADA A MADRIGUERAS DE MAMÍFEROS, CON NUEVOS REGISTROS PARA OTROS SCARABAEINAE MEXICANOS (COLEOPTERA: SCARABAEIDAE)

Leonardo Delgado
Instituto de Ecología, A.C., Apdo. Postal 63
91000 Xalapa, Veracruz, México

RESUMEN

Se describe e ilustra una nueva especie mexicana de *Onthophagus* con base en especímenes recientemente colectados en el estado de Jalisco. Se comentan sus relaciones con las especies del grupo *chevrolati* asociadas a madrigueras de mamíferos. Además se mencionan nuevos registros estatales de México para *Canthon imitator* Brown, *Deltochilum gibbosum sublaeve* Bates, *Deltochilum scabriusculum* Bates, *Oniticellus rhinocerus* Bates, *Onthophagus rostratus* Harold y *Scatimus ovatus* Harold.

ABSTRACT

A new species of *Onthophagus* is described and illustrated, based on specimens recently collected in the state of Jalisco, Mexico, its relationships with the species of the *chevrolati* group associated with burrows of mammals are discussed. Additionally, new Mexican state records are given for *Canthon imitator* Brown, *Deltochilum gibbosum sublaeve* Bates, *Deltochilum scabriusculum* Bates, *Oniticellus rhinocerus* Bates, *Onthophagus rostratus* Harold and *Scatimus ovatus* Harold.

INTRODUCCIÓN

Las especies americanas del género *Onthophagus* que se encuentran asociadas a madrigueras de mamíferos pertenecen a los grupos *mexicanus* y *chevrolati*; dentro del primer grupo se encuentran *O. orpheus* (Panzer) localizada en nidos de *Marmota* (Rodentia: Sciuridae), *Neotoma* y *Microtus* (Rodentia: Muridae); *O. cynomysi* Brown asociada a *Cynomys ludovicianus* (Ord) (Rodentia: Sciuridae); *O. velutinus* Horn asociada a *Neotoma albigula* Hartley; *O. browni* Howden y Cartwright asociada a *Neotoma*, y *O. arnetti* Howden y Cartwright posiblemente inquilina de *Neotoma*; todas estas especies son exclusivas de Norteamérica, sólo *O. browni* se encuentra también en México (Howden y Cartwright, 1963; Anduaga y Halffter, 1991).

En el grupo *chevrolati*, Zunino y Halffter (1988a) definen tres conjuntos, uno de los cuales, el conjunto *hippopotamus*, incluye a las especies asociadas a madrigueras; en este conjunto reconocen dos complejos, el primero (*hippopotamus*) integrado por *O. hippopotamus* Harold asociada a *Cratogeomys merriami* Thomas (Rodentia: Geomyidae), *O. coproides* Horn asociada a *Thomomys umbrinus* Richardson (Rodentia: Geomyidae), *O. bassariscus* Zunino y Halffter encontrada en un nido de *Bassariscus* (Carnivora: Procyonidae), y *O. cuboidalis* Bates y *O. halffteri* Zunino cuya asociación no ha sido especificada; todas estas especies se distribuyen en México, sólo *O. coproides* se encuentra también en Estados Unidos. El segundo complejo (*brevifrons*) incluye a *O. brevifrons* Horn de México y Estados Unidos asociada a *Neotoma* y a *O. subtropicus* Howden y Cartwright endémica de Estados Unidos asociada a *Neotoma micropus* Baird, además de tres especies cavernícolas: *O. cuevensis* Howden, *O. moroni* Zunino y Halffter, ambas de México,

y *O. cavernicollis* Howden y Cartwright de Estados Unidos (Zunino y Halffter, 1988a, 1988b; Lobo y Halffter, 1994).

El propósito de este trabajo es describir una nueva especie mexicana de *Onthophagus* del grupo *chevrolati* y comentar sus relaciones con el complejo *hippopotamus*, además de adicionar nuevos registros estatales para seis especies de Scarabaeinae mexicanos. Las abreviaturas de las colecciones donde se deposita el material son las siguientes: CZUG (Centro de Estudios en Zoología de la Universidad de Guadalajara, Jalisco, México), IEXA (Instituto de Ecología, A.C., Veracruz, México) y LLDC (Luis Leonardo Delgado Castillo, ciudad de México).

Onthophagus padrianoi sp. nov.

(Figs. 1-2)

Holotipo macho. Longitud total: 12.7 mm; anchura máxima (a la mitad del pronoto): 8.2 mm. Color café oscuro muy brillante, con reflejos verde metálico en cabeza y región anterior del pronoto; dorsalmente glabro. Cabeza (Fig. 1). Clípeo transversal, cóncavo, pentagonal, con los ángulos laterales y el ápice muy prominentes, y ligeramente sinuado apicalmente, superficie con puntos gruesos más o menos confluentes y con pequeñas y densas rugosidades. Margen de la cabeza inciso en el límite clípeo-genal, genas redondeadas, más anchas en el tercio apical, suturas genales evidentes casi hasta el nivel del borde anterior de los ojos y aquilladas en sus 2/3 anteriores. Quilla clipeal bien marcada en sus 4/5 centrales, casi recta. Frente sin quilla frontal, sólo con una fina carina longitudinal central y dos inconspicuas tumosidades que se extienden desde las suturas genales hasta el borde posterolateral de la cabeza; frente con la porción central del disco levemente tumida y con algunos puntos pequeños superficiales. Pronoto (Fig. 1). Reborde protorácico entero; bordes anterolaterales débilmente cóncavos y ángulos intermedios fuertemente elevados. Prominencia pronotal semitrapezoidal redondeada, con los tubérculos posteriores redondeados y situados al nivel del cuarto anterior del pronoto, los intermedios apenas indicados; región anterolateral muy cóncava; declive anterior cóncavo en vista lateral. Pronoto en su mayor parte liso, con puntos grandes y confluentes en la región dorso-central de la prominencia los cuales disminuyen en tamaño, densidad y profundidad hacia los lados y base; superficie con microescultura aciculada. Élitros. Estrías bien marcadas, con puntos de tamaño medio, poco densos, superficiales y más espaciados hacia la base; interestrías con puntos pequeños, indefinidos y moderadamente densos. Pígidio. Débilmente convexo, con microescultura reticular en la base, el resto de la superficie con puntos de tamaño medio a pequeño, indefinidos, más esparcidos hacia el ápice. Patas. Protibia (Fig. 1) cuadridentada, alargada, esbelta, con el borde externo sin denticulos entre el diente basal y la articulación tibio-femoral, borde interno igualmente arqueado en su mitad distal, ángulo apical interno escasamente proyectado; espolón protibial muy agudo y doblado en forma de hoz. Ápice de la metatibia con abundantes sedas largas y finas entremezcladas con sedas cortas y rígidas.

Alotipo hembra. Longitud total: 13.2 mm; anchura máxima (a la mitad del pronoto): 8.3 mm. Difiere del holotipo en los siguientes caracteres: Clípeo trapezoidal redondeado con el ápice más sinuado y con fuerte puntuación rugosa transversal, genas menos prominentes, quilla clipeal curvada hacia adelante y mucho más elevada y prominente, quilla frontal substituida por dos cuernos

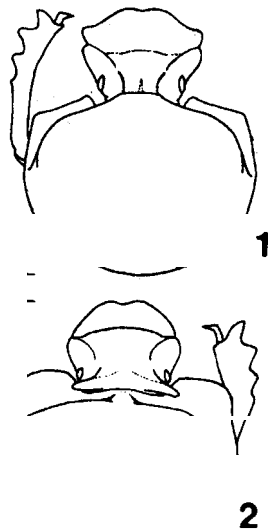
robustos y divergentes parcialmente unidos en su base (Fig. 2), pronoto con bordes anterolaterales rectos y ángulos intermedios no elevados, prominencia pronotal casi recta con los tubérculos posteriores inconspicuos y los intermedios débilmente marcados (Fig. 2), región anterolateral del pronoto poco cóncava, declive anterior pronotal casi plano y con una débil tumosidad longitudinal central, protibias cortas y anchas (Fig. 2).

Material tipo. Holotipo etiquetado: México: Jalisco, San Sebastián del Oeste, Cerro de la Bufa, Alt. 1,850 m, bosque de pino, 10-VII-1997, ex excremento, M. Vázquez col. (CZUG).

Alotipo etiquetado: México: Jalisco, Autlán, Las Joyas, Cañada de la Magnolia, bosque mesófilo de montaña, Alt. 2,000 m, 1-VII-1994, L. Vázquez y H. Rivera cols. (CZUG).

Localidad tipo. Cerro de la Bufa, San Sebastián del Oeste, Jalisco, México.

Etimología. Tengo el agrado de dedicar esta especie a mi hermano, Alejandro Delgado Castillo, conocido con el sobrenombre de *El Padrino*, compañero de muchos viajes de colecta y entusiasta colector de escarabajos.



Figuras 1-2. *Onthophagus padrinoi*, sp. nov. 1, vista dorsal de cabeza, pronoto y protibia, holotipo. 2, idem alotipo. Escala = 1 mm.

Comentarios taxonómicos. Dentro del grupo *chevrolati*, *Onthophagus padrinoi* pertenece al conjunto *hippopotamus* y al complejo del mismo nombre, con cuyas especies comparte el tamaño corporal mayor a 11 mm. la posición frontal y el fuerte desarrollo transversal de la prominencia pronotal, el margen lateral de las protibias completamente liso entre el diente basal y la articulación tibio-femoral y la reducción del dimorfismo sexual que, en el caso de las hembras de *O. padrinoi*, se manifiesta en la presencia de cuernos cefálicos y una prominencia pronotal bien desarrollada. Cabe mencionar que todos estos caracteres se relacionan con el hábito de vivir dentro de las madrigueras de mamíferos, principalmente roedores (Zunino y Halffter, 1988a).

De las cinco especies incluidas en el complejo *hippopotamus*, *O. padrinoi* comparte con *O. coproides* la prominencia pronotal del macho más o menos trapezoidal y redondeada, no en forma de triángulo obtuso (*O. hippopotamus* y *O. cuboidalis*), recta (*O. bassariscus*) o fuertemente alargada (*O. halffteri*). Los machos de *O. padrinoi* se distinguen de los de *O. coproides* por la ausencia de quilla y cuernos frontales, mientras que las hembras de *O. padrinoi* se diferencian de las de *O. coproides* por los cuernos cefálicos casi separados, no unidos por una fuerte quilla laminar y por la prominencia pronotal casi recta, no angulada en el centro.

La clave de Zunino y Halffter (1988a) para las especies del grupo *chevrolati* se modifica de la siguiente manera para incluir a *O. padrinoi*:

2. Margen lateral de las tibias anteriores totalmente desprovisto de dientecitos secundarios (con la posible excepción de *O. bassariscus*). Especies robustas, grandes (entre 11 y 14 mm de longitud), de color negro o café oscuro uniforme, sin reflejos metálicos (con la posible excepción de algunos ejemplares de *O. hippopotamus* y *O. padrinoi*) 2a
- 2a. Sin quilla frontal, en el caso de las hembras se presentan dos cuernos frontales divergentes débilmente unidos en su porción anterior pero sin formar una quilla *O. padrinoi*
- 2a'. Con quilla frontal, la cual puede estar poco marcada en el centro pero siempre es notoria 3

Distribución. *Onthophagus padrinoi* se conoce de dos localidades relativamente alejadas (ca. 160 km en línea recta), una situada en la Sierra de Manantlán y la otra en la Sierra de Mascota en el extremo NO del estado de Jalisco. Su área de distribución se encuentra entre el límite meridional de distribución de *O. coproides* (Edo. de Durango) y el límite occidental de *O. hippopotamus* (Edo. de Michoacán), lo que de acuerdo con las hipótesis de Lobo y Halffter (1994) sobre las relaciones eco-geográficas entre los roedores de la familia Geomyidae y los *Onthophagus* del complejo *hippopotamus*, permite suponer que *O. padrinoi* habita las madrigueras de tuzas del género *Cratogeomys*.

Por otra parte, los dos especímenes de *O. padrinoi* fueron colectados accidentalmente en el suelo y debajo de una boñiga durante el día (J.L. Navarrete, com. pers.), las fechas de estas colectas coinciden con el inicio de las primeras lluvias de verano, época durante la cual las especies inquilinas de mamíferos se desplazarían para colonizar nuevas madrigueras (Warner, 1990); asimismo, es importante señalar que una de las localidades de *O. padrinoi* (Las Joyas) ha sido

muestreada intensiva y extensivamente con copro y necrotrampas sin obtener algún espécimen de esta especie (García-Real, 1995), lo cual refuerza su asociación a madrigueras.

Registros nuevos de Scarabaeinae mexicanos

Canthon (Canthon) imitator Brown, 1946

Especie citada de Estados Unidos y México (Hidalgo, Nuevo León, San Luis Potosí y Tamaulipas) (Halffter, 1961); la localidad de Jalpan (perteneciente al Edo. de Querétaro) mencionada por Halffter (*loc. cit.*) fue erróneamente asignada al Edo. de Hidalgo. Una serie de tres machos y doce hembras de una localidad cercana a Jalpan confirman este registro, con datos: México, Querétaro, Arroyo Seco, El Nogal, 23-VII-98, Alt. 650 m, en estiércol de caballo, R.Novelo y L.Delgado cols. (IEXA, LLDC).

Deltochilum (Hybomidium) gibbosum sublaeve Bates, 1887

Esta subespecie ha sido reportada de México (Chiapas, Durango, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Morelos, Nayarit, Puebla, Quintana Roo, San Luis Potosí, Sinaloa, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán), Belice, Guatemala, El Salvador y Nicaragua (Delgado, 1997). Se reporta por primera vez del estado de Sonora con los siguientes especímenes: México, Sonora, Rosario de Tezopaco, 30-VIII-1997, Alt. 470 m, G.Nogueira col. (2 machos, IEXA) y México, Sonora, Alamos, 3-IX-1997, G.Nogueira col. (1 hembra, IEXA).

Deltochilum (Deltohyboma) scabriusculum Bates, 1887

Especie conocida de México (Chiapas, Guerrero, Hidalgo, Morelos, Nayarit, Puebla, Quintana Roo, Sinaloa, Sonora y Veracruz), Guatemala y Costa Rica (Delgado, 1997). Se presentan dos nuevos registros estatales: México: Oaxaca, San Pedro Teutila, 29-VI-98, Alt. 1,050 m, G.Nogueira col. (3 machos, IEXA) y México: Michoacán, Tziracuaretiro, Tzirimicuaro, 6-10-VI-98, Alt. 1,450 m, L.Delgado y R.Novelo cols. (1 macho 1 hembra, IEXA).

Oniticellus rhinocerulus Bates, 1889

Especie endémica de México citada para los estados de Durango, Guerrero, Jalisco, México, Michoacán, Morelos, y Sinaloa (Zunino y Halffter, 1988a; Morón y Deloya, 1991). Se reporta por primera vez la tribu (Oniticellini), el género y la especie del estado de Oaxaca con base en los siguientes especímenes: México: Oaxaca, km 164.5 Carretera Oaxaca-Puerto Escondido, X-1993, Alt. 1,610 m, coprotrampa, L. Delgado col. (1 macho); ídem, excepto: Alt. 1,735 m, necrotrampa, (1 macho, 1 hembra); ídem, excepto: Alt. 1,940 m (1 macho); especímenes depositados en IEXA y LLDC.

Onthophagus rostratus Harold, 1869

Especie exclusiva de México citada para los estados de Colima, Guerrero, Jalisco y Morelos (Zunino y Halffter, 1997). Una pareja de especímenes representan un primer registro estatal, con

datos: México: Estado de México, Tingambato, 17-VIII-1985, Alt. 1,600 m, J. Blackaller, co (LLDC).

Scatimus ovatus Harold, 1862

Especie citada de México (Chiapas, Guerrero, Jalisco, Morelos, Oaxaca, Sinaloa y Veracruz), El Salvador, Costa Rica, Panamá y Colombia (Bates, 1887; Halffter y Matthews, 1966; Barrera, 1969; Howden y Young, 1981; Thomas, 1993). Se presenta un primer registro estatal: México: Michoacán, Sierra de Coalcomán, Villa Victoria, 30-VIII-1995, Alt. 1,550 m, G. Nogueira col. (4 hembras, IEXA).

AGRADECIMIENTOS

Se agradece a J.L. Navarrete (Universidad de Guadalajara) la comunicación de la nueva especie aquí descrita y el apoyo logístico brindado, a M. Zunino (Universidad de Palermo) y H.F. Howden (Canadian Museum of Nature) sus comentarios sobre los escarabajos asociados a madrigueras, a C.V. Rojas (Instituto de Ecología) el procesamiento del texto, a J. Blackaller la donación de especímenes, y a R. Novelo (Instituto de Ecología) su ayuda en las colectas.

LITERATURA CITADA

- Anduaga, S. y G. Halffter. 1991. Escarabajos asociados a madrigueras de roedores Coleoptera: Scarabaeidae, Scarabaeinae). *Folia Entomológica Mexicana*, (81): 185-197.
- Barrera, A. 1969. Coleoptera Lamellicornia en la Colección Nacional. *Acta Zoológica Mexicana*, 9(6): 1-90
- Bates, H.W. 1887. *Biología Centrali Americana. Insecta, Coleoptera, Pectinicornia and Lamellicornia*, Vol. II, Part 2. pp. 25-160.
- Delgado, L. 1997. Distribución estatal de la diversidad y nuevos registros de Scarabaeidae (Coleoptera) mexicanos. *Folia Entomológica Mexicana*, (99): 37-56.
- García-Real, E. 1995. *Abundancia, distribución y estructura de la comunidad de escarabajos coprófagos y necrófagos (Coleoptera: Scarabaeidae), en un gradiente altitudinal de la Sierra de Manantlán, Jalisco-Colima, México*. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados, México.
- Halffter, G. 1961. Monografía de las especies norteamericanas del género *Canthon* Hoffsg. (Coleoptera, Scarab.). *Ciencia*, 20(9-12): 225-320.
- Halffter, G. and E. Matthews. 1966. The natural history of dung beetles of the subfamily Scarabaeinae (Coleoptera: Scarabaeidae). *Folia Entomológica Mexicana*, (12-14): 1-312.
- Howden, H.F. and O.L. Cartwright. 1963. Scarab beetles of the genus *Onthophagus* Latreille North of Mexico (Coleoptera: Scarabaeidae). *Proceedings of the United States National Museum*, 114(3467): 1-135.
- Howden, H.F. and O.P. Young. 1981. Panamanian Scarabaeinae: taxonomy, distribution and habits (Coleoptera: Scarabaeidae). *Contributions to the American Entomological Institute*, 18(1): 1-204.

- Lobo, J.M. y G. Halffter. 1994. Relaciones entre escarabajos (Coleoptera: Scarabaeidae) y nidos de tuza (Rodentia: Geomyidae): Implicaciones biológicas y geográficas. *Acta Zoológica Mexicana (n.s.)*, (62): 1-9.
- Morón, M.A. y C. Deloya. 1991. Los coleópteros lamelicornios de la Reserva de la Biósfera La Michilía, Durango, México. *Folia Entomológica Mexicana*, (81): 209-283.
- Thomas, D.B. 1993. Scarabaeidae (Coleoptera) of the Chiapanecan forests: a faunal survey and chorographic analysis. *The Coleopterists Bulletin*, 47(4): 363-408.
- Warner, W.B. 1990. Two new North American *Copris* Muller, with notes on other species (Coleoptera: Scarabaeidae). *Pan-Pacific Entomologist*, 66(3): 232-240.
- Zunino, M. y G. Halffter. 1988a. *Análisis taxonómico, ecológico y biogeográfico de un grupo americano de Onthophagus (Coleoptera: Scarabaeidae)*. Monografía IX. Museo Regionale di Scienze Naturali, Torino.
- Zunino, M. y G. Halffter. 1988b. Nueva especie de *Onthophagus* (Coleoptera: Scarabaeidae) asociada a cuevas. *Folia Entomológica Mexicana*, (75): 17-32.
- Zunino, M. y G. Halffter. 1997. Sobre *Onthophagus* Latreille, 1802 americanos (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae). *Elytron*, 11: 157-178.

Recibido: 12 de abril de 1999

Aceptado: 30 de junio de 1999

ENTOMOFAUNA DE JALISCO

***Neoscelis dohrni* (Westwood, 1855)**
(COLEOPTERA: MELOLONTHIDAE: CETONIINAE)

El género *Neoscelis* Schoch, 1987 pertenece a la subtribu Coryphocerina. Es endémico del Centro y Occidente de México en donde se han registrado 2 especies con distribución restringida: *Neoscelis dohrni* (Westwood, 1855) y *Neoscelis longiclava* Morón y Ratcliffe, 1989 que es una especie rara y que sólo se localiza en Chamela, Jalisco (Morón y Ratcliffe, 1989).

Neoscelis dohrni se caracteriza por presentar un color verde oscuro azulado con brillo metálico en el cuerpo y las patas; fémures unicoloros; machos con la proyección clipeal normalmente más larga que la cabeza y claramente recurvada hacia atrás (Fig. 1); clipeo con una quilla longitudinal media y quillas anteoculares muy notables; maza antenal un poco más corta que el flagelo; protibias más largas que los fémures respectivos; protarsos más largos que las protibias; protarsómeros con una cubierta densa ventral de sedas largas amarillo-rojizas. Hembras con una vestidura setífera dorsal y ventral densa (Fig. 2); frontoclipeo ligeramente convexo, sin quillas o proyecciones; protibias tan largas como los fémures; protarsos ligeramente más largos que las protibias y sólo con algunas sedas apicales (Morón y Ratcliffe, 1989).

Los adultos frecuentan plantas con escurrimientos azucarados, donde se alimentan y aparean. Se desconocen sus hábitos larvales. Generalmente se pueden encontrar entre los meses de agosto a octubre principalmente en BTC, BPE y matorrales situados entre los 750 y 1,550 m de altitud (Deloya y Morón, 1997).

En México se distribuye en los estados de Sonora (Estuilla), Nayarit (Tepic), Jalisco (Guadalajara, Ajijic, Zapopan, Chapala), Aguascalientes (Calvillo) y Guerrero (Acahuzotla) (Deloya y Morón, 1997). En la colección entomológica del Centro de Estudios en Zoología (CZUG) se tiene material colectado en Los Guayabos, San Cristóbal de la Barranca, Volcán de Tequila, Tonalá, Puerto Los Mazos y Tala, procedentes de bosque tropical caducifolio (BTC), BTC perturbado, bosque de encino, bosque mesófilo de montaña y vegetación secundaria entre los 1,100 y 1,800 m de altitud. De los ejemplares examinados, el 15.6% son hembras.

RUTH GUADALUPE MARTÍNEZ RAMÍREZ. Entomología, Centro de Estudios en Zoología, CUCBA, Universidad de Guadalajara, Apdo. Postal 234, 45100 Zapopan, Jalisco, México. e-mail: ruth_44750@yahoo.com.

AGRADECIMIENTOS

Al Biol. Hugo E. Fierros-López por la elaboración de los dibujos.

LITERATURA CITADA

- Deloya, C. y Morón, M. A. 1997. Capítulo 5: Cetoniinae (pp. 177-203). En: Morón, M.A., B. C. Ratcliffe y C. Deloya. 1997. *Atlas de los escarabajos de México. Coleoptera: Lamellicornia. Vol. I Familia Melolonthidae*. CONABIO, SME, México.
- Morón, M. A. y B. C. Ratcliffe. 1989. A synopsis of American Goliathini with description of a new *Neoscelis* from Mexico (Coleoptera: Scarabaeidae: Cetoniinae). *The Coleopterists Bulletin*, 43 (4): 339-348.



Figuras 1-2. *Neoscelis dohrni* (Westwood). 1. Macho. 2. Hembra.

DUGESIANA surge con la finalidad de difundir los estudios entomológicos generados en diferentes instituciones tanto nacionales como internacionales. Está dirigida a cualquier persona interesada en el área.

Se aceptan contribuciones relacionadas con Arachnida, Diplopoda, Paupopoda, Symphyla, Chilopoda e Insecta (*sensu lato*). Está constituida por siete secciones: contribuciones originales, ensayos, taxonomía (claves y caracterización de grupos), técnicas de estudio (colecta, montaje, entre otras), entomofauna de Jalisco, notas científicas y reseñas bibliográficas.

Los trabajos recibidos para su publicación son sometidos a arbitraje por dos especialistas, por ello es importante que para la elaboración del manuscrito considere las siguientes:

NORMAS EDITORIALES

1. Señale con lápiz y en el margen superior derecho de la primera página, la sección donde desea sea incluida su contribución.
2. El original mecanografiado se presentará con dos copias, en papel blanco tamaño carta, a doble espacio, sin anotaciones entre líneas, con márgenes de 2.5 cm en cada lado, numerando todas las páginas en forma consecutiva. No debe llevar formato especial (por ejemplo tamaño de letra, contraste de color, entre otros). Debe estar escrito en letra courier a 12 puntos, excepto los nombres científicos, título de libro, título de tesis o revistas, que deben escribirse en cursivas. Anexar una copia en un diskette de 3.5" escrito en procesador de palabras, preferentemente Word Perfect 5.1 o superior. Si fue elaborado en Word, archivar como "*.txt" o "WP51".
3. La primera página debe incluir el título en la parte superior escrito en mayúsculas. Dos espacios abajo y al centro de la hoja, el nombre completo del (los) autor (es) escrito con mayúsculas y minúsculas, seguido de su (s) dirección (es) adecuadamente relacionada con asteriscos. En la parte inferior de la hoja, como pie de página pueden escribirse los créditos o proyectos, programas, becas u otros datos pertinentes al trabajo o al (los) autor (es).
4. Las figuras, cuadros (no tablas), mapas o fotografías serán presentadas por separado del texto, así como de sus pies de ilustración o encabezados.
5. El texto de un artículo de investigación deberá incluir los siguientes puntos escritos con mayúsculas: resumen, abstract (inglés o francés), introducción y/o antecedentes, materiales y métodos, resultados, discusión, conclusiones, agradecimientos y literatura citada.
6. La literatura citada debe incluirse en orden alfabético, sin numeración y cuando se mencionen varios artículos del mismo autor, éstos se presentarán en orden alfabético y cronológico. Cada una de las referencias incluirá los datos en el orden siguiente:

Libros:

Morón, M.A., B.C. Rattclife y C. Deloya. 1997. *Atlas de escarabajos de México: Coleoptera: Lamellicornia, Vol. I Familia Melolonthidae*. CONABIO-SME, México.

Artículos:

Flint, O.S. Jr. 1965. The genus *Neohermes* (Megaloptera: Corydalidae). *Psyche*, 72: 255-263.

Tesis:

Contreras-Ramos, A. 1990. *The immature stages of Platyneuromus (Corydalidae) with a key to the genera of larval Megaloptera of Mexico*. M. Sc. Thesis, University of Alabama, Tuscaloosa.

Capítulos de libro:

Edmunds, G.F. and D. Waltz. 1995. Ephemeroptera. (pp. 126-163) In: Merritt, R.W. and K.W. Cummins (Eds.). *An Introduction to the Aquatic Insects of North America*. Kendall-Hunt. Dubuque.

7. Los encabezados del texto de un ensayo quedan a juicio del autor pero deberán incluir: resumen, abstract (inglés o francés) introducción y/o antecedentes, discusión, conclusiones y/o sugerencias, agradecimientos y literatura citada.

8. Las ilustraciones se presentarán en un formato con proporciones 2 X 3 o 3 X 4. Incluir en las figuras los números correspondientes. Se sugiere presentar las láminas compuestas por varias figuras. De preferencia evite el uso de fotografías ya que se puede perder calidad al momento de su impresión. Las ilustraciones deberán estar montadas en cartulina rígida y protegida con una cubierta de papel cebolla o copia, anotando al reverso el nombre del autor, título del artículo y número de figura.

9. En las contribuciones para las secciones taxonomía y técnicas de estudio, los encabezados quedan a juicio del autor (es), pero es recomendable que estén acompañadas de ilustraciones. En estas secciones se incluyen aquellos trabajos de tipo catálogo, inventarios, descripción o redesccripción de especies, claves, etc. Los manuscritos sobre grupos particulares (ejemplo, Odonata, Coleoptera, entre otros) deben mencionar aspectos sobre la biología del grupo, técnicas de estudio (en campo y gabinete), así como claves ilustradas, mínimo para nivel familia. Los trabajos deben ser originales y enfocarse principalmente a México o la región neotropical.

10. Los trabajos para la sección entomofauna de Jalisco deben contener información biológica sobre una especie particular que es nativa o que su distribución abarca al estado de Jalisco. El título del trabajo debe ser el nombre científico de la especie en cuestión. Se debe incluir el autor y año de descripción. En el siguiente renglón mencionar los nombres comunes (si existen). Abajo y centrado escribir con mayúsculas el nombre de al menos dos categorías taxonómicas que permitan ubicarlo fácilmente. Separar cada categoría con dos puntos. Dos renglones abajo incluir el texto que no debe rebasar una cuartilla. Es indispensable incluir un dibujo en tamaño carta de la especie comentada.

Ejemplo:

Megasoma elephas elephas Fabricius, 1775

"Escarabajo elefante", "ronrón"

COLEOPTERA: MELOLONTHIDAE

11. Los nombres científicos que se incluyan en el texto deben escribirse con cursivas y la primera vez que se citen deben ir seguidos del autor(es) que describió (eron) la especie, incluso en el resumen y abstract.

12. Las reseñas bibliográficas deben iniciar con la referencia de la obra que se comenta. El texto debe iniciar con una breve descripción física y terminar con las indicaciones para la adquisición y costo de la obra. Al final del texto y hacia la izquierda poner el nombre del autor, seguido de la dirección.

13. En caso de que se desee ordenar sobretiros, el costo de los mismos será cubierto por el autor y estará en función del número de páginas de cada artículo. La solicitud de sobretiros se hará cuando se regresen al editor las pruebas de edición. Cuando se ordenen, éstos serán entregados al autor después de la distribución de la revista, y una vez que se haya cubierto la cuota correspondiente.

14. Cualquier situación no considerada en estas normas ponerse en contacto con el editor para mayores detalles.

CUOTAS DE SUSCRIPCION

Nacional: \$40.00 (Cuarenta pesos 00/100 M.N.), 50% a estudiantes con credencial vigente. Incluye envío.

Extranjero: \$10.00 USD (\$15.00 USD, fuera de Norteamérica).

Enviar giro postal o traveler check a:

José Luis Navarrete Heredia
Entomología, Centro de Estudios en Zoología
Universidad de Guadalajara
Apdo. Postal 234,
45100, Zapopan, Jalisco, México