



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA  
DE MÉXICO**

---

---

**FACULTAD DE CIENCIAS**

**EMPLEO DEL CÓDIGO DE BARRAS DE LA VIDA PARA LA  
RESOLUCIÓN DE PROBLEMAS TAXONÓMICOS EN  
GÉNEROS SELECTOS DE LA FAMILIA CERAMBYCIDAE  
(COLEOPTERA: CHRYSOMELOIDEA) PRESENTES EN LA  
ESTACIÓN DE BIOLOGÍA DE CHAMELA, JALISCO.**

**T E S I S**

**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:**

**B I Ó L O G O**

**P R E S E N T A:**

**OSCAR PÉREZ FLORES**



**DIRECTOR DE TESIS: DR. ALEJANDRO ZALDÍVAR  
MÉXICO, D.F., 2015**



Universidad Nacional  
Autónoma de México



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



FACULTAD DE CIENCIAS  
Secretaría General  
División de Estudios Profesionales

Votos Aprobatorios

DR. ISIDRO ÁVILA MARTÍNEZ  
Director General  
Dirección General de Administración Escolar  
Presente

Por este medio hacemos de su conocimiento que hemos revisado el trabajo escrito titulado:

**Empleo del código de barras de la vida para la resolución de problemas taxonómicos en géneros selectos de la familia Cerambycidae (Coleoptera: Chrysomeloidea) presentes en la Estación de Biología de Chamela, Jalisco.**

realizado por **PÉREZ FLORES OSCAR** con número de cuenta **3-0507147-3** quien ha decidido titularse mediante la opción de tesis en la licenciatura en **Biología**. Dicho trabajo cuenta con nuestro voto aprobatorio.

Propietario	Dr. Atilano Contreras Ramos	
Propietario	Dr. Santiago Zaragoza Caballero	
Propietario Tutor	Dr. Alejandro Zaldívar Riverón	
Suplente	Dr. Víctor Hugo Toledo Hernández	
Suplente	M. en C. Marysol Trujano Ortega	

Atentamente  
"POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU"  
Ciudad Universitaria, D. F., a 04 de diciembre de 2014  
EL JEFE DE LA DIVISIÓN DE ESTUDIOS PROFESIONALES

ACT. MAURICIO AGUILAR GONZÁLEZ

Señor sinodal: antes de firmar este documento, solicite al estudiante que le muestre la versión digital de su trabajo y verifique que la misma incluya todas las observaciones y correcciones que usted hizo sobre el mismo.

MAG/MGM/mdm

1. Datos del alumno

Pérez  
Flores  
Oscar  
55 85 02 64  
Universidad Nacional Autónoma de México  
Facultad de Ciencias  
Biología  
305071473

2. Datos del tutor

Dr.  
Alejandro  
Zaldívar  
Riverón

3. Datos del sinodal 1

Dr.  
Atilano  
Contreras  
Ramos

4. Datos del sinodal 2

Dr.  
Santiago  
Zaragoza  
Caballero

5. Datos del sinodal 3

Dr.  
Víctor Hugo  
Toledo  
Hernández

6. Datos del sinodal 4

M. en C.  
Marysol  
Trujano  
Ortega

7. Datos del trabajo escrito

Empleo del código de barras de la vida para la resolución de problemas taxonómicos en géneros selectos de la familia Cerambycidae (Coleoptera: Chrysomeloidea) presentes en la Estación de Biología de Chamela, Jalisco.

90 p.  
2015

**Empleo del código de barras de la vida para la resolución de problemas taxonómicos en géneros selectos de la familia Cerambycidae (Coleoptera: Chrysomeloidea) presentes en la Estación de Biología de Chamela, Jalisco.**

**Alumno: Oscar Pérez Flores**

**Director de Tesis: Dr. Alejandro Zaldívar Riverón**

## **DEDICATORIA**

Dedico este trabajo en especial a mis padres Olga Flores Martínez y Fermín Pérez Ruíz por todo el apoyo siempre incondicional, brindado a lo largo de mi vida. Por estar en cada etapa importante, enseñarme a luchar por lo que quiero y regalarme esta hermosa profesión.

A mi compañera de vida Alicia Valerio López por haber sido pieza fundamental de toda mi carrera; porque, con su apoyo constante hemos tomado siempre las mejores decisiones. Por creer en mí, y haberse convertido en mi cómplice. Éste trabajo no fue fácil, pero su motivación y comprensión siempre me llevo a salir adelante. ¡Lo logramos!, Gracias amor.

A mis pequeños Otto Oscali e Ithan Iskay por ser parte esencial de mi mundo. Por enseñarme que la Biología es más hermosa si se ve a través de los ojos de un niño. Por ser partícipes de mi pasión por los insectos y compartir conmigo las mejores recolectas de éstos. Por ser mi principal motor y llenar de brillo mi vida.

A mi hermano Gustavo F. Pérez Flores por comprender mi gusto por los insectos, y apoyarme en todo momento.

## **AGRADECIMIENTOS**

Agradezco al Dr. Alejandro Zaldívar Riverón director de esta tesis, por las valiosas enseñanzas, facilidades y todo el apoyo otorgado a lo largo de este trabajo.

Al Dr. Carlos Pedraza Lara por estar siempre en la mejor disposición para enseñar y asesorar el trabajo de laboratorio.

Al Dr. Víctor Hugo Toledo Hernández y Dr. Miguel A. Monné por la ayuda en la identificación taxonómica.

Al Dr. Santiago Zaragoza Caballero y Sr. Adolfo Ibarra Vázquez por compartir sus conocimientos en el trabajo de campo.

A los miembros de mi jurado: Dr. Atilano Contreras Ramos, Dr. Santiago Zaragoza Caballero, Dr. Víctor Hugo Toledo Hernández y M. en C. Marysol Trujano Ortega por sus críticas, aportaciones y sugerencias las cuales mejoraron este trabajo.

A la Biol. Susana Guzmán Gómez por el apoyo técnico en la obtención de fotografías.

Al Diseñador Publicitario Gustavo Pérez Flores por su asesoría en la edición del material fotográfico.

## ÍNDICE

RESUMEN.....	8
INTRODUCCIÓN.....	9
<i>Diversidad biológica</i> .....	9
<i>Clase Insecta</i> .....	9
<i>Orden Coleoptera</i> .....	10
<i>Familia Cerambycidae</i> .....	11
<i>Problemas taxonómicos en Cerambycidae de Chamela</i> .....	15
<i>El código de barras de la vida</i> .....	16
ANTECEDENTES .....	19
OBJETIVOS .....	22
MATERIALES Y MÉTODOS.....	23
<i>Sitio de estudio</i> .....	23
<i>Trabajo de campo</i> .....	25
<i>Identificación taxonómica</i> .....	30
<i>Obtención de secuencias de ADN</i> .....	30
<i>Preservación de ejemplares y obtención de fotografías digitales</i> .....	33
<i>Delimitación de especies</i> .....	34
RESULTADOS.....	35
<i>Riqueza de especies</i> .....	35
<i>Delimitación de especies con base en secuencias de ADN</i> .....	36
<i>Detección de problemas taxonómicos</i> .....	36
DISCUSIÓN .....	45
<i>Diversidad de la familia Cerambycidae</i> .....	45
<i>Delimitación de especies</i> .....	46
<i>Problemas taxonómicos</i> .....	47
<i>Herramientas moleculares</i> .....	60
CONCLUSIONES.....	62
LITERATURA CITADA .....	63
APENDICE 1.....	79



## RESUMEN

Se realizó un estudio taxonómico de los cerambícidos de la estación de biología de Chamela, Jalisco, utilizando evidencia de tipo morfológica y molecular (gen Citocromo c Oxidasa I) para su identificación. En total fueron revisados 720 ejemplares de los cuales se identificaron en base a caracteres morfológicos 144 especies, 81 géneros y 34 tribus pertenecientes a cuatro subfamilias. De éstas especies, 12 son nuevos registros para la localidad, siete para el estado y una para el país.

De las especies identificadas con evidencia morfológica se obtuvieron 225 secuencias del gen mitocondrial para 120 de ellas; 24 no pudieron ser secuenciadas debido a posibles problemas con inhibidores en la amplificación. Con base en el criterio de 2% de divergencia genética se delimitaron a 129 unidades taxonómicas, 110 de las cuales fueron congruentes con las identificaciones morfológicas.

El empleo del marcador del código de barras además de agilizar la identificación de especies permitió detectar posibles problemas taxonómicos para nueve géneros: *Acanthoderes*, *Essostrutha*, *Lepturges*, *Nemognathomimus*, *Neoclytus*, *Ornithia*, *Ozineus* y *Psyrassa*. Algunos caracteres morfológicos respaldan la información obtenida por el gen del código de barras.

## INTRODUCCIÓN

### *Diversidad biológica*

La diversidad biológica es un término que se utiliza de manera muy ambigua dentro de las disciplinas biológicas, y se refiere a muchos aspectos taxonómicos, genéticos, evolutivos, ecológicos, sistemáticos, geográficos y ecosistémicos (Pielou, 1991; 1994)., sin embargo, este concepto es visto de una manera convergente como la amplia gama de formas que la vida contiene. Una de las razones principales del estudio de la diversidad biológica es la pérdida excesiva de la riqueza específica de diferentes organismos, explicado por causas de índole muy variada, siendo las antropocéntricas las de mayor impacto. Por ello necesita de un estudio confiable, preciso, continuo y ágil que asegure el conocimiento permanente y ofrezca el recurso para estudios futuros (Toledo, 1988; 2009).

La tarea incesante de contribuir al conocimiento de la diversidad biológica de la vida en el planeta es relativamente fácil en taxones de mayor talla, pocas especies, y que han sido continuamente recolectadas. Tal es el caso de los vertebrados. No obstante, el trabajo se complica cuando los estudios se encuentran dirigidos a grupos hiperdiversos como los invertebrados (Toledo, 2009).

### *Clase Insecta*

En estos grupos con alta diversidad biológica podemos citar al phylum Arthropoda, el cual incluye a la clase Insecta, que integra el mayor número de especies de seres vivos con aproximadamente 1, 100, 000 especies descritas a nivel mundial (Deloya y Ordoñez-Resendiz, 2008); aunque, algunos autores sugieren la existencia de entre 2.5 a 10 millones de insectos (May, 1986, 1994; Morrone, 2004).

Los insectos se caracterizan principalmente por su segmentación corporal (cabeza, tórax y abdomen) y por la presencia de seis apéndices articulados, los cuales presentan una infinidad de formas y adaptaciones. También se caracterizan

por poseer dos pares de alas en la mayoría de los grupos (Morrone, 2004; Gullan y Cranston, 2005). Estas características; además, de la presencia de un exosqueleto el cual tiene una función protectora contra el medio, son las principales características en la hiperdiversidad del grupo, ya que les han permitido colonizar cualquier tipo de ambiente, encontrándose por tanto, en ambientes acuáticos como en la mayoría de los terrestres; desde el nivel del mar hasta altitudes considerablemente elevadas. Los insectos por consiguiente poseen un papel relevante en muchos de los procesos biológicos, ecológicos, e incluso económicos, favoreciendo o afectando sistemas agrícolas y forestales. En la mayoría de los procesos naturales participa un insecto, por lo que su ausencia, repercutiría gravemente (Dajoz, 2001; Gullan y Cranston, 2005).

### *Orden Coleoptera*

Dentro de los insectos, el orden Coleoptera representa el grupo con mayor diversidad y riqueza biológica; incluye, alrededor del 40% del total de las especies de la clase, así como el 30% del total de las especies animales (Lawrence, 1982; Lawrence y Briton, 1994; Costa, 2000; Gullan y Cranston, 2005). Actualmente se reconocen entre 167 y 200 familias, así como cerca de 387,100 especies descritas a nivel mundial, aunque varios autores proponen que esta cifra podría rebasar las 400,000 especies (Lawrence y Newton, 1995; Bouchard *et al.*, 2011; Slipinski *et al.*, 2011). Para la región Neotropical se reconocen 127 familias, 6,703 géneros y 72,476 especies de coleópteros, lo que representa aproximadamente el 20% de la riqueza total (Costa, 2000). En México se encuentra cerca de la mitad de esta riqueza, con aproximadamente 35,500 especies, incluidas en 114 familias (Navarrete-Heredia y Fierros-López, 2001).

Los coleópteros constituyen un grupo monofilético, adaptado ampliamente a innumerables nichos ecológicos. Este orden principalmente se reconoce por sus alas anteriores endurecidas, llamadas élitros, las cuales se presentan en los adultos, y que en la mayoría de las familias recubren la totalidad del abdomen, y les confiere protección al segundo par de alas de naturaleza membranosa y que

sirven para el vuelo; en estado de reposo se encuentran plegadas hacia atrás (Costa, 2000; Turnbow y Thomas, 2002).

### *Familia Cerambycidae*

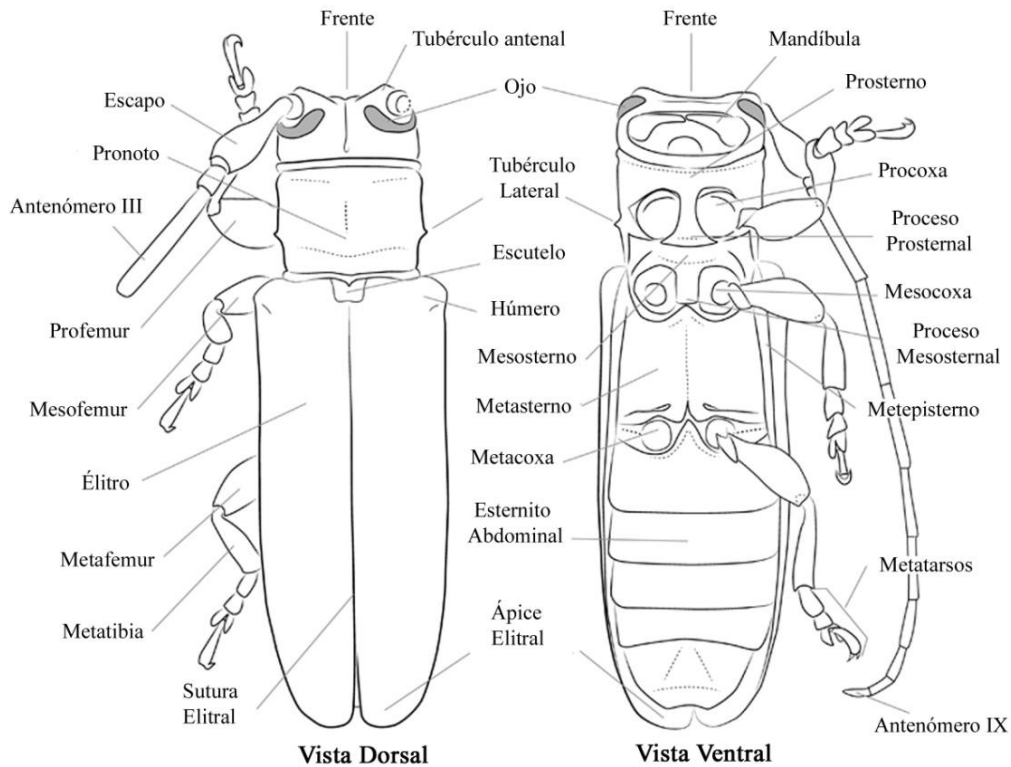
El orden Coleoptera se encuentra dividido en cuatro subórdenes: Archostema, Myxophaga, Adephaga y Polyphaga (Lawrence y Newton, 1995), éste último es el más diverso, con distribución más amplia y con el mayor número de familias. Dentro de Polyphaga se encuentra la familia de los escarabajos longicórneos, denominada Cerambycidae Latreille, 1802, que junto con las familias Oxypeltidae, Vesperidae, Disteniidae, Megalopodidae, Orsodacnidae y Chrysomelidae conforman la superfamilia Chrysomeloidea (Bouchard *et al.*, 2011). La familia Cerambycidae se encuentra a su vez dividida en nueve subfamilias: Parandrinae, Prioninae, Spondylidinae, Necydalinae, Dorcasominae, Apatophyseinae, Lepturinae, Cerambycinae y Lamiinae (Bouchard *et al.*, 2011).

La familia Cerambycidae presenta una distribución amplia, se les puede encontrar desde el nivel del mar hasta sitios de alta montaña a más de 4,000 metros de altitud (Bezark, 2014). Se estima que la riqueza de cerambícidos a nivel mundial es de 35,000 especies (Toledo y Corona, 2006; Toledo *et al.*, 2007). De estas especies, alrededor de nueve mil se distribuyen en América (Bezark, 2014) y 1,621 especies han sido registradas para México (Cuadro 1), siendo 788 (alrededor del 50%) endémicas del país (Noguera, 2014). Las especies registradas a la fecha en México se agrupan en siete de las nueve subfamilias (Dorcasominae y Apatophyseinae no tienen registro), 80 tribus y 454 géneros (Noguera, 2014).

**Cuadro 1.** Número de subfamilias, tribus, géneros y especies de Cerambycidae presentes en México (Noguera, 2014).

<b>Subfamilias</b>	<b>Tribus</b>	<b>Géneros</b>	<b>Especies</b>
Parandrinae	2	4	8
Prioninae	8	21	62
Lepturinae	2	28	81
Spondylidinae	3	6	15
Necydalinae		3	4
Cerambycinae	40	215	842
Lamiinae	25	177	609
<b>Total</b>	<b>40</b>	<b>457</b>	<b>1621</b>

Los cerambícidos en general se reconocen por la presencia de antenas que pueden llegar a tener dos ó tres veces la longitud del cuerpo, por lo regular muestran 11 artejos; ojos facetados, que rodean la base de las antenas; presencia de tarsos pseudotetrámeros; aunque realmente poseen tarsos pentámeros con el cuarto generalmente muy pequeño y el tercero bilobulado, (Fig. 1). Presentan una forma muy variable, por lo común alargada y cilíndrica; la longitud de las especies va desde los 2mm (*Cyrtinus* sp.) hasta los 180 mm (*Titanus giganteus*); por lo general tienen un marcado dimorfismo sexual, el cual se refleja en la longitud de antenas, o bien en modificaciones del profémur, incluso en la coloración corporal. La coloración y ornamentación de los cerambícidos es muy amplia, se manifiesta sobre todo en el adulto, que va desde coloraciones opacas y muy oscuras, más comunes en especies de hábitos nocturnos, hasta colores brillantes o metálicos, observados más en especies diurnas. Algunas especies exhiben mimetismo con otros grupos de insectos, en particular con distintas familias de himenópteros (Linsley, 1961; Martínez, 2000; Toledo y Corona, 2006).



**Figura 1.** Morfología general de Cerambycidae (Nearns *et al.*, 2011-2013).

Las antenas bien desarrolladas en cerambícidos adultos, es la característica más definitoria de la familia. Las antenas también representan su principal sistema olfatorio, en exceso sensibles, por lo que adquieren relevancia en la localización de plantas hospederas, que a menudo se encuentran a grandes distancias. Las antenas cumplen; además, una función primordial en el ciclo de vida de los cerambícidos, ya que juegan un papel importante en la localización y reconocimiento intraespecífico. El macho reconoce a la hembra por medio del contacto entre sus antenas, siendo las de mayor longitud las que se ven más favorecidas en la selección sexual (Bezark, 2014).

Estos escarabajos son insectos exclusivamente fitófagos; aunque, las larvas son mayormente xilófagas, razón por la cual tienen gran importancia ecológica, ya que propician las condiciones para la invasión de hongos que descomponen la madera, lo que ayuda al proceso de circulación de los minerales hacia el suelo (Coulson y Witter, 1990; Turnbow y Thomas, 2002). Las larvas se alimentan de la corteza interna, formando galerías cilíndricas que al completar su

desarrollo utilizan para pupar. Los adultos barrenan la corteza de las diferentes plantas hospederas con fines de alimentación o reproducción; es decir, ovipositan en ellos (Coulson y Witter, 1990). La mayoría de las especies tienen una vida muy breve como adultos, llegando a vivir solo unos cuantos días a pocas semanas, siendo su principal propósito el realizar la cópula y ovipositar (Esteban-Dúran, 2004).

No se conoce con exactitud el lugar que ocupan en la sucesión de insectos que degradan la madera de los bosques, pero varía de especie a especie dependiendo sus hábitos, al igual que depende en gran medida del tipo de planta hospedera que se está atacando, e incluso varía a lo largo de las diferentes regiones en que se encuentre el insecto (Noguera y Chemsak, 1996). La mayoría de las especies de esta familia no perjudican los bosques, ya que se alimentan por lo general de madera dañada o muerta, y muchas especies solo se alimentan de polen, savia, semillas o frutos, incluso algunas especies solo se alimentan de hongos (Linsley, 1959b, 1961; Bezark, 2014). En su mayoría las especies que afectan madera viva no son tan nocivas; aunque llegan a alterar el desarrollo normal de la planta hospedera, son pocas las especies que pueden matar a su hospedero, y por consiguiente considerarse como plagas (Noguera y Chemsak, 1996).

La especificidad que mantienen los cerambícidos con su hospedero se encuentra claramente relacionada con la filogenia del grupo, ya que las subfamilias más basales son generalmente polífagas y las más derivadas ostentan mayor especificidad, ambas utilizan tanto gimnospermas, como angiospermas; aunque, las especies más derivadas exhiben una restricción mayor hacia plantas con flores (Linsley, 1959b). Debido a su estrecha relación con algunos grupos florales, los cerambícidos pueden ser buenos indicadores del estado de conservación de un ecosistema (Linsley 1958a; Hovore, 1998).

A pesar de su importancia y sus múltiples funciones dentro de los ecosistemas, en México el estudio de la biología de los cerambícidos es muy escaso, e incluso son pocas las especies de las que se conoce su distribución en el país. De igual modo, en localidades donde se han realizado estudios faunísticos

con este grupo taxonómico, es necesario una revisión más exhaustiva debido al ciclo de vida de estos organismos y a su marcada temporalidad, los cuales difieren de especie a especie, existiendo en algunas especies ciclos de vida muy prolongados, que abarcan más de diez años (Linsley, 1961).

En México los ecosistemas con Selva Baja Caducifolia (SBC) (Miranda y Hernández, 1963) también llamado Bosque Tropical Caducifolio (BTC) (Rzedowski, 1978) o Bosque Tropical Seco Estacional (Bullock *et al.*, 1995) son de las áreas en donde más se han hecho estudios de tipo faunístico en Cerambycidae. Sin embargo, este tipo de vegetación solo representa el 8% del territorio nacional (Trejo, 2005), el cual se encuentra altamente amenazado y en peligro de desaparecer ya que solo el 30% de la superficie original se encuentra en buen estado de conservación. El BTC ha sido intensamente modificado debido, en su mayoría, a la agricultura y la ganadería (Trejo y Dirzo, 2000). Su importancia no solo radica en su distribución sobre el territorio mexicano, sino también porque presenta un alto número de endemismos, incluso mayor al de la Selva Tropical Húmeda (Rzedowski, 1991a).

La principal característica del BTC reside en su marcada estacionalidad climática, la cual consiste en dos épocas, una lluviosa que va de mayo a octubre, y otra muy contrastante de secas, que puede llegar a durar hasta ocho meses (Bullock *et al.*, 1995). La abundancia de insectos se encuentra estrechamente ligada a ésta marcada estacionalidad, ya que en época de lluvia es mucho mayor debido a la disponibilidad y abundancia de recursos (Pescador *et al.*, 2002; Trejo, 2005).

#### *Problemas taxonómicos en Cerambycidae de Chamela*

La Reserva de la Biosfera de Chamela-Cuixmala comprende una de las zonas de Bosque Tropical Caducifolio mejor conservadas en el territorio mexicano. Esta región cuenta ya con una lista de especies de cerambícidos (Chemsak y Noguera, 1993) que incluye 306 morfoespecies identificadas, de las cuales solo 260 están determinadas a nivel específico; además, presenta la descripción de dos géneros



y 23 especies nuevas para la ciencia. Lo que hace a este trabajo muy relevante es que fue el pionero, y hasta el momento el más completo (resultado de diez años de trabajo) en cuanto a estudios faunísticos en BTC con la familia Cerambycidae en el territorio mexicano. Por lo que representa una base importante para estudios taxonómicos subsecuentes de los taxones presentes en esa región. En particular, este estudio faunístico ha permitido detectar la presencia de algunos géneros de cerambícidos con una considerable problemática con respecto a la delimitación de sus especies. Tal es el caso de varios géneros pertenecientes a las tribus Elaphidiini, Acanthocinini y Acanthoderini.

El presente trabajo tiene como objetivo principal investigar el estatus taxonómico de las especies de cerambícidos presentes en la Estación de Biología de Chamela. Para ello se consideraron, tanto los caracteres morfológicos tradicionalmente empleados para el estudio taxonómico del grupo como información obtenida de secuencias de ADN pertenecientes al gen del código de barras de la vida (Hebert *et al.*, 2003).

#### *El código de barras de la vida*

El código de barras de la vida o barcoding es una herramienta molecular empleada para facilitar la identificación de especies y agilizar el inventario de la biodiversidad, utiliza secuencias de ADN de regiones genéticas estandarizadas. Estas secuencias delimitan especies debido a que su tasa de divergencia nucleotídica es mucho menor intraespecífica que interespecíficamente (Hebert *et al.*, 2003; Gregory, 2005; Hebert y Gregory, 2005). El gen del código de barras en animales consiste de aproximadamente 658 pares de bases del gen mitocondrial de la Citocromo c Oxidasa I (COI) (Hebert *et al.*, 2003; Sovolainen *et al.*, 2005). Este fragmento genético ha sido empleado con éxito para delimitar especies en un gran número de especies animales, incluyendo varios grupos de coleópteros (Raupach *et al.*, 2010; Cline y Huether, 2011; Davis *et al.*, 2011). Además, recientemente, se ha empleado la información del código de barras de la vida para crear una base de datos con secuencias de ADN de referencia para diferentes

familias de coleópteros barrenadores, incluyendo Buprestidae, Cerambycidae, Scolytinae y Siricidae (Humble, 2009).

Una de las ventajas en el uso del gen del código de barras es que utiliza DNA mitocondrial, lo cual es muy útil en estudios evolutivos por varias razones: no es recombinante como el nuclear, ya que es de herencia materna; su tasa de evolución es mayor que la nuclear; no está sujeto a selección, ya que está compuesto de genes metabólicos básicos; la tasa de mutación de genes mitocondriales es más o menos constante (Galtier *et al.*, 2009). Otra de las ventajas de COI es que utiliza la misma región génica en todos los taxones animales, pudiéndose frecuentemente obtener información de ejemplares depositados en museos (Lanteri, 2007). No obstante en algunos grupos, como las plantas superiores, las algas ó los hongos, las secuencias del gen COI no resultan informativas (Moritz y Cicero, 2004; Saunders, 2005). En las plantas, por ejemplo, no es totalmente funcional debido a que en éstas la tasa de sustitución de nucleótidos es más lenta que en animales, por lo que requiere de la utilización de fragmentos de otros genes que en conjunto darían resultados más informativos (Kress *et al.*, 2005; Fazekas *et al.*, 2008). Otra desventaja importante de la técnica del código de barras, es la posible obtención de los llamados “falsos positivos” o falsos negativos”. Esto se refiere a la identificación de un mayor o menor número de especies de lo que verdaderamente existe, por lo que es importante emplear el código de barras de una manera precisa, para no obtener resultados erróneos, como especies nuevas falsas o por otro lado no detectar especies que son totalmente diferentes (Packer *et al.*, 2009).

Entre los aspectos positivos de la iniciativa del Código de Barras está la posibilidad de hacer inventarios más rápidos de biodiversidad para diferentes estudios de impacto ambiental (Myers *et al.*, 2000). También posibilita que dentro de la misma especie se puedan asociar diferentes estadios ontogenéticos. En los insectos, es de gran utilidad con las especies holometábolos, ya que se podrían asociar de una manera más eficiente diferentes estadios del ciclo de vida (Lanteri, 2007). Del mismo modo este marcador resulta de gran utilidad ya que en muchos de los grupos de insectos las claves de identificación están generalmente

diseñadas para un solo estadio de los organismos, o bien para el macho o la hembra de diferentes grupos (Hebert *et al.*, 2003).

El código de barras de la vida ha servido también como apoyo en la identificación de especies crípticas o bien especies morfológicamente indistinguibles. De igual manera ha sido utilizado como apoyo a la identificación de especies con plasticidad fenotípica (Ceccarelli *et al.*, 2012).

El presente estudio, además de resolver la problemática taxonómica en especies de algunos géneros de cerambícidos presentes en la estación de Biología de Chamela, Jalisco, también incluye un inventario faunístico para las especies de esta familia de escarabajos de esta zona empleando secuencias del código de barras. Este representa el primer inventario faunístico de cerambícidos con códigos de barras de la vida para el territorio mexicano.

## ANTECEDENTES

El estudio taxonómico de la familia Cerambycidae se remonta al *Systema Naturae* de Linneo (1758), en el cual describe y nombra 76 especies de cerambícidos que agrupó en tres géneros, *Cerambyx*, *Leptura* y *Necydalis*. Latreille en su *Histoire naturelle* (1802) los nombra Cerambycini, y para 1815 Leach aplica el término de Cerambycides para separar a los cerambícidos de otras familias dentro del orden Coleoptera (Linsley, 1961), y en 1817 el mismo autor emplea el nombre actual de la familia.

El interés taxonómico en la familia ha sido constante durante el siglo pasado, pero la descripción de taxones nuevos se ha acelerado en las últimas décadas gracias a los esfuerzos de Chemsak, Linsley, Giesbert, Hovore, Martins, Monné, Galileo, Napp, Lingafelter, Santos-Silva, y otros interesados en el estudio de los cerambícidos, los cuales siguen publicando trabajos faunísticos, catálogos, revisiones, descripciones y redescriptiones de géneros y especies de la familia (Bezark, 2014).

En México el inicio del conocimiento de los cerambícidos inició igualmente con Linneo (1758), quien describe cinco especies presentes en el país. Más tarde en los años 30's del siglo XIX, las aportaciones de Chevrolat, Say, LeConte y Thomson incrementaron el conocimiento del grupo. Bates entre 1872 y 1892 publicó diferentes trabajos sobre la fauna de México, incluido el de *Longicornia*, de la *Biologia Centrali-Americana* (1879-1885). Bates sin duda el más prolífico de todos los autores, ya que describe 402 especies de las que se tiene registrado en México. Entre los años 1900 y 1930 sólo Fisher, Lameere, Schaeffer y Casey realizaron algunos trabajos con el grupo. Los trabajos de Linsley en los años treinta y cincuenta del mismo siglo son bastante notables en el aumento del conocimiento de la familia. Y es a partir de la mitad del siglo en adelante, que comienza a incrementarse más el conocimiento con la contribución de Chemsak y el mismo Linsley, además de las aportaciones de Giesbert y Hovore en las últimas décadas del siglo pasado y principios de éste (Noguera y Chemsak, 1996). En años recientes es importante señalar el trabajo realizado por Noguera y Toledo en el estudio de los cerambícidos.

Sin embargo en México son pocos los trabajos enfocados al estudio de la familia Cerambycidae, ya que muchas de las descripciones realizadas por los autores antes mencionados, presentan su localidad tipo fuera del país (Noguera y Chemsak, 1996). En ecosistemas con selva tropical húmeda Terrón y Zaragoza (1978) realizaron un primer esbozo de la diversidad de cerambícidos en la Estación de Biología de los Tuxtlas, la cual fue actualizada por Terrón (1997). En vegetación de tipo pino-encino, Terrón (1991) realizó un estudio con la fauna de Cerambycidae en la Reserva de la Biosfera La Michilía en Durango.

El estudio de los cerambícidos en BTC comienza con la lista de especies publicada por Chemsak y Noguera (1993), en la que se describen dos géneros nuevos y 23 especies nuevas. En el presente siglo, Noguera junto con otros investigadores pertenecientes a la UNAM, han realizado diferentes estudios con varios grupos de insectos en diversas localidades con BTC: Sierra de Huatla, Morelos (Noguera *et al.*, 2002); San Buenaventura, Jalisco (Noguera *et al.*, 2007); Sierra de San Javier, Sonora (Noguera *et al.*, 2009), y Santiago Domingullo, Oaxaca (Noguera *et al.*, 2012). Otro relevante trabajo realizado en este mismo tipo de vegetación, es el realizado en El Aguacero, Chiapas (Toledo *et al.*, 2002), además de un estudio realizado en la zona central de las Sierras de Huatla-Taxco, Guerrero-Morelos (Ordoñez-Resendiz y Rodríguez-Mirón, 2009).

Una de las regiones con BTC mejor estudiadas del país es la Estación de Biología de Chamela, la cual se ha convertido en una referencia obligada para los trabajos en zonas tropicales. Cuenta con más de treinta años de estudio ininterrumpido en diferentes áreas biológicas, lo que se refleja en estudios cada vez más específicos y concretos. Se ha logrado catalogar y clasificar diferentes grupos de flora y fauna dentro de ella, además de las muchas descripciones de taxones nuevos para la ciencia, que han sido reportados para el sitio (Noguera *et al.*, 2002).

Dentro de la estación se cuenta ya con una lista preliminar de especies de cerambícidos (Chemsak y Noguera, 1993); sin embargo, presenta muchos problemas de asignación específica, debido a problemas taxonómicos, propios de la familia; sin mencionar la falta de claves taxonómicas para la identificación

genérica o específica de estos insectos. Hasta la fecha no se tiene reportado ningún trabajo en la región e incluso en México con la familia Cerambycidae, en la que se haya empleado la técnica de código de barras de la vida para ayudar a resolver problemas de la taxonomía del grupo, el cual incluso puede ayudar a esclarecer las asociaciones ecológicas implícitas en su ciclo de vida, así como la pronta asociación de estadios larvales con su estado adulto.

A pesar de la extensa literatura, la familia Cerambycidae todavía tiene muchos problemas sistemáticos y taxonómicos que no se han resuelto, debido principalmente al número tan elevado de especies que presenta y al poco conocimiento de los estadios larvales. Por lo que se considera necesario realizar estudios filogenéticos más detallados, así como revisiones y descripciones de géneros y especies. Así como realizar estudios sobre la estacionalidad de estos insectos y sus posibles relaciones con sus hospederos.

## **OBJETIVOS**

### **General**

- Conocer la riqueza de especies en miembros de la familia Cerambycidae (Coleoptera: Chrysomeloidea) presentes en la Estación de Biología de Chamela, Jalisco, empleando información morfológica y molecular.

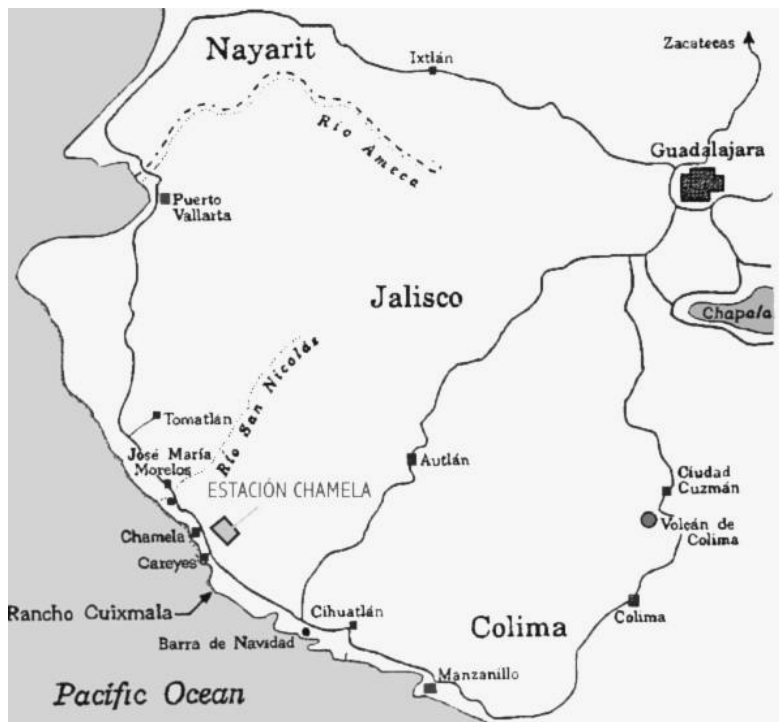
### **Particulares**

- Conocer la riqueza de especies de cerambícidos presentes en la región de estudio con base en información morfológica y molecular (secuencias de ADN del gen del código de barras de la vida).
- Detectar problemas taxonómicos en los taxones de cerambícidos examinados a partir de la incongruencia entre los dos sistemas de caracteres examinados.
- Crear una base de datos del código de barras del ADN para las especies de cerambícidos presentes en la Estación de Biología de Chamela, Jalisco.

## MATERIALES Y MÉTODOS

### *Sitio de estudio*

El estudio se llevó a cabo dentro de la Estación de Biología de Chamela, del Instituto de Biología, UNAM. Se localiza en el estado de Jalisco, México, en el municipio de la Huerta ( $19^{\circ}30'$  y  $19^{\circ}33'N$  y  $105^{\circ}00'$  y  $105^{\circ}03'O$ ), a dos km al oeste de la costa y seis km al sureste de la Bahía de Chamela (Fig. 2). La región se encuentra limitada al noroeste por el río San Nicolás y al suroeste por el río Cuixmala. La estación cuenta con una área de 3,319 hectáreas, con altitudes que van desde los 30 m hasta los 500 m en las zonas más elevadas (Bullock, 1988).



**Figura 2.** Sitio de estudio (<http://www.ibiologia.unam.mx/ebchamela/www/mapasa.html>)

La topografía que se observa presenta laderas, lomeríos y colinas las cuales originan numerosos sistemas de pequeñas cuencas (Cervantes *et al.*, 1988), con un substrato que por lo general contiene basalto, reolita y sitios de conglomerados no consolidados (Bullock, 1988). La temperatura media anual de la zona es de  $24.9^{\circ}C$ , con los meses más cálidos entre mayo y septiembre,



presentando un clima de tipo Aw (x') i, el más seco de los cálidos subhúmedos, de acuerdo con el sistema Köppen (modificado por García, 1973; Bullock, 1986) y una precipitación promedio mensual de 748 mm (Bullock, 1986; Ceballos *et al.*, 1999). Por la dinámica de lluvias se originan dos épocas marcadas; una húmeda que va de junio a octubre y una seca de noviembre a junio (Bullock, 1986, 1988) (Fig. 3). Los tipos de vegetación que dominan son la selva baja caducifolia y selva mediana subperennifolia (Bullock y Solís-Magallanes, 1990). La selva baja caducifolia presenta principalmente tres tipos de estratos distribuidos comúnmente en lomeríos: un arbóreo de hasta 15 m de altura, un arbustivo más presente en laderas y un herbáceo que aparece solamente en temporada de lluvia, entre las especies de árboles más abundantes se encuentran *Celanodendron*, *Lonchocarpus*, *Sciadodendron*, *Caesalpinia*, *Croton*, *Jatropha* y *Cordia*. (Bullock, 1986; Lott, 2002). La selva mediana subperennifolia se asociada a los arroyos que se forman temporalmente, así como los permanentes, y presenta principalmente dos estratos arbóreos, los cuales se distinguen por la diferencia en la altura de las especies que los componen, presentándose especies que pueden alcanzar hasta los 40 m; dentro de estas comunidades son abundantes las epífitas (*Tillandsia* spp.) y es común observar a los líquenes cubriendo los troncos de muchos árboles (Lott *et al.*, 1987; Martínez-Yrizar *et al.*, 1996).



**Figura 3.** Vegetación en época de secas (a) y de lluvias (b) en la estación de Biología Chamela.

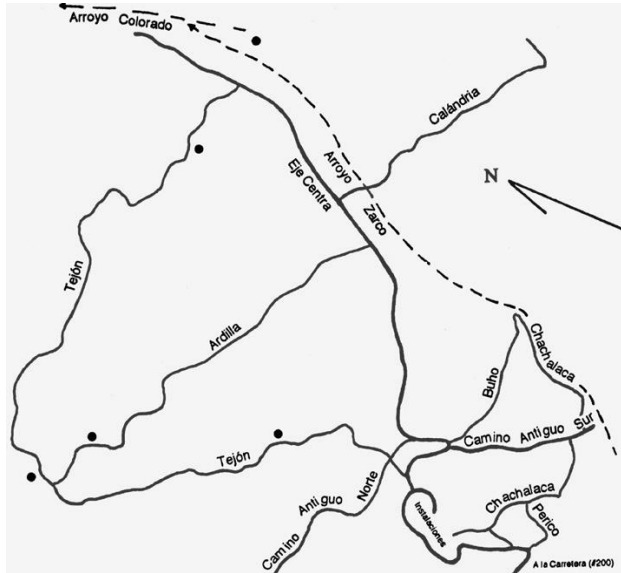
### *Trabajo de campo*

El trabajo de campo consistió en cinco salidas al campo, tanto en época de secas como de lluvia, y la revisión de material recolectado en años anteriores (Cuadro 2).

**Cuadro 2.** Fechas de recolección de ejemplares en campo.

<b>Salida</b>	<b>Días</b>	<b>Mes</b>	<b>Año</b>
1	2-7	Mayo	2011
2	4-30	Julio	2011
3	31-6	Marzo-Abril	2012
4	30-11	Junio-Julio	2012
5	9-16	Noviembre	2012
Material del 2009		Febrero, Abril, Junio, Septiembre y Noviembre	2009

La recolecta de cerambícidos adultos, tanto de hábitos diurnos como nocturnos dentro de la reserva se hizo utilizando varias técnicas, para obtener una muestra representativa. Para ello se recorrieron las principales veredas de la estación (Fig. 4), y en determinados puntos, se colocaron trampas de intercepción y de atracción luminosa. Los métodos de recolecta que se utilizaron se describen a continuación:



**Figura 4.** Mapa de principales veredas dentro de la Estación de Biología Chamela

Recolecta a mano (Fig. 5). Esta técnica de recolecta directa fue aplicada tanto para especies diurnas, como para las nocturnas; en ella se requiere de gran habilidad visual y motora, ya que en algunos casos se necesita de rapidez y buena técnica pues algunos cerambícidos se confunden con su entorno o vuelan con gran rapidez. Este modo de recolecta se realizó diariamente a diferentes horas del día.



**Figura 5.** Recolecta a mano

Aspirador entomológico (Fig. 6). El aspirador entomológico fue utilizado para capturar cerambícidos pequeños, los cuales se pueden encontrar en arbustos o árboles pequeños. Funciona mediante la aspiración bucal a través de una

manguerilla, donde los insectos recolectados pasan a través de un tubo metálico hacia un recipiente más grande, que puede ser de plástico. El orificio por el cual se aspira se encuentra cubierto por una tela fina, lo que imposibilita que puedan llegar a ser absorbidos (White, 1983). Posteriormente los cerambícidos atrapados se colocan en un recipiente con alcohol al 70%. Este método de recolecta se realizó diariamente, en horarios diurnos, y crepusculares.

Red de golpeo y aérea (Fig. 6). La red de golpeo se usa para insectos que se encuentran asociados a la vegetación arbóreo-arbustiva, funciona alternando la red de un lado al otro cerca o en contacto con la vegetación, los insectos quedan atrapados dentro de la red y pueden ser recolectados a mano o utilizando el aspirador entomológico, para el caso de los más pequeños. A diferencia de la red de golpeo, la red aérea fue más utilizada para los cerambícidos que se encontraran volando (White, 1983). Se utilizaron las redes de golpeo y aérea a diario, en horario diurno y crepuscular cerca de la vegetación, con las que igualmente capturaron a los cerambícidos en vuelo.



**Figura 6.** Recolecta utilizando red aérea y aspirador entomológico.

Trampa de luz blanca (Fig. 7). Sin duda es uno de los métodos indirectos de recolecta más utilizados actualmente, permite atraer insectos alados fototrópicos de hábitos nocturnos. Consiste en colocar una manta blanca extendida en un sitio de preferencia despejado, colocado verticalmente al piso. Se utilizan a diferentes

grados de iluminación, dependiendo del grupo que se quiera atraer; en este caso se utilizó un reflector de 200 watts, así como un foco de 100 watts. La luz ilumina directamente la manta blanca atrayendo a los insectos fototróficos (White, 1983). La trampa de luz blanca se colocó cada tercer día en diferentes puntos de la estación, de cinco a seis horas (20:00hrs a 00:00hrs o 01:00hrs).



**Figura 7.** Trampa de luz blanca

Trampa de luz negra (Fig. 8). Esta trampa funciona para insectos alados fototróficos de tamaño pequeño, ya que usa un filtro el cual no permite que insectos grandes sean atrapados. Consiste de una charola plástica de aproximadamente 50 cm de diámetro, cuatro soportes metálicos de 60 cm de longitud, unidos mediante unos arillos en los extremos, una lámpara de luz negra o ultravioleta. Una malla confeccionada para cubrir el volumen de los cuatro soportes metálicos y una batería recargable. La lámpara de luz negra se sujeta a uno de los aros que están en los extremos de los soportes metálicos, dentro de la charola se vierte agua con jabón y posteriormente se ata a los soportes metálicos; una vez hecho esto, se cubre todo el espacio que queda entre la charola y el extremo superior de los soportes, quedando la lámpara de luz negra dentro de esta malla. Los insectos que entren a la malla atraídos por la luz, caerán en el líquido que se encuentra dentro de la charola; igualmente insectos más grandes son atraídos por la luz, los cuales fueron recolectados a mano fuera de esta trampa. Esta trampa se colocó cada tercer día (alternándose con la de luz blanca) y diariamente cuando la recolecta no era abundante, se contaba con dos trampas

de este tipo, y se colocaban en diferentes puntos de la estación, alrededor de cinco a siete horas (20:00hrs a 01:00hrs o toda la noche).



**Figura 8.** Trampa de luz negra

Trampa Malaise (Fig. 9). Las trampas Malaise que fueron utilizadas corresponden al modelo Townes (Marris House Nets, London<sup>®</sup>). Esta trampa captura insectos en periodos prolongados de tiempo, es una trampa estática de barrera que intercepta al vuelo los insectos y aprovecha el instinto de ascender (geotropismo negativo) encaminándolos hacia un depósito en la parte más alta de la trampa (Townes y Arbor, 1962). La trampa Malaise se colocó desde la primera colecta (mayo), y no fue revisada hasta julio, al empezar la segunda recolecta, ya en ésta el contenedor se cambió semanalmente. En el 2012 se colocaron cuatro trampas Malaise en diferentes puntos de la Estación, las cuales se revisaban cada mes.



**Figura 9.** Trampa Malaise

Todo el material recolectado fue colocado en bolsas plásticas con alcohol al 96%, con su respectiva etiqueta, la cual contenía: localidad, fecha, nombre de colector, coordenadas, nombre local de la ruta tomada, tipo de vegetación así como la técnica de recolecta que se utilizó para capturarlos. Todas las bolsas con las muestras se refrigeraron a -20°C con la finalidad de evitar la degradación del DNA.

### *Identificación taxonómica*

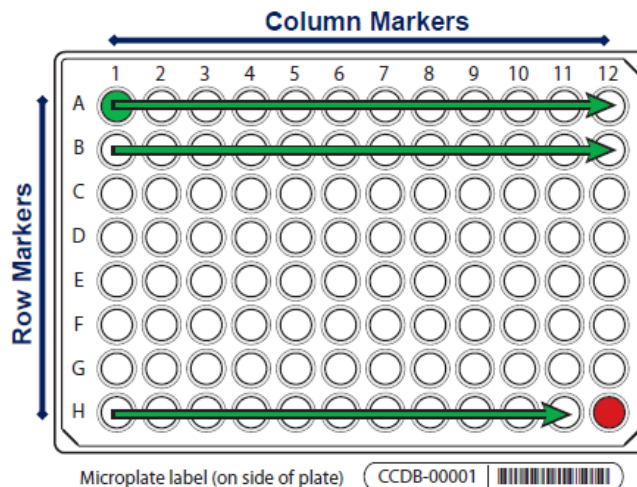
Los cerambícidos recolectados fueron llevados al Instituto de Biología, UNAM para su identificación. El material fue revisado con un microscopio estereoscópico y separado a nivel de morfoespecie. La identificación a nivel de género y especie se realizó con la ayuda de la siguiente literatura especializada: Chemsak (1977, 1978, 1980, 1999), Chemsak y Linsley (1963, 1978, 1988), Chemsak y Noguera (1993, 1998), Fisher (1930), Giesbert y Chemsak (1989), Joly (2010), Linsley (1962, 1963, 1964), Linsley y Chemsak (1984, 1995), Noguera (2002), Monné y Monné (2008), Toledo (1998, 2005), Turnbow y Thomas (2002), y Ubirajara y Chemsak (1966). La identificación de algunos de los ejemplares fue confirmada por comparación con ejemplares depositados en la Colección Nacional de Insectos, del Instituto de Biología, UNAM; la galería virtual Irekani del Instituto de Biología, UNAM, y el catálogo fotográfico de Cerambycidae del Nuevo Mundo (Bezark, 2008). Todas las identificaciones fueron corroboradas por el Dr. Víctor Hugo Toledo Hernández del Centro de Investigación en Biodiversidad y Conservación, UAEM.

### *Obtención de secuencias de ADN*

Parte del material identificado fue procesado para la obtención de secuencias de ADN correspondientes al gen del código de barras (658 pares de bases del gen mitocondrial citocromo oxidasa I; Hebert *et al.*, 2003). La secuenciación de los

ejemplares se llevó a cabo tanto en Universidad de Guelph, Ontario Canadá, como en el Laboratorio de Biología Molecular de Zoología del Instituto de Biología de la UNAM.

Para los ejemplares secuenciados en Canadá, se colocaron muestras de tejido de los individuos en una microplaca dividida en 96 celdas (Fig. 10). En cada celda se colocó una muestra de tejido consistente de un artejo de la pata de cada ejemplar (fémur o tibia, dependiendo el tamaño del insecto) con etanol al 96%. Al terminar de llenar cada fila, está se selló con pequeñas tiras plásticas que cubrían cada una de las celdas. Todas las celdas de la placa se llenaron excepto la última (no. 96), la cual sirvió como control. La placa se envió a la Universidad de Guelph, en Ontario Canadá, junto con dos archivos en Excel los cuales contienen información tanto de la placa como de los organismos enviados: sitio en que fueron recolectados, coordenadas, fecha, información taxonómica completa, así como una clave de reconocimiento para cada ejemplar.



**Figura 10.** Microplaca enviada a la Universidad de Guelph, Canadá, empleada para procesamiento de muestras de tejidos y la subsecuente secuenciación del gen del código de barras.

Para la obtención del código de barras de cada ejemplar que fue enviado a Canadá se utilizó el protocolo estandarizado descrito por Ivanova *et al.* (2006). En dicho protocolo se resuspendieron los extractos en 20-30  $\mu$ l de dH<sub>2</sub>O, y



posteriormente fue amplificada una región de 658 pares de bases del extremo 5' del gen mitocondrial citocromo c oxidasa I (COI), utilizando los primers LepF1/LepR1, diseñados por Hebert *et al.* (2004) (LEP-F1: 5'-ATT CAA CCA ATC ATA AAG ATA T-3'; LEP-R1: 5'-TAA ACT TCT GGA TGT CCA AAA A-3'), o bien en determinados casos en que no se obtuvieron los 658 pares de bases exitosamente, se utilizaron los primers LCO1490-HCO2198 que fueron diseñados por Folmer *et al.* (1994) (LCO: 5' GGT CAA CAA ATC ATA AAG ATA TTG G-3'; HCO: 5'-TAA ACT TCA GGG TGA CCA AAA AAT CA-3').

Los volúmenes de las concentraciones utilizadas en la PCR fueron: 2.5 mm MgCl<sub>2</sub>, 1.25 pm de cada primer, 50 µm dNTPs, 10 mm Tris-HCl (pH 8.3), 50 mm KCl, 10-20 ng (1-2 microlitros) de DNA genómico y 0.3 de Taq polimerasa (Platinum Taq DNA Polymerase; Invitrogen), con un volumen total por reacción de 12.5 µl, junto con unas condiciones del termociclado de: un ciclo de dos minutos a 94°C, cinco ciclos de 40 segundos a 94°C, 40 segundos a 45°C y un minuto a 72°C, seguido de 36 ciclos de 40 segundos a 94°C, 40 segundos a 51°C y un minuto a 72°C, y un paso de cinco minutos a 72°C. Los productos de la PCR se visualizaron en un sistema de 96 pozos de gel de agarosa al 2% E-Gel (Invitrogen®). Finalmente la secuencia se obtuvo por medio del secuenciador automático ABI 3730xl (Applied Biosystems®).

El trabajo de laboratorio realizado en el Instituto de Biología, UNAM consistió en la extracción y amplificación del gen del código de barras empleando los protocolos descritos a continuación. El DNA genómico de los organismos se extrajo con el protocolo de purificación total de DNA a partir de tejido animal (protocolo de columna), empleando el kit de extracción de sangre y tejidos DNeasy (QIAGEN®). Para ello se colocó una fracción de tejido (extraído del tórax o el abdomen del organismo), o bien todo el insecto si éste era muy pequeño, en un tubo eppendorf de 1.5 ml, al que se le agregaron 180 µl de Buffer ATL (Buffer de lisis de tejido) y 20 µl de proteinasa K (proteasa que degrada proteínas). Cada muestra se incubó a una temperatura de 56° C durante aproximadamente 16 horas.

El lisado se vació después dentro de una columna. La columna tiene un polímero de peso molecular alto, y el ADN se une a éste por polaridad. A la columna se le adicionaron diferentes buffers de lavado, los cuales fueron centrifugados. Por último a cada columna se le agregó agua la cual separa el DNA de ésta. Para disminuir el volumen y concentrar el DNA, se metió la dilución a vacío por 60 minutos a una temperatura de 45° C.

Para la amplificación del DNA de los organismos seleccionados se preparó una solución con un volumen total de 15-16 µl, el cual contenía: 9.475 µl de H<sub>2</sub>O ultrapura, 1.25 µl de 10 x PCR buffer, 0.5 µl de 50 mM MgCl<sub>2</sub>, 0.25 de 10 mM dNTP mix, 0.2 µl de primer LCOI, 0.2 µl de primer HCOI, 0.125 µl de Taq polimerasa platino (Invitrogen®), y 3-4 µl de DNA. Las amplificaciones se realizaron utilizando los primers LCO1490-HCO2198 diseñados por Folmer *et al.*, (1994) mencionados anteriormente. Las condiciones del termociclador para la PCR fueron: un paso inicial de desnaturalización de tres minutos a 95°, seguido de 30 ciclos de 94° C durante 45 segundos, 50° C durante 45 segundos (temperatura a la cual se observó mejor alineamiento), y 72° C durante 45 segundos, y un paso de extensión final a 72° C durante cinco minutos, dejando por último a una temperatura constante de 11° C.

Los productos de PCR sin purificar fueron enviados directamente a la Unidad Génómica de Alto Rendimiento (High-Throughput Genomics Unit) de la Universidad de Washington para la obtención de las secuencias. Todas las secuencias fueron editadas usando MEGA 5.05 (Tamura *et al.*, 2011) y alineadas manualmente.

### *Preservación de ejemplares y obtención de fotografías digitales*

Los cerambícidos que fueron enviados para la obtención de su código de barras a la Universidad de Guelph fueron subsecuentemente montados en alfileres entomológicos, los cuales variaron en tamaño con relación al insecto. De igual manera, se utilizó el tipo de montaje indirecto, que es para insectos de menor talla. En este tipo de montaje, los organismos se fijan en pequeños trozos de papel y

unidos por éste al alfiler (Martin, 1977). Todos los ejemplares fueron etiquetados con información general: localidad, coordenadas, fecha, tipo de recolecta, tipo de vegetación, así como el o los nombres de los colectores. y fueron colocados en una caja entomológica de madera para su adecuada conservación.

Las fotografías de cada uno de los ejemplares se tomaron en el instituto de Biología, UNAM con el equipo de microfotografía de multifoco Leica® Z16 APOA (microscopio) y Leica® DFC490 (cámara) para los organismos de talla menor a dos centímetros. Para los insectos de mayor tamaño se utilizó una cámara Nikon® Coolpix P100 multiráfaga. Las fotografías fueron subidas a la página de BOLD (<http://www.boldsystems.org/>), en donde son presentadas junto con la información completa de cada organismo.

#### *Delimitación de especies*

Una vez alineadas y editadas las secuencias obtenidas fueron subidas a la página de BOLD (<http://www.boldsystems.org/>) en el proyecto “Cerambycidae de Chamela” (CER project). La delimitación de especies a partir de secuencias del gen COI se implementó usando el criterio de divergencia genética del 2% (Hebert *et al.*, 2003). Para este método, las distancias genéticas corregidas se calcularon empleando el modelo de evolución K2P (Kimura, 1980). Dichas distancias fueron también visualizadas reconstruyendo un fenograma mediante el método de distancias del vecino más cercano “Neighbor joining” (NJ). El árbol de distancias proporciona una representación gráfica de las divergencias entre especies, y en este caso se utilizó el criterio del 2% de divergencia genética, el cual ha demostrado ser una herramienta rápida, útil y fiable para delimitar la mayoría de las especies en grupos animales (Hebert *et al.*, 2003; Hajibabaei *et al.*, 2007). Las distancias genéticas que se obtuvieron con el modelo K2P (Kimura, 1980) y el árbol de distancias Neighbor joining fueron reconstruidos utilizando la plataforma de BOLD ([www.boldsystems.org](http://www.boldsystems.org/)).

## RESULTADOS

### *Riqueza de especies*

De los 720 ejemplares recolectados se identificaron 144 especies, 81 géneros y 34 tribus pertenecientes a las subfamilias Prioninae, Cerambycinae, Lepturinae y Lamiinae (Cuadro 3). La subfamilia con mayor riqueza fue Cerambycinae con 87 especies, y la de menor número de especies fue Prioninae con dos especies. Los géneros que presentaron el mayor número de especies fueron *Eburia* y *Psyrassa*, con siete especies, ambos pertenecientes a la subfamilia Cerambycinae. Del total de géneros encontrados, 59 (66%) quedaron representados por una sola especie. En el Apéndice 1 se listan las especies identificadas tanto con la información morfológica y molecular que se incorporan en este estudio, así como las 306 especies registradas por Chemsak y Noguera (1993) que no se recolectaron en el presente trabajo.

**Cuadro 3.** Número de especies, géneros y tribus por subfamilia, recolectados en la Estación de Chamela.

Subfamilia	No. de Tribus	No.de Géneros	No. de Especies
Prioninae	2	2	2
Cerambycinae	18	40	81
Lepturinae	1	2	6
Lamiinae	13	37	55
<b>Total</b>	<b>34</b>	<b>81</b>	<b>144</b>

De las 144 especies identificadas en base a caracteres morfológicos, 12 son registros nuevos para la región de Chamela, aumentando a 318 especies la lista total para la región. Las especies añadidas son: *Anisopodus mexicanus* Bates 1881, *Leptostylus cretatellus* Bates 1863, *Lepturges angulatus* (LeConte 1852), *L. macilentus* Bates 1881, *Neoclytus augusti* (Chevrolat 1835), *Oreodera glauca glauca* (Linnaeus 1758), *Ozineus cribripennis* Bates 1885, *Psapharochrus borrei*

(Dugés 1885), *Psyrassa basicornis* Pascoe 1866, *P. nigroaena* Bates 1892, *Ptericoptus caudalis* Bates 1880, y *Xeranoplium bicolor* Chemsak y Linsley 1963.

De estas especies, siete se reportan como registros nuevos para el estado de Jalisco: *Anisopodus mexicanus* Bates 1881, *Lepturges angulatus* (LeConte 1852), *L. macilentus* Bates 1881, *Ozineus cribripennis* Bates 1885, *Psyrassa nigroaena* Bates 1892, *Ptericoptus caudalis* Bates 1880 y *Xeranoplium bicolor* Chemsak y Linsley 1963. Además, se reporta como nuevo registro para México la especie *Ozineus cribripennis* Bates 1885.

#### *Delimitación de especies con base en secuencias de ADN*

De las 144 especies identificadas con evidencia morfológica se obtuvieron 225 secuencias para 120 de ellas. La delimitación de especies con base en el criterio de 2% de divergencia genética permitió identificar a 129 unidades taxonómicas, 110 de las cuales fueron congruentes con las identificaciones morfológicas. En la figura 11 se presenta mediante un fenograma de distancias genéticas corregidas las 129 unidades taxonómicas delimitadas con el criterio de 2% de divergencia. De las especies identificadas con evidencia morfológica 24 no pudieron ser secuenciadas, debido posiblemente a problemas con inhibidores que no permitieron la amplificación del gen examinado.

#### *Detección de problemas taxonómicos*

En las nueve morfoespecies que tienen incongruencia con los caracteres moleculares, este último tipo de evidencia separa a estos taxones en 19 especies, varios de los cuales están separados por distancias genéticas muy superiores al 2%. Las especies en las que existe esta incongruencia pertenecen a los géneros *Acanthoderes*, *Essostrutha*, *Lepturges*, *Nemognathomimus*, *Neoclytus*, *Ornithia*, *Ozineus* y *Psyrassa*. El cuadro 4 muestra las distancias genéticas corregidas inter e intraespecíficas igual o superiores al 2% para los géneros arriba mencionados.

Todos los ejemplares secuenciados, su identificación taxonómica, fotografías digitales e información adicional (sitio de recolecta, coordenadas, colector, etc.) se encuentran en el proyecto CER (Cerambycidae from Chamela [CER]) contenido en la base de datos de BOLD ([www.boldsystems.org](http://www.boldsystems.org)).

**Cuadro 4.** Distancias genéticas corregidas (modelo de evolución K2P) de los géneros con incongruencia entre la información morfológica y molecular (código de barras de la vida).

<b>Acanthoderes</b>						
	<i>A. ramirezi</i> 1	<i>A. ramirezi</i> 2	<i>A. ramirezi</i> 3			
<i>A. ramirezi</i> 1	-	-	-			
<i>A. ramirezi</i> 2	15.67%	0.56-1.21%	-			
<i>A. ramirezi</i> 3	14.65%	8.17%	0.35-0.83%			

<b>Essostrutha</b>				
	<i>E. binotata</i>	<i>E. laeta</i> 1	<i>E. laeta</i> 2	
<i>E. binotata</i>	-	-	-	
<i>E. laeta</i> 1	16.32-23.44%	0.97-2.4%	-	
<i>E. laeta</i> 2	17.32-27.35%	2.66-4.33%	0.88-2.27%	

<b>Lepturges</b>						
	<i>L. angulatus</i>	<i>L. limpidus</i>	<i>L. macilentus</i>	L. sp. 1	L. sp. 2	L. sp. 3
<i>L. angulatus</i>	0.33-0.39%	-	-	-	-	-
<i>L. limpidus</i>	13.51-13.69%	0.47%	-	-	-	-
<i>L. macilentus</i>	10.93%	14.81-15.19%	-	-	-	-
L. sp. 1	16.56-21.48%	18.21-23.93%	16.43-18.56%	0.65%	-	-
L. sp. 2	10.33-13.23%	11.05-16.37%	10.34-15.43%	23.32-26.79%	-	-
L. sp. 3	21.23-27.45%	18.33-25.21%	17.32-19.31%	3.24-4.61%	24.32-30.21%	0.72%

<b>Nemognathomimus</b>			
	<i>N. opacipennis</i> 1	<i>N. michelbacheri</i>	<i>N. opacipennis</i> 2
<i>N. opacipennis</i> 1	0.15%	-	-
<i>N. michelbacheri</i>	11.01%	-	-
<i>N. opacipennis</i> 2	4.43%	8.65-10.23%	-

---

**Neoclytus**

---

	<b>N. augusti 1</b>	<b>N. augusti 2</b>
<b>N. augusti 1</b>	0.54%	-
<b>N. augusti 2</b>	6.72%	-

---

**Ornithia**

---

	<b>O. mexicana 1</b>	<b>O. mexicana 2</b>
<b>O. mexicana 1</b>	1.34-2.11%	-
<b>O. mexicana 2</b>	2.42-4.44%	1.03-2.54%

---

**Ozineus**

---

	<b>O. cribripennis 1</b>	<b>O. cribripennis 2</b>
<b>O. cribripennis 1</b>	0.13%	-
<b>O. cribripennis 2</b>	15.21-23.45%	-

---



---

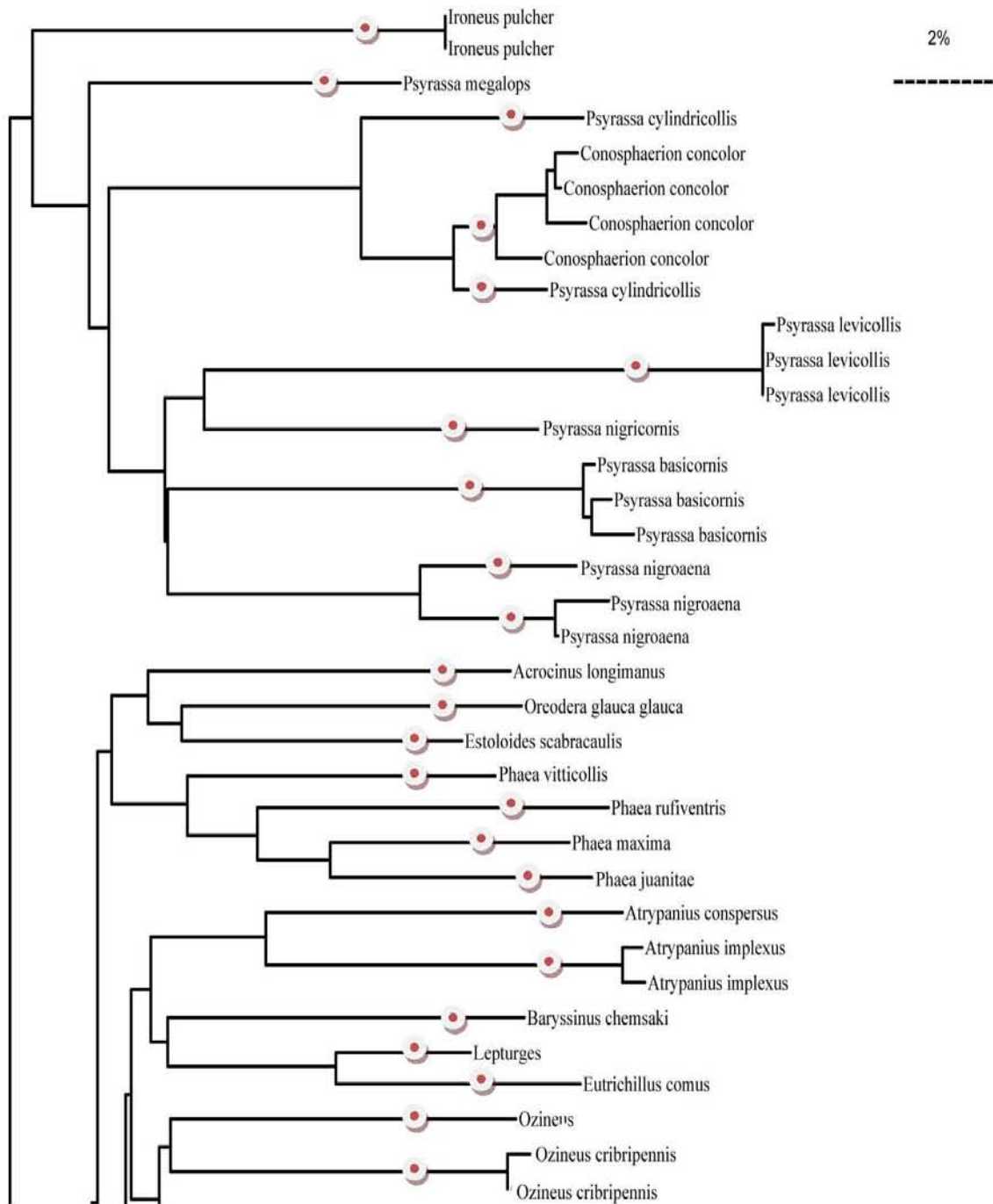
**Psyrassa**

---

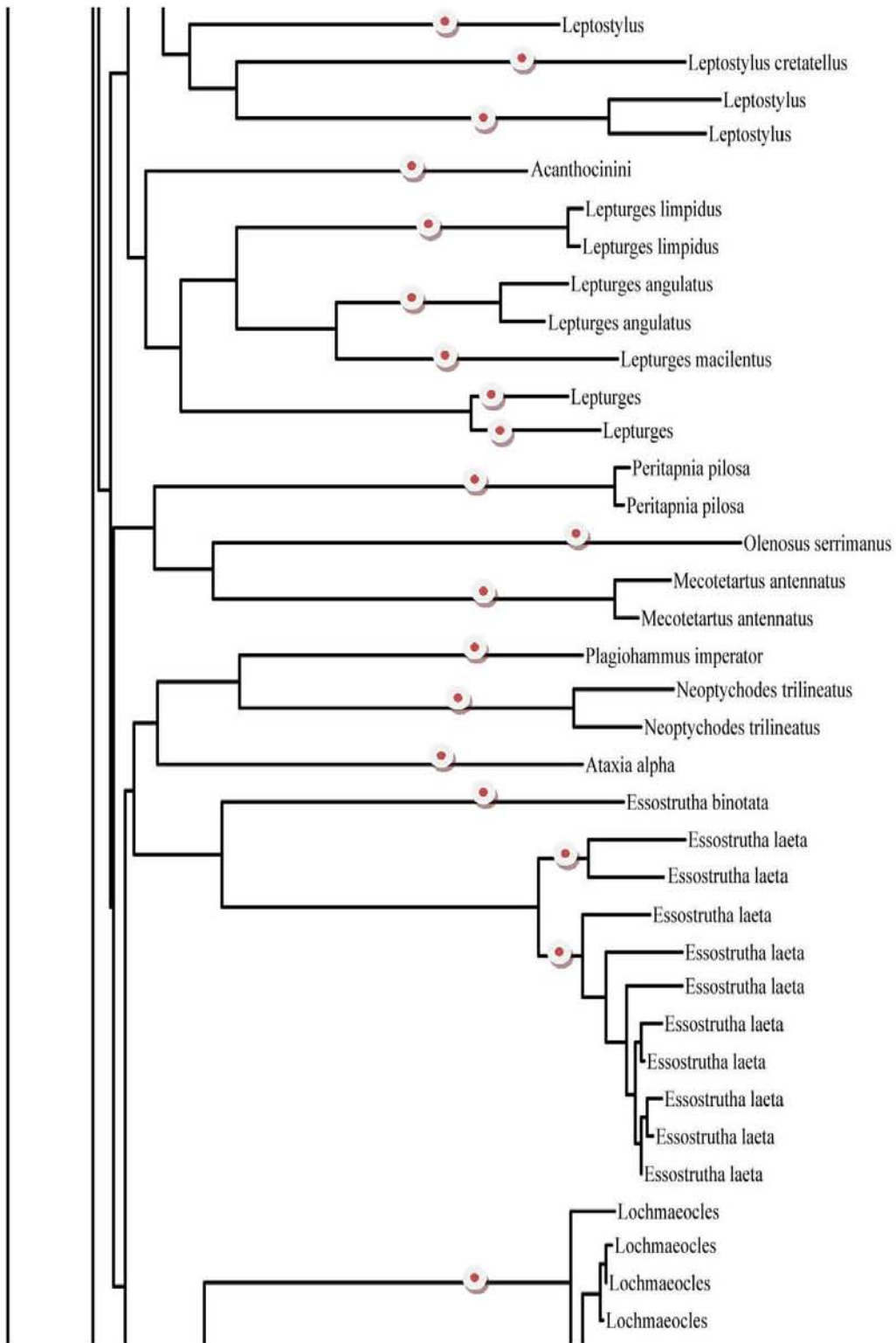
	<i>P. basicornis</i>	<i>P. cylindricollis 1</i>	<i>P. levicollis</i>	<i>P. megalops</i>	<i>P. nigricornis</i>	<i>P. nigroaena 1</i>	<i>P. sthenias</i>	<i>P. cylindricollis 2</i>	<i>P. nigroaena 2</i>
<i>P. basicornis</i>	0.79-1.29%	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>P. cylindricollis 1</i>	20.30-22.10%	1.21%	-	-	-	-	-	-	-
<i>P. levicollis</i>	20.37-21.29%	16.79-19.94%	1.25%	-	-	-	-	-	-
<i>P. megalops</i>	17.43-18.81%	16.08%	19.28-21.05%	0.97%	-	-	-	-	-
<i>P. nigricornis</i>	18.60-19.68%	18.82%	18.08-19.48%	13.30%	0.99-1.55%	-	-	-	-
<i>P. nigroaena 1</i>	18.65%	12.60%	20.69-22.38%	17.88%	16.46%	1.02-2.11%	-	-	-
<i>P. sthenias</i>	18.40-19.29%	21.54-22.12%	20.58%	18.18%	22.12%	17.11-19.83%	0.16-1.36%	-	-
<i>P. cylindricollis 2</i>	20.98-21.91%	3.88%	19.35-20.73%	16.06%	20.23%	29.16%	23.38%	1.77%	-
<i>P. nigroaena 2</i>	14.57%	19.23-23.06%	22.54%	18.32%	21.46%	3.23%	21.23%	21.70%	1.20%

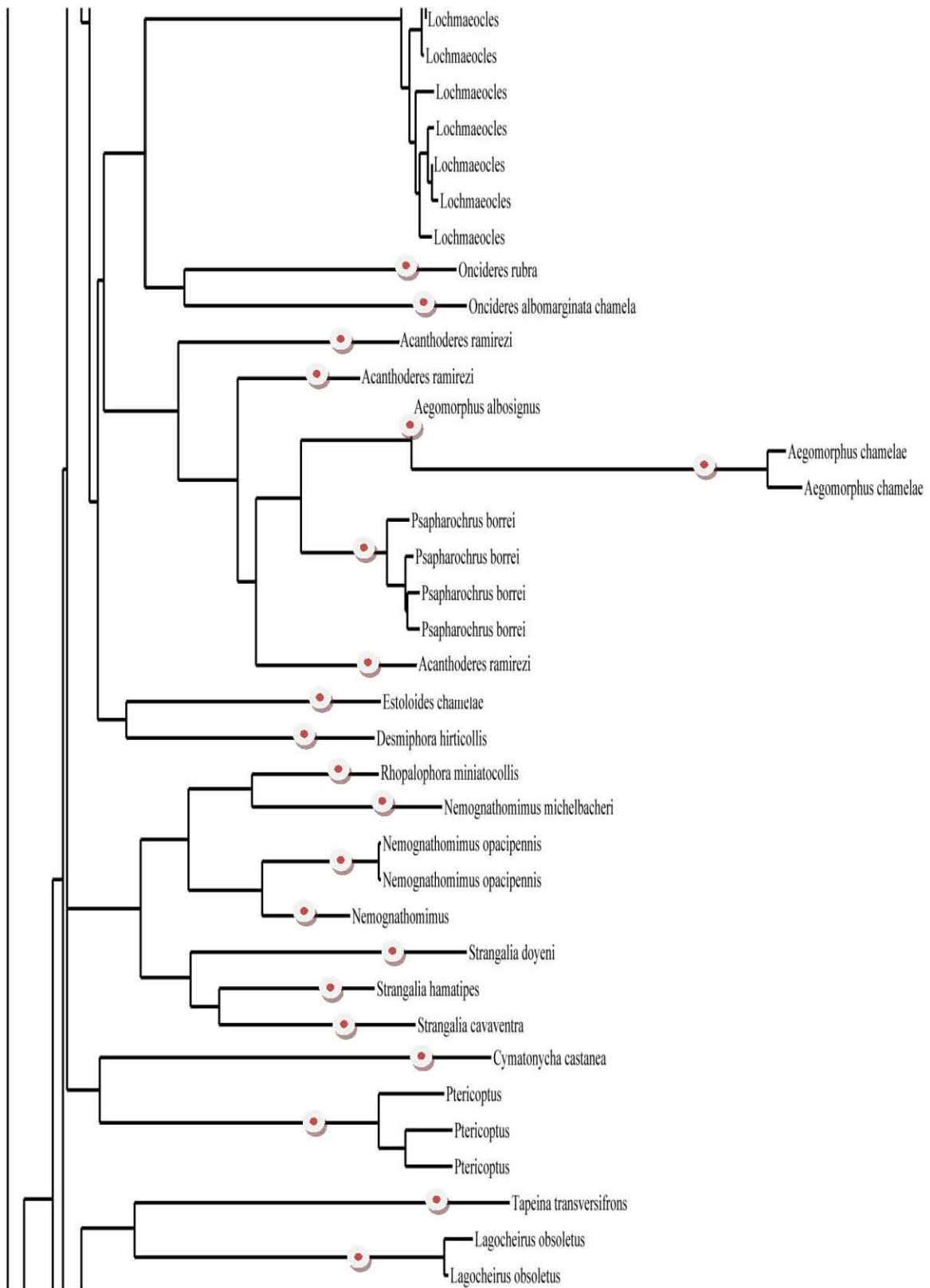
---

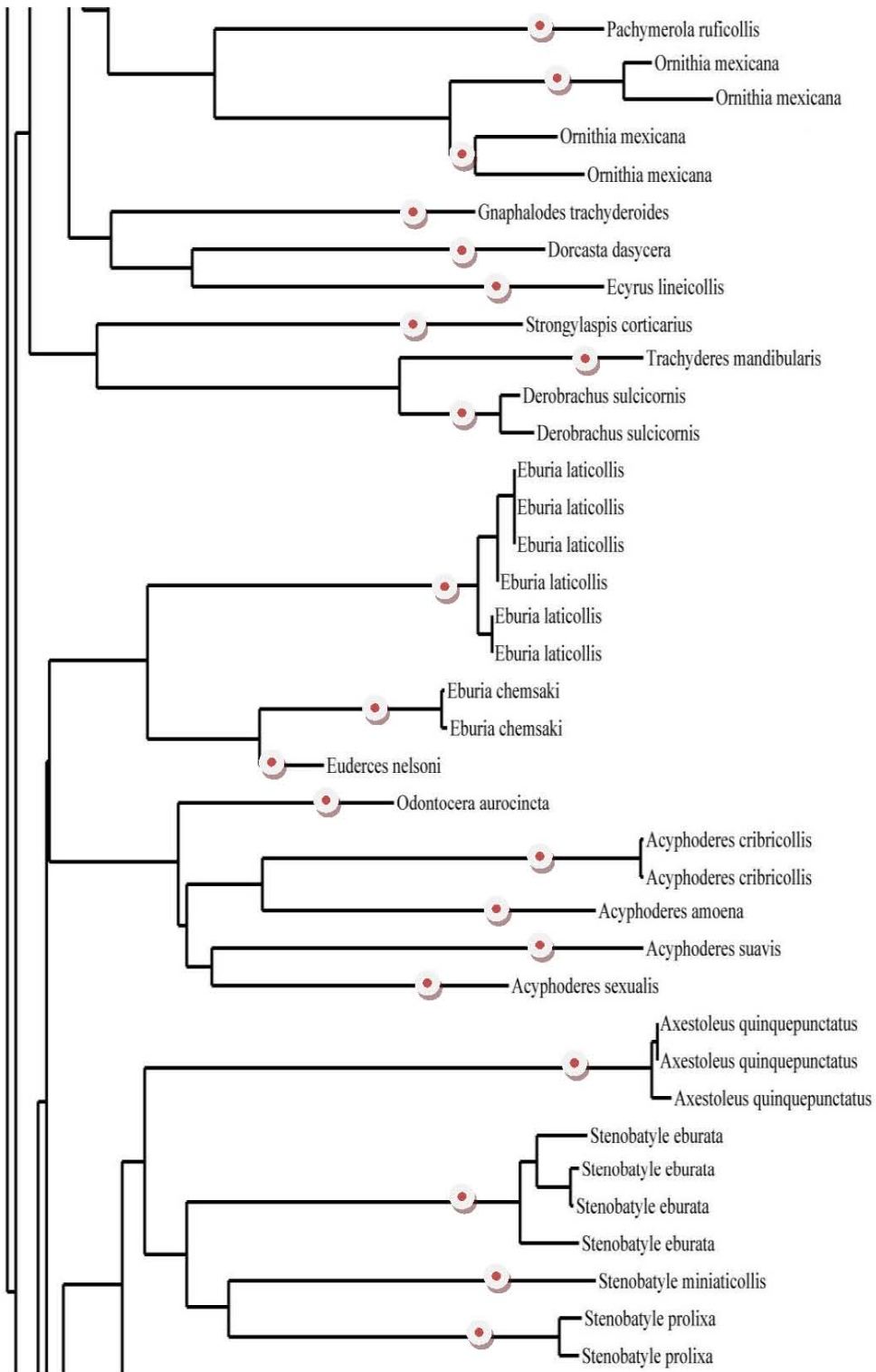
**Figura 11.** Árbol de distancias obtenido con el criterio de 2% de divergencia (Cada círculo rojo indica una unidad taxonómica).

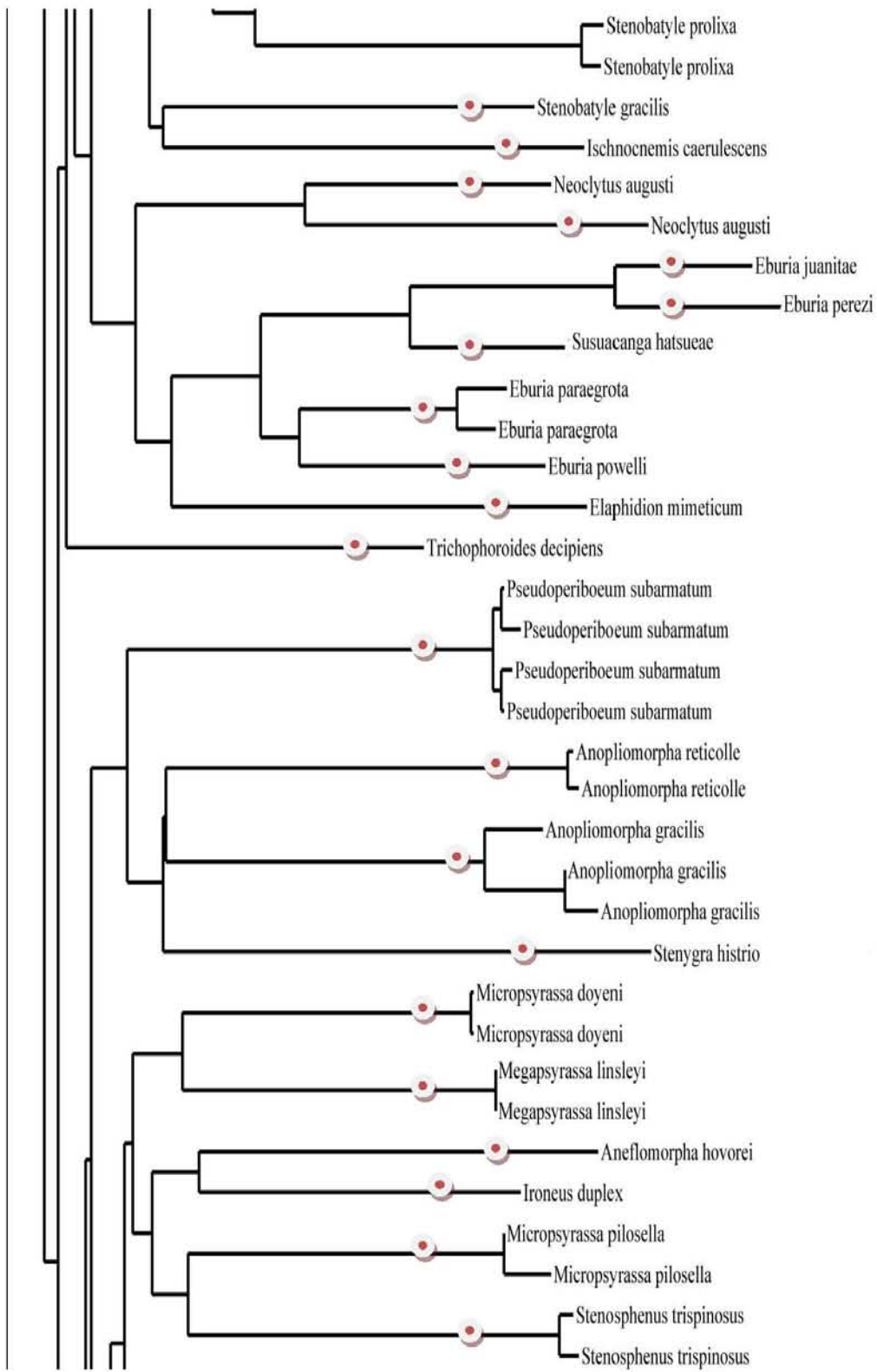


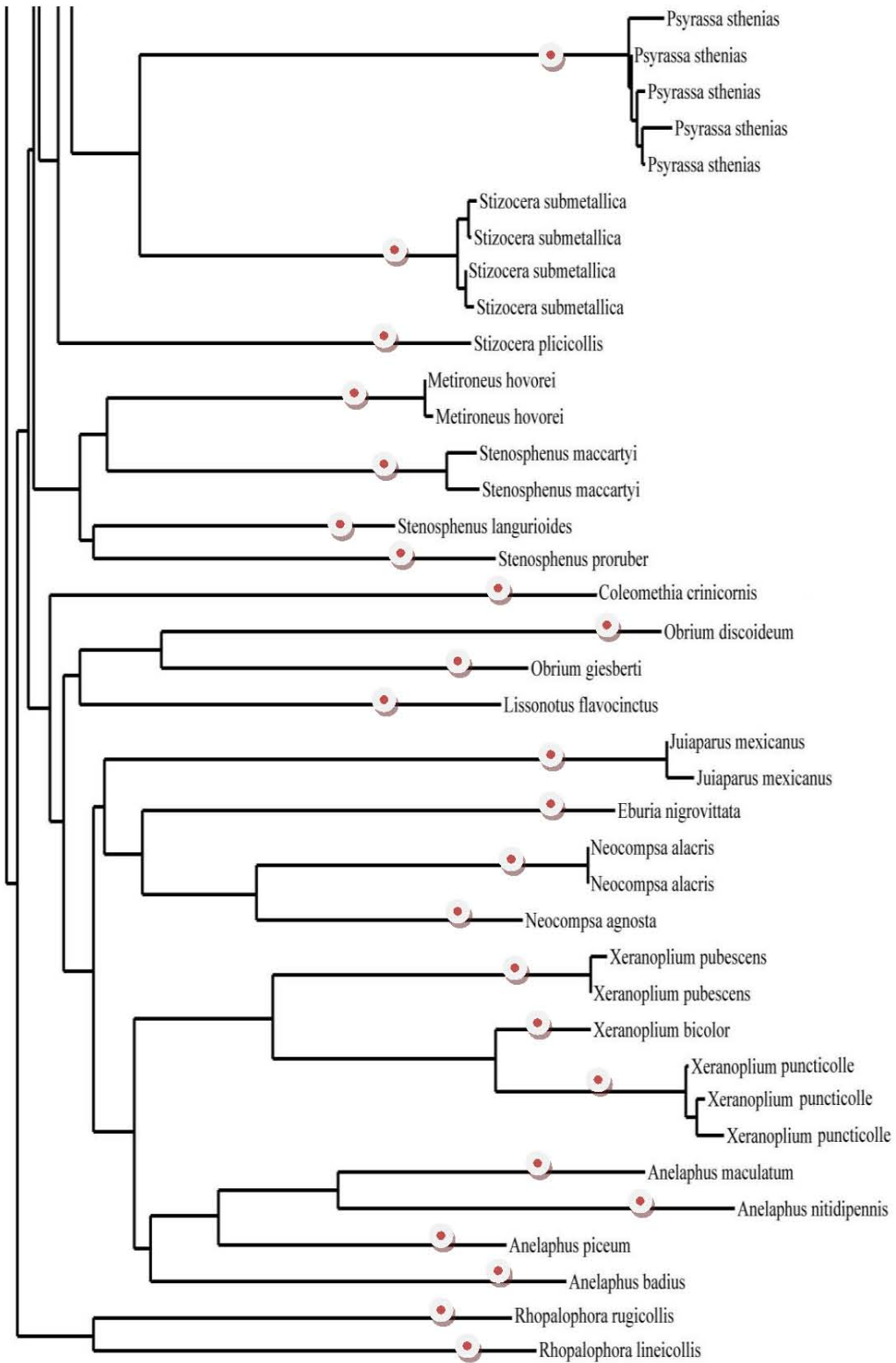












## DISCUSIÓN

### *Diversidad de la familia Cerambycidae*

La familia Cerambycidae comprende a organismos xilófagos de suma importancia para diversos ecosistemas, ya que ocupan un lugar específico entre los organismos que degradan la madera para la regeneración de los bosques (Linsley, 1961). Los cerambícidos son exclusivamente fitófagos; sin embargo, en estado larvario son xilófagos, razón por la cual es difícil encontrar las larvas ya que se encuentran inmersas en troncos dentro de galerías. Son precisamente los hábitos de vida y alimenticios, una de las razones de la alta diversidad e importancia ecológica del grupo. Ésta característica es determinante en el momento de la recolección de estos escarabajos (Linsley, 1961); ya que, diferentes especies solo se pudieron encontrar en ciertas plantas, en horas específicas del día; o bien, de la noche. Por lo tanto, un factor importante para conocer la riqueza de especies en este grupo, es la inclusión de métodos de recolecta, ya que son indispensables para poder recolectar distintas especies con distintos hábitos de vida.

Previo a este trabajo se contó con una lista más completa en cuanto a número de especies de cerambícidos encontradas para la región, con 306 especies (Chemsak y Noguera, 1993). No obstante, en este trabajo no se pudieron registrar 162 especies incluidas en la lista antes mencionada, lo que habla de la extraordinaria diversidad biológica de la familia, así como de especies con ciclos de vida muy largos, lo cual podría ser una de las causas de que no se encuentren el 100% de las especies en una localidad en un estudio faunístico a corto plazo. Por ejemplo, Linsley (1961) menciona especies de cerambícidos con ciclos de vida mayores a 10 años.

A pesar de la alta riqueza de especies, el trabajo taxonómico en México con esta familia aún es escaso, y la mayoría de los trabajos con estos escarabajos se han realizado en la selva baja caducifolia (Chemsak y Noguera, 1993; Noguera *et al.*, 2002, 2007, 2009, 2012; Toledo *et al.*, 2002; Ordoñez-Resendiz y Rodríguez-Mirón, 2009). El presente trabajo es pionero en utilizar otro tipo de información (código de barras) además de la morfología como evidencia para delimitar

especies. Sin embargo, esta evidencia ya ha sido actualmente utilizada con éxito en diferentes grupos de escarabajos (Raupach *et al.*, 2010; Cline y Huether, 2011; Davis *et al.*, 2011). Cabe mencionar que para el caso de grupos de insectos altamente diversos las herramientas moleculares son muy útiles, ya que agilizan la identificación y podrían igualmente ser útiles para resolver problemas taxonómicos (Smith *et al.*, 2008, 2009; Sheffield *et al.*, 2009; Cecarelli *et al.*, 2012), que para el caso de los cerambícidos son muchos.

### *Delimitación de especies*

El presente trabajo representa el primer trabajo taxonómico de cerambícidos en México que utiliza la información del código de barras como sustento para la delimitación de especies. A nivel mundial se ha utilizado como herramienta para delimitar relaciones inter e intraespecíficas (Wallin *et al.*, 2010; Kvamme *et al.*, 2012; Etzler *et al.*, 2013; Koutroumpa *et al.*, 2013), para relaciones ecológicas (Tindall y Fothergill, 2010; Barbour *et al.*, 2011) o para identificar especies perjudiciales (Grebennikov *et al.*, 2010).

A pesar de la relevancia que ha tenido la técnica del código de barras en grupos de escarabajos, como los cerambícidos u otros barrenadores, aun no se ha obtenido una metodología precisa para la obtención de secuencias con mayor tasa de éxito, ya que ello depende de diferentes aspectos, tales como: el modo de conservación de los ejemplares de los que se obtendrá el tejido, la cantidad de tejido que se utiliza para la extracción, las condiciones del termociclador para la PCR, así como los volúmenes de las concentraciones para la PCR. De estos elementos y de algunos otros parámetros depende que los resultados sean confiables y de la mayor calidad posible, para que en caso de encontrar incongruencias con la evidencia morfológica, los resultados puedan ser sustentables.

Las incongruencias encontradas en este estudio entre la morfología y la evidencia molecular se dan a nivel de especie y géneros en los que se han reportado problemas taxonómicos anteriormente, y que a la fecha siguen

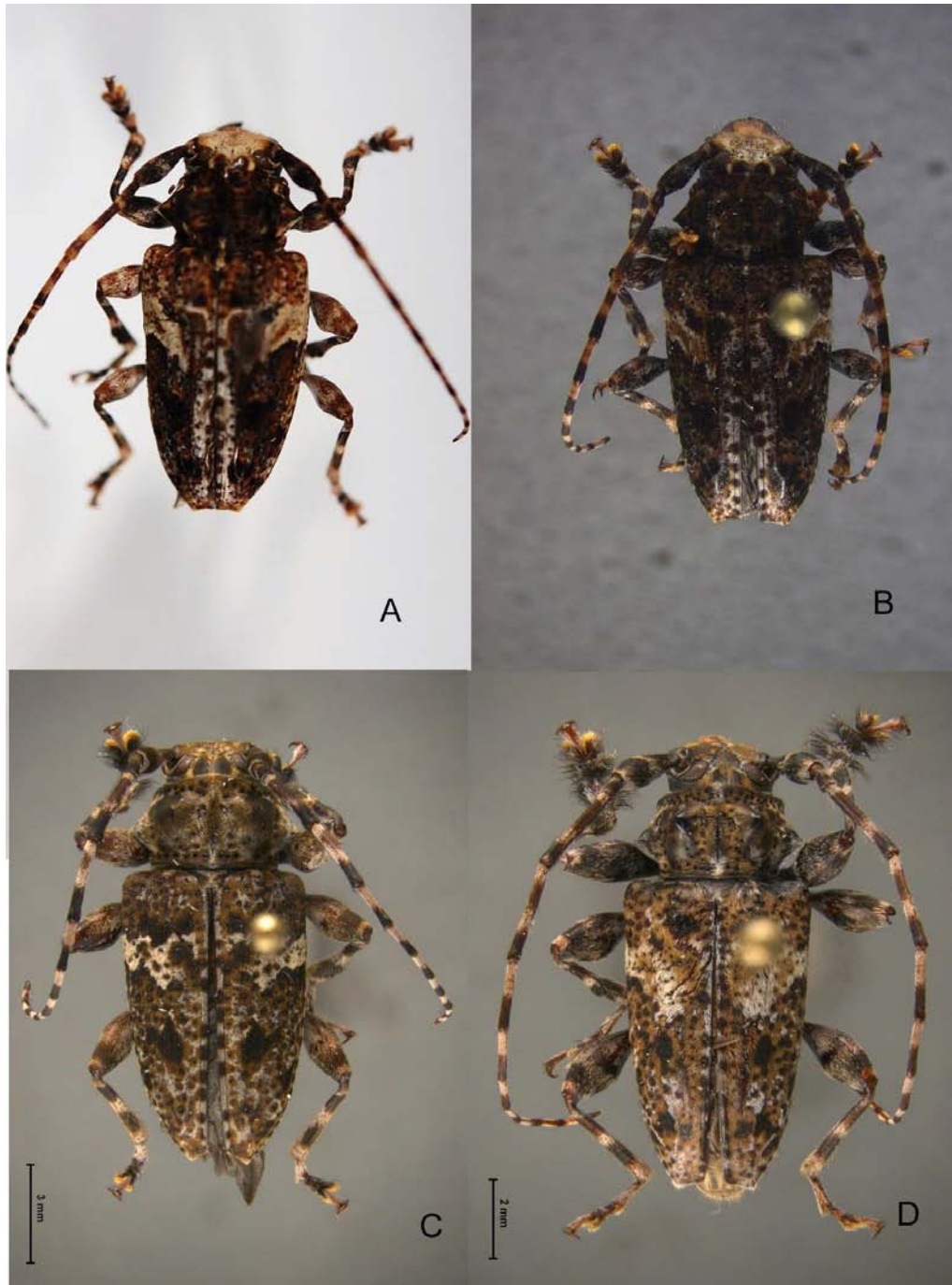
presentando inconsistencias para la asignación específica e inclusive genérica de algunos taxones. Algunos de los taxones problemáticos en este estudio pertenecen a géneros con estudios taxonómicos escasos, por lo que no existen claves taxonómicas para la delimitación de varios de ellos.

### *Problemas taxonómicos*

En el género *Acanthoderes*, los resultados del presente estudio permitieron identificar una morfoespecie con base en caracteres morfológicos diagnósticos, *A. ramirezi*. No obstante, la información del código de barras delimitó tres diferentes unidades taxonómicas. De acuerdo a Chemsak y Hovore (2002), *A. ramirezi* se reconoce por sus ojos facetados toscamente, con lóbulo inferior grande, la forma de los tubérculos del pronoto, indistintas gibosidades en la base de los élitros y la presencia de fascias blancas en los élitros. Sin embargo, en ejemplares recolectados en este estudio se pudo observar que estas tres últimas características presentan una variación intraespecífica considerable en cuanto a coloración. Por esta razón, a *A. ramirezi* se le confunde frecuentemente con las especies de este y otros géneros que también presentan fascias de color blanco en los élitros, tales como *A. quadrigibba* y *Psapharochrus borrei*, esta última anteriormente incluida dentro de *Acanthoderes*. De igual manera *A. ramirezi* es morfológicamente muy similar a *Aegomorphus albosignus*, también presente en la región de Chamela. Esta variación incluso se refleja en la distribución geográfica que presentan las especies de este género, ya que algunas de ellas varían de coloración según su distribución (Chemsak y Hovore, 2002).

En cuanto a las especies originalmente asignadas a *A. ramirezi* delimitadas por COI, las tres unidades taxonómicas ostentan diferencias morfológicas claras: la variación no solo en coloración de élitros y pronoto, sino también las diferencias en cuanto a la longitud que tienen las diferentes gibosidades sobre el pronoto y élitros de los diferentes morfoespecies (Fig. 12). Igualmente, cabe destacar la poca distancia genética que tiene con *A. albosignus* (Fig. 11), lo cual concuerda con su similitud morfológica (Fig. 12 B).





**Figura 12.** Vista dorsal de: (A) *Aegomorphus albosignus* Chemsak y Noguera; (B, C y D) y *Acanthoderes ramirezi* Chemsak y Hovore. Las imágenes muestran la variación en el patrón de coloración y las gibosidades del pronoto y base de los elitros que existen en ejemplares de *A. ramirezi* y *A. albosignus*.

Para el género *Essostrutha*, la inconsistencia entre información morfológica y molecular se presentó en los ejemplares identificadas como *E. laeta*. La diferencia existente entre estas morfoespecies es clara cuando se observa la coloración dorsal, ya que la delimitación molecular separó a los ejemplares de color naranja con puntuaciones negras en la base y ápice de los élitros de los ejemplares con un solo color en cabeza, pronoto y élitros. Además, estos últimos ejemplares presentan las puntuaciones menos evidentes del pronoto. En su revisión del género *Essostrutha*, Chemsak (1978) propone dos especies, *E. laeta* y *E. binotata*. La diferencia entre coloración que existe en *E. laeta* el autor la describe como dimorfismo sexual, explicando que los machos son los que presentan generalmente una sola coloración (aunque ocasionalmente pueden presentar puntuaciones color negro en el ápice de los élitros), mientras que las hembras son las que presentan bandas y puntuaciones color negro sobre los élitros. Inclusive menciona que ambos sexos pueden presentar los élitros totalmente oscuros o negros. No obstante, nuestros resultados moleculares para los ejemplares originalmente asignados a *E. laeta* refutan la propuesta de Chemsak (1978)

Al revisar los ejemplares recolectados de *E. laeta*, se observó la amplia variación en la coloración (Fig. 13), presentándose no solo en un sexo como lo sugiere Chemsak (1978), que ocurre en la mayoría de los organismos de esta especie, sino en ambos sexos. Esto concuerda con la delimitación mediante evidencia molecular, la cual separa a los ejemplares de un solo color de los que presentan puntuaciones negras en base y ápice de los élitros. Nuestros resultados sugieren que los ejemplares con un solo color en cabeza, tórax y abdomen, también están en un proceso de divergencia incipiente, ya que presentan un nivel de divergencia genética alto y morfológicamente son distinguibles principalmente por la coloración. Cabe mencionar que para el caso de esta especie existen no solo estas variaciones en coloración, sino que también existen ejemplares con una coloración más cercana al blanco, las cuales contrastan con ejemplares que presentan coloraciones más cercanas al rojo, estas dos variaciones también se distribuyen en México.



**Figura 13.** Vista dorsal de: (A – D) *Essostrutha laeta* (Newman) C) Hembra D) macho. Se observan las diferentes coloraciones en *E. laeta*.

En el caso del género *Lepturges*, la inconsistencia encontrada puede deberse a los problemas taxonómicos que presenta el género, ya que no existe una clave taxonómica para sus especies. Chemsak y Noguera (1993), indican que para la región de Chamela se tienen registros de cinco especies de *Lepturges*. Sin embargo, solo dos especies están determinadas a nivel específico, lo cual hace más notable la problemática del género. Linsley y Chemsak (1995) realizaron una clave taxonómica para las especies de *Lepturges* presentes en Norte América, incluyendo algunas presentes en México. Sin duda es urgente una revisión del género, ya que los caracteres que se utilizan para diferenciar a las especies se basan principalmente en coloración y presencia de maculas, puntuaciones o ausencia de ambas en los élitros; o bien, medidas de diferentes estructuras que varían aún más. Morfológicamente las especies de este género recolectadas en este estudio presentan una enorme variación en los caracteres diagnósticos de la clave de Linsley y Chemsak (1995).

En cuanto a las morfoespecies que presentaron incongruencia entre las dos evidencias utilizadas, se pudo observar un alto rango de variación en las maculas de los élitros y la pubescencia del pronoto, además de la coloración del integumento la cual va de café claro a opaco. Estas diferencias apoyan la delimitación por medio de COI ya que las morfoespecies con pubescencia en pronoto e integumento opaco (Fig. 14 E) son separadas de las que no presentan pubescencia en el pronoto e integumento café claro (Fig. 14 F).



**Figura 14.** Vista dorsal de: (A) *Lepturges limpidus* Bates; (B) *Lepturges macilentus* Bates; (C) *Lepturges angulatus* (Le Conte); (D) *Lepturges* sp.; (E y F) *Lepturges* sp. Se muestra la variación en las maculas de los élitros y la coloración del integumento.

En cuanto a *Nemognathomimus*, la inconsistencia entre información molecular y morfología se detectó para *N. opacipennis* (Fig. 15). La morfología indica la presencia de una sola especie que presenta dimorfismo sexual, principalmente en la coloración de la cabeza. Chemsak y Noguera (1993) describen a los machos con coloración negra en la cabeza, y una coloración naranja en la cabeza para las hembras. Sin embargo, los datos moleculares indican una distancia genética intraespecífica considerable, dividiéndolas en dos entidades taxonómicas.

La diferencia genética intraespecífica que se obtuvo es muy elevada (4.43) para la asignación de una sola unidad taxonómica. A pesar de que realmente se tratan de ejemplares de diferente sexo, siendo el de la cabeza negra el macho y el de la cabeza naranja la hembra. Lo que hace más interesante la incongruencia, debido a que podrían ser diferentes especies faltando los sexos complementarios.



**Figura 15.** Vista dorsal de: (A y B) *Nemognathomimus opacipennis* Chemsak y Noguera. Se puede ver en la figura la diferencia en coloración de la cabeza.

El siguiente caso de incongruencia se presentó para el género *Neoclytus*, en que se detectó por evidencia molecular dos entidades taxonómicas, mientras que por caracteres morfológicos se delimitó una sola especie. Cabe mencionar que Chemsak y Noguera (1993) incluyen a este género en su listado con dos especies diferentes, aunque no determinadas a nivel específico. El problema entre las especies de este género es que en México casi no se han estudiado, imposibilitando el reconocimiento de las especies mediante una clave taxonómica, aunque en el presente estudio se pudieron identificar con las descripciones de las especies. Solo Giesbert (1989) y Di Iorio (1995) han realizado estudios para este género, en los cuales elaboraron claves taxonómicas para sus especies presentes en Panamá y Argentina, respectivamente. En dichas claves, los autores hacen referencia a las bandas de pubescencia de pronoto y élitros como carácter importante en la delimitación de especies. Estas bandas, más la coloración y forma de los antenómeros, se utilizaron como caracteres para identificar a *N. augusti*, la cual es muy similar a *N. tenuiscriptus*, igualmente reportada para Jalisco. Sin duda hace falta realizar una revisión del género, principalmente para las especies presentes en México, que hasta el momento son 14 (Bezark, 2014).

La evidencia molecular obtenida para las morfoespecies de este género las separaron en dos entidades, en las cuales la principal diferencia morfológica observable es la coloración de las bandas sobre los élitros, así como la coloración en los antenómero terminales. Cabe mencionar que estos dos caracteres son muy variables en los individuos recolectados, en particular las bandas de los élitros, las cuales incluso varían en forma. Aun así el gen COI pudo discriminar a las morfoespecies con coloración amarilla de las bandas en élitros y antenas con coloración en antenómeros terminales café claro de las que presentan coloración blanca de las bandas en élitros y antenas con coloración en antenómeros terminales café oscuro (Fig. 16).

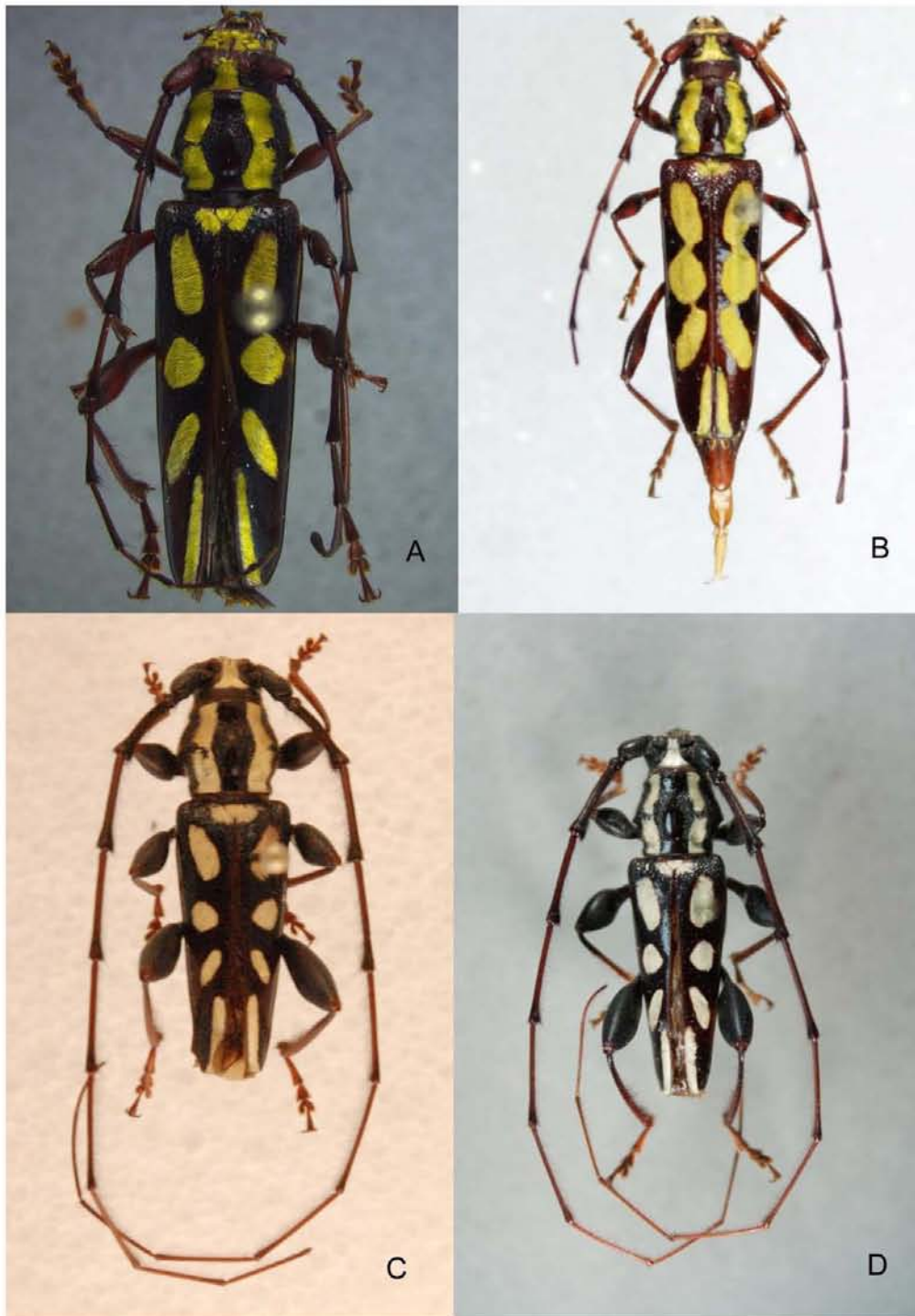


**Figura 16.** Vista dorsal de: (A y B) *Neoclytus augusti* (Chevrolat). La figura muestra bandas diferentes en color y forma, así como antenas con antenómeros terminales en diferentes coloraciones.

En el género *Ornithia*, la incongruencia encontrada pertenece a *O. mexicana*, única especie del género a nivel mundial, la cual presenta dos subespecies, *O. m. mexicana* y *O. m. zapotensis*. La evidencia morfológica más clara para distinguir a estas subespecies es la coloración de las bandas sobre el pronoto (Tippmann, 1860). En *O. m. mexicana* estas bandas son desde el color blanco a amarillento, mientras que para *O. m. zapotensis* las bandas muestran una coloración amarillo limón. Sin embargo, no se ha hecho un estudio más exhaustivo de la especie, básicamente solo ha sido transferida a diferentes tribus (Marques y Napp, 2003; Mermudes y Napp, 2004), ubicándose actualmente en Dryobiini (Bezark, 2014). Por otro lado, los resultados genéticos delimitaron dos especies diferentes para el género, una para los ejemplares con fémures toscamente clavados y bandas de color blanco sobre el pronoto y élitros (Fig. 17 C y D) y por otro lado otra especie con ejemplares con bandas en el pronoto y élitros



de color amarillo (Fig. 17 A Y B). Estos resultados apoyan la discriminación taxonómica de Sturm (1843) y Tippmann (1960).



**Figura 17.** Vista dorsal de: (A – D) *Ornithia mexicana* (Sturm). Se observa la diferencia en color y forma de las bandas sobre el pronoto y elitros para las dos especies delimitadas con el gen COI.

Para el género *Ozineus*, la incongruencia que fue encontrada pertenece a la especie *O. cribripennis* (Fig. 18), la cual no se tenía reportada para México. El género, sin embargo, ya se tenía reportado para el país con dos especies, *O. arietinus* y *O. spinicornis* (Bezark, 2014). La delimitación mediante COI fue de dos entidades taxonómicas, y la morfología apunta hacia una morfoespecie, basándose principalmente en las puntuaciones y bandas de sedas negras en el pronoto. Es difícil precisar si se trata de otra especie o es la misma, ya que no se ha trabajado mucho para México y no existen claves para discriminar entre especie, además no se cuenta con material para corroborarlo. La principal diferencia observable entre las morfoespecies delimitadas por COI son las puntuaciones sobre pronoto y élitros, anillos en el escapo, además de la abundancia de pubescencia sobre todo el cuerpo.



**Figura 18.** Vista dorsal de: (A y B) *Ozineus cribripennis* Bates. La figura muestra las dos especies delimitadas con el gen del código de barras, con variación en puntuaciones de pronoto y élitros.

Por último, en el género *Psyrassa* se encontraron dos incongruencias para dos especies distintas. Éste género pertenece a una de las tribus con más problemas taxonómicos de la familia Cerambycidae (Elaphidiini), que en los últimos años ha tomado gran relevancia entre los entomólogos que trabajan con la familia. Ésta tribu es una de las que presentan mayor riqueza dentro de la familia, e inclusive se encuentra entre las que presentan mayor diversidad y riqueza en una recolecta, más aun si se utilizan trampas de luz, ya que la mayoría de estos escarabajos son de hábitos nocturnos (Chemsak *et al.*, 1988). *Psyrassa* presenta su mayor riqueza en México y Centroamérica. Dentro de las dos incongruencias reconocidas en este estudio para *Psyrassa*, se podría resaltar la alta divergencia genética inter e intraespecífica propia del género (Cuadro 4), ya que la mayoría de las especies presentan un elevado valor de divergencia genética.

El primer caso de incongruencia en éste género se detectó en la especie asignada morfológicamente a *P. cylindricollis* (Fig. 19 B y H), en la cual Toledo (2005) nos habla sobre su estrecha cercanía con *P. brevicornis*, la cual solo es separada por la longitud de las antenas, las cuales son más largas en *P. cylindricollis*. Sin embargo, dentro de la especie, ésta característica también varía mucho, no solo por sexo, sino aún entre ejemplares del mismo sexo. Otro de los caracteres que delimitan la especie, es la longitud de la espina del tercer artejo antenal, el cual también es muy variable. Incluso se pudieron observar ejemplares con antenas largas, pero espina del tercer artejo pequeña (menor o igual a 1/3) o viceversa, lo cual estaría presentando una morfoespecie intermedia entre *P. cylindricollis* y *P. brevicollis*.

Para el segundo caso de incongruencia, el cual se presentó en la especie asignada morfológicamente como *P. nigroaena* (Fig. 19 G e I), Toledo (2005) discute sobre el parecido con *P. katsurae*, las cuales se diferencian por la coloración del integumento y la talla completa del ejemplar, aunado a esto en la clave taxonómica, también habla sobre las espinas de dos artejos antenales. Cabe mencionar que de igual manera que en *P. cylindricollis*, éstos caracteres son muy variables intraespecíficamente, ya que se observaron ejemplares de talla mayor a la descrita en la revisión del género que presentaban la coloración del integumento

negro. Igualmente se reconocieron algunas morfoespecies que presentaban las espinas de los artejos antenales como *P. katsurae*, pero la coloración y talla de *P. nigroaena*.



**Figura 19.** Vista dorsal de: (A) *Psyrassa sthenias* Bates; (B y H) *Psyrassa cylindricollis* Linsley; (C) *Psyrassa megalops* Chemsak y Noguera; (D) *Psyrassa levicollis* Chemsak y Noguera; (E) *Psyrassa nigricornis* Bates; (F) *Psyrassa basicornis* Pascoe; (G e I) *Psyrassa nigroaena* Bates.

Es posible que en los casos de incongruencia arriba mencionados sea necesario realizar una revisión exhaustiva de características morfológicas, las cuales permitan distinguir de una mejor manera la variación interespecífica. No obstante, estos casos de incongruencia morfológica y molecular también pudieran deberse a posibles procesos de evolución incipiente, en los que las características morfológicas no permiten diferenciar bien a las unidades taxonómicas. Una revisión taxonómica exhaustiva de estos taxones, así como la utilización de otros marcadores e inclusive otros sistemas de caracteres morfológicos (p. ej. Genitales o, caracteres larvales), en un futuro abrirán paso a resolver éstos tipos de incongruencias, y sobre todo la taxonomía de muchas tribus y géneros de la familia Cerambycidae.

#### *Herramientas moleculares*

El uso de herramientas moleculares en diversos estudios de biodiversidad, se ha comprobado que no solo agiliza y facilita la información obtenida de éstas, la cual principalmente es a partir de secuencias de ADN, sino también en la mayoría de los casos vuelve más robusta la información que ya se tiene de determinado taxón, ya que complementa a otros tipos de evidencias, ya sean morfológicas, ecológicas o ambientales, inclusive de comportamiento y distribución, las cuales en su conjunto podrían establecer un límite específico más robusto (Monaghan *et al.*, 2009; Padial y De la Riva, 2010; Zaldívar-Riverón *et al.*, 2010).

La identificación de especies puede llegar a dificultarse considerablemente, debido principalmente a que solo se utiliza una metodología para analizar a determinados taxones, por consiguiente solo se tiene un tipo de evidencia, que se ha comprobado que no siempre es totalmente informativa. Por ejemplo, en el caso de las especies crípticas o pseudocrípticas, en donde la morfología no nos dice mucho acerca de los individuos estudiados, o en contraparte las especies que presentan una alta plasticidad fenotípica, que bien puede deberse a diferentes factores ambientales (Saéz y Lozano, 2005). Así mismo también pueden presentarse diversos problemas con la información molecular, tales como la separación incompleta de linajes, hibridación, introgresiones genéticas o

divergencias recientes de especies (Collins y Cruickshank, 2013), que bien pudieron haberse presentado en algunas de las incongruencias de este trabajo. Es por estas razones que es más confiable utilizar más de una evidencia para el estudio de la biodiversidad.

De esta problemática surge el término “taxonomía integradora”, el cual se basa en el empleo de diferentes líneas de investigación para el descubrimiento y descripción de especies, empleando métodos y enfoques filogenéticos y filogeográficos, así como cualquier disciplina cuyo objetivo sea conocer el origen y evolución de las especies. La taxonomía integrativa es una taxonomía pluralista, que busca incorporar los métodos disponibles en la actualidad, los cuales pueden acelerar la descripción de especies y por lo tanto el inventario de la biodiversidad, tema que ha cobrado importante relevancia por la acelerada pérdida biológica (Padial *et al.*, 2010; Padial y De la Riva, 2010).

## CONCLUSIONES

- Se examinaron un total de 720 especímenes de la familia Cerambycidae, pertenecientes a cuatro subfamilias (Prioninae, Cerambycinae, Lepturinae y Lamiinae), 34 tribus, 81 géneros y 144 especies delimitadas con base en morfología.
- De las especies determinadas 12 son registros nuevos para la Estación de Biología Chamela, siete se reportan como registros nuevos para el estado de Jalisco y una se reporta como registro nuevo para México.
- Este estudio representa el primer intento en México que utiliza la técnica del código de barras de la vida como identificador de especies para la familia Cerambycidae. Mediante las 225 secuencias del gen COI para 120 especies, se delimitaron 129 unidades taxonómicas.
- Nueve especies identificadas con morfología pertenecientes a ocho géneros presentaron incongruencia entre la evidencia morfológica y la molecular. En estos casos, la evidencia molecular dividió a estos taxones en un total de 19 especies. La alta divergencia genética encontrada en estos casos sugiere la existencia de un número de especies mayor para estos taxones.
- La taxonomía integradora puede ampliar los métodos taxonómicos para la descripción de especies, además de que agiliza y facilita el trabajo al utilizar diferentes enfoques. Las herramientas moleculares, como el gen del código de barras de la vida, son de gran utilidad en trabajos como éste, ya que ponen en evidencia conflictos entre distintos tipos de evidencia.

## LITERATURA CITADA

- Barbour, J. D., J. G. Millar, J. Rodstein, A. M. Ray, D. G. Alston, M. Rejzek y L. M. Hanks. 2011. Synthetic 3, 5-dimethyldodecanoic acid serves as a general attractant for multiple species of *Prionus* (Coleoptera: Cerambycidae). *Annals of the Entomological Society of America*. 104:588-593.
- Bates, H. W. 1879-1885. *Biologia Centrali-Americana, Insecta, Coleoptera, Supplement to Longicornia*. British Museum Natural History, London. v.5, 436 pp.
- Bezark, G. L. 2008. A Photographic Catalog of the Cerambycidae of the New World. <https://apps2.cdfa.ca.gov/publicApps/plant/bycidDB/wdefault.asp>.
- Bezark, L. G. 2014. Checklist of the Oxypeltidae, Vesperidae, Disteniidae and Cerambycidae, (Coleoptera) of the Western Hemisphere. Edición 2014. 488 pp. <https://apps2.cdfa.ca.gov/publicApps/plant/bycidDB/checklists/WestHemiCerambycidae2014.pdf>
- Bouchard, P., Y. Bousquet, A. E. Davies, M. A. Alonso-Zarazaga, J. F. Lawrence, C. H. C. Lyal, A. F. Newton, C. A. M. Reid, M. Schmitt, S. A. Ślipiński, y A. B. T. Smith. 2011. Family-group names in Coleoptera. *Zookeys*. 88:1–972.
- Bullock, S. H. 1986. Climate of Chamela, Jalisco, and trends in the south costal region of Mexico. *Archives for Meteorology, Geophysics, and Bioclimatology*. 36:297-316.
- Bullock, S. H. 1988. Rasgos del ambiente físico y biológico de Chamela, Jalisco, México. *Folia Entomológica Mexicana*. 77:5-17.
- Bullock, S. H. y J. Solís-Magallanes. 1990. Phenology of canopy trees of a tropical deciduous forest in Mexico. *Biotropica*. 22:22-35.



- Bullock, S. H., H. A. Mooney y E. Medina (Eds.). 1995. Seasonally dry tropical forests. Cambridge University Press. 450 pp.
- Ceballos, G., A. Zsekeli, A. García, P. Rodríguez y F. A. Noguera. 1999. Programa de Manejo de la Reserva de la Biosfera Chamela-Cuixmala. Instituto Nacional de Ecología, SEMARNAP, México, D.F.
- Ceccarelli, F. S., Sharkey, M. J., y Zaldívar-Riverón, A. 2012. Species identification in the taxonomically neglected, highly diverse, neotropical parasitoid wasp genus *Notiospathius* (Braconidae: Doryctinae) based on an integrative molecular and morphological approach. *Molecular Phylogenetics and Evolution*. 62:485-495.
- Cervantes, S. L., J. M. Mass y R. Domínguez. 1988. Relación lluvia-escurrimiento en un sistema pequeño de cuencas de selva baja caducifolia. *Ingeniería Hidráulica de México II época*. 3:30-42.
- Chemsak, J. A. 1977. Records and descriptions of some Mexican species of the genus *Phaea* Newman. *Pan-Pacific Entomologist*. 53:269-276.
- Chemsak, J. A. 1978. Review of the genus *Essostrutha* Thomson. *The Pan-Pacific Entomologist*. 54:125-128.
- Chemsak J. A. 1980. Revision of the genus *Stenobatyle* Casey. *The Pan-Pacific Entomologist*. 56:113-120.
- Chemsak, J. A. 1999. Revision of the genus *Phaea* Newman. *Occasional Papers of the Consortium Coleopterorum*. 3:36-101.
- Chemsak, J. A., y F. T. Hovore. 2002. New Mexican and Central American species of *Acanthoderini* with notes on others, part 1. (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae). *Les Cahiers Magellanes*. 15:1-32.

- Chemsak, J. A., y F. T. Hovore. 2002. New Mexican and Central American species of Acanthoderini with notes on others, part 2. (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae). Les Cahiers Magellanes. 16:1-27.
- Chemsak, J. A. y E. G. Linsley. 1963. The genera of Hesperophanine Cerambycidae presently known from Mexico, with descriptions of several new species (Coleoptera). Journal of the Kansas Entomological Society. 36:207-230.
- Chemsak J. A. y E. G. Linsley. 1978. New Tropical Lamiinae. The Pan-Pacific Entomologist. 54:26-30.
- Chemsak J. A. y E. G. Linsley. 1988. Additional new species of Cerambycidae from the Estación de Biología Chamela, México and environs. Folia Entomológica Mexicana. 77:123-140.
- Chemsak, J. A., E. G. Linsley y F. T. Hovore. 1988. A Concentration Site for Cerambycidae in Jalisco, Mexico (Coleoptera). The Pan-Pacific Entomologist. 64:291-292.
- Chemsak J. A., E. G. Linsley y F. A. Noguera. 1992. Listados faunísticos de México. II. Los Cerambycidae y Disteniidae de Norteamérica, Centroamérica y las Indias Occidentales (Coleoptera). Instituto de Biología, UNAM, México. 204 pp.
- Chemsak J. A. y F. A. Noguera. 1993. Annotated checklist of the Cerambycidae of the Estación de Biología Chamela, Jalisco, Mexico (Coleoptera), with descriptions of new genera and species. Folia Entomológica Mexicana. 77:123-140.
- Chemsak, J. A. y F. A. Noguera. 1998. Review of the genus *Sphaenothecus* Dupont. The Pan-Pacific Entomologist. 74:12-26.
- Cline, A. R., y J. P. Huether. 2011. Revision of the nearctic blister beetle genus *Tricrania* LeConte, 1860 (Coleoptera: Meloidae: Nemognathinae). Zootaxa. 2832:1-43.

- Collins, R. A., y R. H. Cruickshank. 2013. The seven deadly sins of DNA barcoding. *Molecular Ecology Resources*. 13:969-975.
- Costa, C. 2000. Estado del conocimiento de los Coleoptera Neotropicales. 99–114. En: Martín Piera F., J.J. Morrone y A. Melic (Eds.). *Hacia un proyecto CYTED para el inventario y estimación de la diversidad entomológica en Iberoamérica: PriBes 2000*. Vol. I, Monografías tercer milenio. Sociedad Entomológica Aragonesa, España.
- Coulson, R. y J. Witter. 1990. *Entomología Forestal: ecología y control*. Editorial Limusa S. A. de C. V., México D. F.
- Dajoz, R. 2001. *Entomología Forestal: Los insectos y el bosque: papel y diversidad de los insectos en el medio forestal*. Mundi-Prensa Libros. Madrid.
- Davis, G. A., N. P. Havill, Z. N. Adelman, A. Caccone, L. T. Kok y S. M. Salom. 2011. DNA barcodes and molecular diagnostics to distinguish an introduced and native *Laricobius* (Coleoptera: Derodontidae) species in eastern North America. *Biological Control*. 58:53-59.
- Deloya C. y M. M. Ordóñez-Reséndiz. 2008. Escarabajos (Insecta: Coleoptera). 123-134. En: Manson, R.H., V. Hernández-Ortiz, S. Gallina y K. Mehltreter (Eds.). *Agroecosistemas cafetaleros de Veracruz: biodiversidad, manejo y conservación*. Instituto de Ecología, A.C. (INECOL) e Instituto Nacional de Ecología (INESEMARNAT), México. ISBN 970-709-112-6.
- Di Iorio, O. R. 1995. The genus *Neoclytus* Thomson, 1860 (Coleoptera: Cerambycidae: Clytini) in Argentina. *Insecta Mundi*. 9:335-346.
- Esteban-Durán, J. R. 2004. Exotic Cerambycidae from Amazonia region. *Foresta*. 28:48-55.

- Etzler, F. E., J. Huether, P. J. Johnson, F. W. Skillman Jr. y M. A. Ivie. 2013. Use of Morphology and CO1 Barcoding to Test the Validity of *Tetraopes huetheri* Skillman (Coleoptera: Cerambycidae). *The Coleopterists Bulletin*. 1:46-49.
- Fazekas, A. J., Burgess, K. S., Kesanakurti, P. R., Graham, S. W., Newmaster, S. G., Husband, B. C., D. M. Percy, M. Hajibabaei y Barrett, S. C. 2008. Multiple multigen DNA barcodes from the plastid genome discriminate plant species equally well. *Public Library of Science One*. 3:e2802.
- Fisher, W. S. 1930. Notes on the Rinotragine beetles of the family Cerambycidae, with descriptions of new species. *Proceedings of the United States National Museum*. 77:1-20.
- Folmer, O., M. Black, W. Hoeh, R. Lutz y R. Vrijenhoek. 1994. DNA primers for amplification of mitochondrial cytochrome c oxidase subunit I from diverse metazoan invertebrates. *Molecular Marine Biology and Biotechnology*. 3:294-299.
- Galtier, N., Nabholz, B., Glémin, S., y Hurst, G. D. D. 2009. Mitochondrial DNA as a marker of molecular diversity: a reappraisal. *Molecular Ecology*. 18:4541-4550.
- García, E. 1973. Modificaciones al sistema de clasificación climático de Köppen. Instituto de Geografía, Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F. 246 pp.
- Giesbert, E. F. 1989. A new species and new record in the genus *Neoclytus* Thomson (Coleoptera: Cerambycidae) for Panama. *The Coleopterists Bulletin*. 269-273.
- Giesbert, E. F. y J. A. Chemsak. 1989. The genus *Stenosphenus* Haldeman. *The Pan-Pacific Entomologist*. 65:269-301.

- Grebennikov, V. V., B. D. Gill y R. Vigneault. 2010. *Trichoferus campestris* (Faldermann)(Coleoptera: Cerambycidae), an Asian wood-boring beetle recorded in North America. *The Coleopterists Bulletin*. 64:13-20.
- Gregory, T. R. 2005. DNA barcoding does not compete with taxonomy. *Nature*. 434:1067.
- Gullan P. J. y P. S. Cranston. 2005. *The Insects, an outline of entomology*. Third edition. Blackwell Publishing. U.S. A. 505 pp.
- Hebert, P. D. N., S. Ratnasingham y J. R de Waard. 2003. Barcoding animal life: cytochrome oxidase subunit 1 divergences among closely related species. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*. 270:S96-S99.
- Hebert, P. D. N., E. H. Penton, J. M. Burns, D. H. Janzen y W. Hallwachs. 2004. Ten species in one: DNA barcoding reveals cryptic species in the neotropical skipper butterfly *Astrartes fulgerator*. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*. 101:14812-14817.
- Hebert, P. D. N. y T. R. Gregory. 2005. The promise of DNA barcoding for Taxonomy. *Systematic Biology*. 54:853-859.
- Hovore, F. 1998. Estudios ecológicos y taxonómicos de los abejones cerambícidos del Neotrópico. Página web: <http://www.ots.ac.cr/docs/new/abejones.hímz>.
- Humble, L. M. 2009. Building DNA barcode reference libraries for bark and woodborer. Natural Resources Canada, Canadian Forest Service, Victoria, BC, Canadá. V8Z 1M5.
- Ivanova, N. V., J. R. Dewaard, y P. D. N. Hebert. 2006. An inexpensive, automation-friendly protocol for recovering high-quality DNA. *Molecular Ecology Notes*. 6:998-1002.

- Joly, L. J. 2010. El género *Obrium* Dejean, 1821 (Coleoptera, Cerambycidae, Obriini) en Venezuela. *Papéis Avulsos de Zoologia*. 50: 701-707.
- Koutroumpa, F. A., D. Rougon, C. Bertheau, F. Lieutier y G. Roux-Morabito. 2013. Evolutionary relationships within European *Monochamus* (Coleoptera: Cerambycidae) highlight the role of altitude in species delineation. *Biological Journal of the Linnean Society*. 109:354-376.
- Kress, W. J., Wurdack, K. J., Zimmer, E. A., Weigt, L. A., y Janzen, D. H. 2005. Use of DNA barcodes to identify flowering plants. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*. 102:8369-8374.
- Kvamme, T., H. Wallin y K. S. Kvie. 2012. Taxonomy and DNA barcoding of *Stenostola ferrea* (Schrank, 1776) and *S. dubia* (Laicharting, 1784) (Coleoptera, Cerambycidae, Saperdini). *Norwegian Journal of Entomology*. 59:78-87.
- Lanteri, A. A. 2007. Código de barras del ADN y sus posibles aplicaciones en el campo de la Entomología. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*. 66:15-25.
- Latreille P. A. 1802. Histoire naturelle, générale et particuliere des crustacés et des insectes. Ouvrage faisant suite a l'histoire naturelle générale et particuliere, composée par Leclerc de Buffon, et rédigée par C.S. Sonnini, membre de plusieurs sociétés savantes. Familles naturelles des genres. Tome troisieme. F. Dufart. Paris. 13-467.
- Lawrence J. F. 1982. Coleoptera. 482-553. En: S. P. Parker (Ed.). *Synopsis and classification of living organisms*. McGraw-Hill, Nueva York.
- Lawrence, J. F. y E. B Britton. 1994. *Australian Beetles*. Melbourne University Press, Melbourne, 192 pp.

- Lawrence J. F. y A. F. Newton, Jr. 1995. Families and subfamilies of Coleoptera (with selected genera, notes, references and data on family-group names). 779-1006. En: J. Pakaluk y S. A. Slipinski (Eds.). *Biology, Phylogeny, and Classification of Coleoptera: Papers Celebrating the 80th Birthday of Roy A. Crowson*. Museum i Instytut Zoologii PAN, Warszawa.
- LeConte, J. L. 1873. Clasification of the Coleoptera of North America. *Smithsonian Miscellaneous Collections*. 265:279-348.
- Linnaeus, C. 1758. *Systema naturae per regna tria naturae secundum classes, ordines, genera, species, cum characteribus, differenttis, synonymis, locis*. Ed. 10. Holmiae. 823 pp.
- Linsley, E. G. 1958a. The role of Cerambycidae in forest, urba and agricultural environments. *The Pan-Pacific Entomologist*. 34:105-124.
- Linsley, E. G. 1959b. Ecology of Cerambycidae. *Annual Review of Entomology*. 4: 99-138.
- Linsley, E. G. 1961. The Cerambycidae of North America. Part I. Introduction. *University of California Publications Entomology*. 18:1-135.
- Linsley, E. G. 1962. The Cerambycidae of North America. Part II. Taxonomy and classification of the Parandrinae, Prioninae, Spondylinae and Aseminae. *University of California publications in entomology*. 19:1-102.
- Linsley, E. G. 1963. The Cerambycidae of North America. Part IV. Taxonomy and classification of the subfamily Cerambycinae, tribes Elaphidionini through Rhinotragini. *University of California publications in entomology*. 21:1-165.
- Linsley, E. G. 1964. The Cerambycidae of North America. Part V. Taxonomy and classification of the subfamily Cerambycinae, tribes Callichromini through Ancylocerini. *University of California publications in entomology*. 22:1-197.

- Linsley, E. G. y J. A. Chemsak. 1984. The Cerambycidae of North America, Part VII, No. 1: Taxonomy and Classification of the subfamily Lamiinae, tribes Parmenini through Acanthoderini. University of California Press. 258 pp.
  - Linsley, E. G. y J. A. Chemsak. 1995. The Cerambycidae of North America, Part VII, No. 2: Taxonomy and Classification of the subfamily Lamiinae, tribes Acanthocinini through Hemilophini. University of California Press. 308 pp.
  - Lott, E. J. 2002. Lista anotada de las plantas vasculares de Chamela-Cuixmala. 99-136. En: Noguera F. A., J. H. Vega, A. García-Aldrete y M. Quesada (Eds.). Historia natural de Chamela. Instituto de Biología, UNAM, México, D. F.
  - Lott, E. J., S.H. Bullock y A. Solís-Magallanes. 1987. Floristic diversity and structure of upland and arroyo forests of Coastal Jalisco. *Biotropica*. 19:228-235.
  - Marqués, M. I., y D. S. Napp. 2003. Cladistic analysis of the tribe Rhopalophorini Blanchard, 1845 (Coleoptera, Cerambycidae). *Revista Brasileira de Entomología*. 47:491-545.
- Martin, J. E. (Comp.). 1977. The insects and arachnids of Canada. Part 1. Collecting, preparing, and preserving insects, mites and spiders. Kromar Printing Ltd. Québec.
- Martínez, C. 2000. Escarabajos Longicornios (Coleoptera: Cerambycidae) de Colombia. Santafé de Bogotá, Colombia. *Biota Colombiana*. 1:76-105.
  - Martínez-Yrizar, A., J.M. Mass, L.A. Pérez-Jiménez y J. Sarukhán. 1996. Net productivity of a tropical deciduous forest ecosystem in western Mexico. *Journal of Tropical Ecology*. 12:169-175.
  - May, R. M. 1988. How many species are there on earth?. *Science*. Washington. 241:1441-1449.



- May, R.M. 1994. Conceptual aspects of the quantification of the extent of biodiversity. *Philosophical Transactions of the Royal Society, London.* 345:13-20.
- Mermudes, J. R. M., y D. S. Napp. 2004. Comparative morphological study of the Neotropical Cleomenini genera and their transference to the tribes Rhopalophorini Blanchard and Rhinotragini Thomson (Coleoptera, Cerambycidae, Cerambycinae). *Revista Brasileira de Entomología.* 48:251-272.
- Miranda, F. y E. Hernández. 1963. Los tipos de vegetación de México y su clasificación. *Boletín de la Sociedad Botánica de México.* 28:29-179.
- Monaghan, M. T., R. Wild, M. Elliot, T. Fujisawa, M. Balke, D. J. Inward, D. C. Less, R. Ranaivosolo, P. Eggleton, T. G. Barraclough y A. P. Vogler. 2009. Accelerated species inventory on Madagascar using coalescent-based models of species delineation. *Systematic Biology.* syp027.
- Monné, M. L. y A. M. Monné. 2008. The tribe Lepturini in South America (Coleoptera: Cerambycidae: Lepturinae). *Zootaxa.* 1858:37-52.
- Moritz, C. y C. Cicero. 2004. DNA barcoding: promise and pitfalls. *Public Library of Science Biology.* 2:1529-1531.
- Morrone, J. J. 2004. Filogenia y clasificación de los Hexápoda. 113-121. En Llorente-Bousquets, J., E. González, O. Yañez y I. Vargas (Eds.). *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México; hacia una síntesis de su conocimiento. Volumen IV.* Prensas de Ciencias. México, D. F.
- Myers, N., R. A. Mittermeier, C. G. Mittermeier, G. A. B. Da Fonseca, y J. Kent. 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature.* 403:853-858.
- Napp, D. S. (1994). Phylogenetic relationships among the subfamilies of Cerambycidae (Coleoptera, Chrysomeloidea). *Revista Brasileira de Entomología.* 38:265-419.

- Navarrete-Heredia, J. L. y H. E. Fierros-López. 2001. Coleoptera de México: situación actual y perspectivas de estudio. 1–21. En: Navarrete-Heredia J. L., H. E. Fierros-López y A. Burgos Solorio. Tópicos selectos sobre Coleoptera de México. Universidad de Guadalajara-Universidad Autónoma del Estado de Morelos, México.
- Nearn, E. H., N. P. Lord, y K. B. Miller. 2011-2013. Oncid ID: Tool for Diagnosing Adult Twig Girdlers (Cerambycidae: Lamiinae: Onciderini). The University of New Mexico and Center for Plant Health Science and Technology, USDA, APHIS, PPQ. <http://cerambycids.com/oncidid/index.html>
- Noguera, F. A. 2002. Revisión taxonómica de las especies del género *Eburia* Lepeletier y A. Serville in Lacordaire de Norte y Centroamérica. Folia Entomológica Mexicana. 41:1-167.
- Noguera, F. A. 2014. Biodiversidad de Cerambycidae (Coleoptera) en México. Revista Mexicana de Biodiversidad. Suplemento 85:S290-S297.
- Noguera F. A., J. H. Vega-Rivera, A. N. García-Aldrete y M. Quesada Avendaño (Eds.). 2002. Historia Natural de Chamela. Instituto de Biología, UNAM, México, DF. 568 pp.
- Noguera, F. A. y J. K. Chemsak. 1996. Cerambycidae (Coleoptera). 381-409. En: Llorente-Bousquets, J., A. N. García-Aldrete y E. González-Soriano (Eds.). Biodiversidad, Taxonomía y Biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento. UNAM-CONABIO. México. Vol. I.
- Noguera, F. A., S. Zaragoza-Caballero, J. A. Chemsak, A. Rodríguez-Palafox, E. Ramírez, E. González-Soriano y R. Ayala. 2002. Diversity of the family Cerambycidae (Coleoptera) of the tropical dry forest of Mexico. I. Sierra de Huautla, Morelos. Annals of the Entomological Society of America. 95:617-627.

- Noguera, F. A., J. A. Chemsak, S. Zaragoza-Caballero, A. Rodríguez-Palafox, E. Ramírez-García, E. González-Soriano y R. Ayala. 2007. A faunal study of Cerambycidae (Coleoptera) from one region with tropical dry forest in México: San Buenaventura, Jalisco. *The Pan-Pacific Entomologist*. 83:296-314.
- Noguera, F. A., M. A. Ortega-Huerta, S. Zaragoza-Caballero, E. Ramírez-García & E. González-Soriano. 2009. A faunal study of Cerambycidae (Coleoptera) from one region with tropical dry forest in México: San Javier, Sonora. *The Pan-Pacific Entomologist*. 85:70-90.
- Noguera, F. A., S. Zaragoza-Caballero, A. Rodríguez-Palafox, E. González-Soriano, E. Ramírez-García, R. Ayala & M. A. Ortega-Huerta. 2012. Cerambícidos (Coleoptera: Cerambycidae) del bosque tropical caducifolio en Santiago Domingullo, Oaxaca, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*. 83:611-622.
- Ordóñez-Reséndiz, M. M. y G. M. Rodríguez-Mirón. 2009. Contribución al conocimiento de los cerambícidos de las Sierras de Taxco-Huatla, México (Coleoptera:Cerambycidae). *Entomología Mexicana*. 8:952-957.
- Packer, L., Gibbs, J., Sheffield, C., y R. Hanner. 2009. DNA barcoding and the mediocrity of morphology. *Molecular Ecology Resources*. 9:42-50.
- Padial, J. M., y I. De La Riva. 2010. A response to recent proposals for integrative taxonomy. *Biological Journal of the Linnean Society*. 101:747-756.
- Padial, J. M., A. Miralles, I. De la Riva y M. Vences. 2010. Review: The integrative future of taxonomy. *Frontiers in Zoology*. 7:1-14.
- Pescador-Rubio, A., Rodríguez-Palafox, A., y Noguera, F. A. 2002. Diversidad y estacionalidad de Arthropoda. 183-201. En: F. A. Noguera (Ed.). *Historia Natural de Chamela*. Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, México.

- Pielou, E. C. 1991. *After the ice age: the return of life to glaciated North America*. University of Chicago Press.
- Pielou, E.C. 1994. Biodiversity versus old-style diversity: measuring biodiversity for conservation. 5-17. En: Boyle T.J.B. y B. Boontawee (Eds.). *Measuring and monitoring biodiversity in tropical and temperate forests*. Bogor, Indonesia, CIFOR.
- Raupach, M. J., Astrin, J. J., Hannig, K., Peters, M. K., Stoeckle, M. Y., y Wägele, J. W. 2010. Molecular species identification of Central European ground beetles (Coleoptera: Carabidae) using nuclear rDNA expansion segments and DNA barcodes. *Frontiers in Zoology*. 7:1-15.
- Rzedowski, J. 1978. *Vegetación de México*. Ed. Limusa. México.
- Rzedowski, J. 1991. El endemismo en la flora fanerogámica mexicana: una apreciación analítica preliminar. *Acta Botánica Mexicana*. 15:47-64.
- Sáez A. G. y E. Lozano. 2005. Cryptic species: as we discover more examples of species that are morphologically indistinguishable, we need to ask why and how they exist. *Nature*. 433:3617-3633.
- Saunders, G. W. 2005. Applying DNA barcoding to red macroalgae: a preliminary appraisal holds promise for future applications. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*. 360:1879-1888.
- Savolainen, V., Cowan, R. S., Vogler, A. P., Roderick, G. K., y Lane, R. 2005. Towards writing the encyclopaedia of life: an introduction to DNA barcoding. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*. 360:1805-1811.
- Sheffield, C.S., Hebert, P.D.N., Kevan, P.G., Packer, L., 2009. DNA barcoding a regional bee (Hymenoptera: Apoidea) fauna and its potential for ecological studies. *Molecular Ecology Resources*. 9:196–207.

- Slipinski, S. A., R. A. B. Leschen, y J. F. Lawrence. 2011. Order Coleoptera Linnaeus, 1758. 203-208. En: Zhang, Z.-Q. (Ed.). Animal biodiversity: An outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness. Zootaxa. 3148.
- Smith, M.A., J.J. Rodriguez, J.B. Whitfield, A.R. Deans, D.H. Janzen, W. Hallwachs, P.D.N. Hebert. 2008. Extreme diversity of tropical parasitoid wasps exposed by iterative integration of natural history, DNA barcoding, morphology, and collections. Proceedings of the National Academy of Sciences, USA. 105: 12359–12364.
- Smith, M.A., J. Fernandez-Triana, R. Roughley, P.D.N. Hebert. 2009. DNA barcode accumulation curves for understudied taxa and areas. Molecular Ecology Resources. 9: 208–216.
- Sturm, J. 1843. Catalog der Käfer-Sammlung von J. Sturm.
- Tamura, K., D. Peterson, N. Peterson, G. Stecher, M. Nei, y S. Kumar. 2011. MEGA5: molecular evolutionary genetics analysis using maximum likelihood, evolutionary distance, and maximum parsimony methods. Molecular Biology and Evolution. 28:2731-2739.
- Terrón, A. R. 1991. Fauna de coleópteros Cerambycidae de la reserva de la biosfera " La Michilía", Durango, México. Folia Entomológica. 81: 285-314.
- Terrón, R. A. 1997. Cerambycidae. 215-226. En E. González, E. Dirzo y R. C. Vogt (Eds). Historia natural de Los Tuxtlas. UNAM, México.
- Terrón, R. A. y S. Zaragoza. 1978. Fauna de coleópteros Cerambycidae de la Estación Biológica Tropical de los Tuxtlas, Veracruz, México. Folia Entomológica. 39: 206-220.

- Tindall, K. V., y K. Fothergill. 2010. *Zelia tricolor* (Diptera: Tachinidae): First Host Record from *Dectes texanus* (Coleoptera: Cerambycidae). Florida Entomologist. 93:635-636.
- Tippmann, F. F. 1960. Studien über neotropische longicornier III (Coleoptera, Cerambycidae). Koleopterologische Rundschau. 37:82-217.
- Toledo V. H. 1998. Revisión taxonómica del genero *Lagocheirus* para México y Centroamérica. Folia Entomológica Mexicana. 101:1-58.
- Toledo, V. H. 2005. Revisión taxonómica del género *Psyrassa* Pascoe (Coleoptera: Cerambycidae). Acta Zoológica Mexicana. (n.s.), 21:1-64.
- Toledo, V. H. y A. Ma. Corona. 2006. Patrones de distribución de la familia Cerambycidae (Coleoptera). 425–474. En: Morrone J. J. y J. Llorente Bousquets (Eds.). Componentes bióticos principales de la entomofauna mexicana. Las Prensas de Ciencias, UNAM, México, DF.
- Toledo, V. H., F. A. Noguera, J. A. Chemsak, F. T. Hovore y E. Giesbert. 2002. The cerambycid fauna of the tropical dry forest of “El Aguacero”, Chiapas, México (Coleoptera: Cerambycidae). The Coleopterists Bulletin. 56:515-532.
- Toledo V. H., Corona Ma. A. y Morrone J. J. 2007. Track analysis of the Mexican species of Cerambycidae (Insecta, Coleoptera). Revista Brasileña de Entomología. 131-137.
- Toledo V. M. 1988. La diversidad biológica de México. Ciencia y Desarrollo. 14:17-30.
- Toledo, V. M. 2009. La diversidad biológica de México. Nuevos retos para la investigación de los noventa. Ciencias. No. 034.

- Townes, H., & A. Arbor. 1962. Design for a Malaise trap. Proceeding of the Entomological Society Washington. 64: 253-262.
- Trejo, I. 2005. Análisis de la diversidad de la selva baja caducifolia en México. 111-122. En: Halffter, G., J. Soberon, R. Koleff y A. Melic (Eds.). Sobre la Diversidad Biológica: el Significado de las diversidades alfa, beta y gamma. Monografías tercer Milenio. Zaragoza (SEA). CONABIO, DIVERSITAS and CONACYT.
- Trejo, I. y R. Dirzo. 2000. Deforestation of seasonally dry tropical forest: a national and local analysis in México. Biological Conservation. 94:133-142.
- Turnbow, R. H. y M. C. Thomas. 2002. Family 120. Cerambycidae Leach 1815. 568-601. En: Arnett, R. H., M. C. Thomas, P. E. Skelley y J. H. Frank (Eds.). American Beetles. Vol. 2. Polyphaga: Scarabaeoidea through Curculionoidea. CRC Press.
- Ubirajara, R. M. y J. A. Chemsak. 1966. Synopsis of the known Mexican Ibdionini (Coleoptera: Cerambycidae). Journal of Kansas Entomological Society. 39:454-467.
- Wallin, H., U. Nylander y T. Kvamme. 2009. Two sibling species of *Leiopus* Audinet-Serville, 1835 (Coleoptera: Cerambycidae) from Europe: *L. nebulosus* (Linnaeus, 1758) and *L. linnei* sp. nov. Zootaxa. 31-45.
- White, R. E. 1983. Field guide to the beetles of North America. Houghton Mifflin Harcourt. 6-31.
- Zaldívar-Riverón, A., J. J. Martínez, F. S. Ceccarelli, V. S. De Jesús-Bonilla, A. C. Rodríguez-Pérez, A. Reséndiz-Flores, y M. A. Smith. 2010. DNA barcoding a highly diverse group of parasitoid wasps (Braconidae: Doryctinae) from a Mexican nature reserve. Mitochondrial DNA. 21:18-23.

## APENDICE 1

*Lista de especies de Cerambycidae presentes en la Estación de Biología Chamela, Jalisco, México.*

*	Especies registradas en este estudio, delimitadas con morfología
^	Especies registradas en este estudio, delimitadas con morfología y COL.
°	Especies no registradas en este estudio, presentes en la EBCh.

### PRIONINAE

#### Callipogonini

- ° *Callipogon senex* Dupont, 1832

#### Pionini

- ^ *Derobrachus sulcicornis* Audinet-Serville, 1832

#### Macrotomini

- ° *Mallodon dasystemus* (Say, 1824)
- ° *Nothopleurus lobigenis* Bates, 1884
- ^ *Strongylaspis corticarius* (Erichson in Schomburg, 1848)

### LEPTURINAE

#### Lepturini

- ° *Cyphonotida rostrata* (Bates, 1872)
- ° *Megachoriolaus chemsaki* Linsley, 1970
- ^ *Nemognathomimus michelbacheri* Chemsak y Giesbert, 1986
- ^ *N. opacipennis* Chemsak y Noguera, 1993
- ° *N. pallidulus* (Linsley, 1935)
- \* *Strangalia bicolorella* Chemsak, 1969
- ^ *S. cavaventra* Chemsak, 1969
- ^ *S. doyenii* Chemsak y Linsley, 1976
- ^ *S. hamatipes* Giesbert, 1986
- ° *S. palaspina* Chemsak, 1969

### CERAMBYCINAE

#### Achrysonini

- ° *Achryson surinamum* (Linnaeus, 1767)



Bothriospilini

^ *Gnaphalodes trachyderoides* Thomson 1861

Callichromatini

° *Plinthocoelium chilensis* (Blanchard in Gay, 1851)

° *Callichroma holochlorum* (Bates, 1872)

Callidiopini

° *Ceresium flavipes* Gyllenhal in Schoenherr, 1817

Cerambycini

^ *Juiaparus mexicanus* (Thomson, 1861)

° *Placaederus plicatus* (Olivier, 1790)

Clytini

° *Dexitheia klugii* (Laporte y Gory, 1838)

° *Mecometopus giesberti* Chemsak y Noguera, 1993

° *M. sarukhani* Chemsak y Noguera, 1993

^ *Neoclytus augusti* (Chevrolat, 1835)

° *Neoclytus* sp.

° *Neoclytus* sp.

° *Ochraethes sommeri* (Chevrolat, 1835)

\* *Placosternus difficilis* (Chevrolat, 1862)

° *Plagionotus astecus* (Chevrolat, 1860)

° *Tanyochraethes cinereolus* (Bates, 1892)

Compsocerini

° *Cosmoplatidius sellatus* (White, 1853)

Dryobiini

^ *Ornithia mexicana* (Sturm, 1843)

Eburiini

^ *Eburia chemsaki* Noguera, 2002

^ *E. juanita* Chemsak y Linsley, 1970

^ *E. laticollis* Bates, 1880

^ *E. nigrovittata* Bates, 1884

^ *E. paraegrota* Chemsak y Linsley, 1973

^ *E. perezii* Chemsak y Giesbert, 1986

^ *E. powelli* Chemsak y Linsley, 1970

° *Eburia* sp.

- *Eburodacrys callixantha* Bates, 1872
- \* *E. hesperidis* Chemsak y Linsley 1970
- *Styliceps striatus* (Voet, 1778)
- ^ *Susuacanga hatsueae* Chemsak y Giesbert, 1986
- *S. stigmatica* (Chevrolat, 1834)

#### Elaphidiini

- *Aneflomorpha giesberti* Chemsak y Linsley, 1975
- ^ *A. hovorei* Chemsak y Noguera, 2005
- *A. rectilinea* Casey, 1924
- *Aneflus bullocki* Chemsak y Giesbert, 1986
- *A. rugicollis* Linsley 1935
- *A. pubescens* (Linsley, 1934)
- ^ *Anelaphus badius* Chemsak, 1991
- ^ *A. maculatum* (Chemsak y Noguera, 1993)
- ^ *A. nitidipennis* Chemsak y Linsley, 1968
- ^ *A. piceum* (Chemsak, 1962)
- \* *A. vernus* Chemsak, 1991
- *Anelaphus* sp.
- *Anelaphus* sp.
- *Anelaphus* sp.
- *Anelaphus* sp.
- *Anelaphus* sp.
- \* *Anopliomorpha antennata* Chemsak y Noguera, 1993
- ^ *A. gracilis* Chemsak y Noguera, 1993
- ^ *A. reticolle* (Bates, 1885)
- ^ *Conosphaeron concolor concolor* Linsley, 1935
- ^ *Elaphidion mimeticum* Schaeffer, 1905
- *Gymnopsyra bupalpa* Chemsak, 1991
- ^ *Ironeus duplex* Bates, 1872
- ^ *I. pulcher* Bates, 1880
- ^ *Megapsyrassa atkinsoni* Chemsak y Giesbert, 1986
- ^ *M. linsleyi* Chemsak y Giesbert, 1986
- ^ *Metironeus hovorei* Chemsak, 1991
- ^ *Micropsyrassa doyenii* Chemsak y Giesbert, 1986

- ^ *M. pilosella* (Bates, 1892)
- ° *Neoperiboemum juanita* Chemsak, 1991
- ° *Orwellion gibbulum gibbulum* (Bates, 1880)
- ^ *Pseudoperiboemum subarmatum* Linsley, 1935
- ° *Psyrassa aliena* (Linsley, 1961)
- ^ *P. basicornis* Pascoe, 1866
- ^ *P. cylindricollis* Linsley, 1935
- ° *P. katsurae* Chemsak y Noguera, 1993
- ^ *P. levicollis* Chemsak y Noguera, 1993
- ^ *P. megalops* Chemsak y Noguera, 1993
- ^ *P. nigricornis* Bates, 1892
- ^ *P. nigroaenea* Bates, 1892
- ^ *P. sthenias* Bates, 1892
- ° *Psyrassa* sp.
- ° *Psyrassa* sp.
- ° *Psyrassa* sp.
- ° *Stenosphenus cordovanus* Giesbert y Chemsak, 1989
- ° *S. cribripennis* Thomson, 1861
- ^ *S. languroides nitidicollis* Linsley, 1935
- ^ *S. maccartyi* Giesbert y Chemsak, 1989
- ° *S. ochraceus ochraceus* Bates, 1872
- ^ *S. proruber* Giesbert y Chemsak, 1989
- ° *S. rubidus* Linsley, 1935
- ° *S. rufipes* Bates, 1872
- ^ *S. trispinosus* Bates, 1872
- ^ *Stizocera plicicollis* (Germar, 1824)
- ^ *S. submetallica* (Chemsak y Linsley, 1968)
- ° *Stizocera* sp.
- ° *Trichophoroides albisparsus* (Bates, 1872)
- ^ *T. decipiens* (Bates, 1880)

#### Hesperophanini

- ° *Austrophanes robustum* Chemsak y Linsley, 1963
- ° *Cacophryssus pauper* Bates, 1885
- ° *Malobidion grande* Chemsak y Linsley, 1963

^ *Xeranoplium bicolor* Chemsak y Linsley, 1963

^ *X. pubescens* Chemsak y Giesbert, 1986

^ *X. punticolle* Chemsak y Linsley, 1963

#### Heteropsini

° *Chrysoprasia hypocrita* Erichson, 1847

#### Hexoplonini

° *Hexoplon calligrammum* Bates, 1885

^ *Stenygra histrio* Audinet-Serville, 1834

#### Hyboderini

^ *Pachymerola ruficollis* Giesbert, 1987

#### Lissonotini

^ *Lissonotus flavocinctus* Dupont, 1836

#### Methiini

^ *Coleomethia crinicornis* Hovore, 1987

#### Neoibidionini

° *Alcyopis chalcea* Bates, 1874

° *Heterachthes ebenus* Newman, 1840

° *Heterachthes* sp.

^ *Neocompsa agnosta* Martins, 1970

^ *N. alacris* (Bates, 1885)

° *N. chemsaki* Martins, 1970

° *N. exclamationis* (Thomson, 1860)

\* *N. punticollis punticollis* (Le Conte, 1873)

° *Neocompsa* sp.

° *Xalitla azteca* Lane, 1959

#### Obriini

° *Obrium batesi* Hovore y Chemsak, 1980

^ *O. discoideum* (LeConte, 1873)

° *O. dominicum* Linsley, 1957

^ *O. giesberti* Hovore y Chemsak, 1980

\* *O. maculatum* (Olivier, 1795)

° *O. ruficolle* Bates, 1885

° *Obrium* sp.

Oemini

- *Malacopterus tenellus* (Fabricius, 1801)

Psebiini

- *Hovorea chica* Chemsak y Noguera, 1993

Rhinotragini

- ^ *Acyphoderes amoena* Chemsak y Linsley, 1979
- *A. ayalai* Chemsak y Linsley, 1988
- ^ *A. cribricollis* Bates, 1892
- *A. longicollis* Chemsak y Noguera, 1993
- *A. parva* Chemsak y Linsley, 1979
- ^ *A. sexualis* Linsley, 1934
- ^ *A. suavis* Bates, 1885
- *Crossomeles acutipennis* Chemsak y Noguera, 1993
- *C. aureopilis* (Fisher, 1953)
- *Eclipta championella* (Bates, 1880)
- ^ *Odontocera aurocincta* Bates, 1873
- *O. clara* Bates, 1873
- *Ommata elegans* White, 1855

Rhopalophorini

- *Dihammaphora cylindricollis* Chemsak y Noguera, 1993
- *Cosmisoma reticulatum* Bates, 1885
- *Cycnoderus brevicolle* Giesbert y Chemsak, 1993
- *C. copei* Giesbert y Chemsak, 1993
- *Ischionodonta mexicana* Giesbert y Chemsak, 1993
- *Rhopalophora cupricollis* Guérin-Méneville, 1844
- ^ *R. lineicollis* Chevrolat, 1859
- ^ *R. miniaticollis* Chevrolat, 1859
- ^ *R. rugicollis* (Le Conte, 1858)

Smodicini

- \* *Smodicum pacificum* Linsley, 1934

Tillomorphini

- ^ *Euderces nelsoni* Chemsak, 1969
- *E. longicollis* (Linsley, 1935)
- \* *E. pulchra* (Bates, 1874)

◦ *Tetranodus copei* Chemsak y Linsley, 1988

#### Trachyderini

- *Ancylocera michelbacheri* Chemsak, 1963
- *Assycuera rubella* (Bates, 1892)
- ^ *Axestoleus quinquepunctatus* Bates, 1892
- *Batyle laevicollis* Bates, 1892
- *Callona rutilans* (Bates, 1869)
- *Ceralocyna cribricollis* (Bates, 1885)
- *Elytroleptus scabricollis* Bates, 1892
- \* *Ischnocnemis caerulescens* Bates, 1885
- *I. costipennis* Thomson, 1864
- *I. glabra* Chemsak y Linsley, 1988
- \* *I. sexualis* Bates, 1885
- *Lophalia prolata* Chemsak y Linsley, 1988
- *L. quadrivittata* (Bates, 1892)
- *Metaleptus angulatus* (Chevrolat, 1834)
- *Muscidora tricolor* Thomson, 1864
- *Paragortonia discoidea* (Linsley, 1935)
- *Neotaranomis sinaloe* Chemsak y Linsley, 1982
- *Noguerana aliciae* Chemsak y Linsley, 1988
- *Parevander xanthomelas* (Guérin-Méneville, 1844)
- *Pseudodeltaspis cyanea* Linsley, 1935
- *Rhodoleptus comis* (Bates, 1892)
- *Sphaenotecus argenteus* Bates, 1880
- \* *Sphaenothecus trilineatus* Dupont, 1838
- *Sphaenotecus* sp.
- *Stenaspis verticalis* Audinet-Serville, 1834
- ^ *Stenobatyle eburata* (Chevrolat, 1862)
- ^ *S. gracilis* Chemsak, 1980
- ^ *S. miniatocollis* (Chevrolat, 1862)
- ^ *S. proluxa* (Bates, 1892)
- ^ *Trachyderes (Dendrobias) mandibularis* Dupont in Audinet-Serville, 1834
- \* *Tylosis puncticollis* Bates 1885

## LAMIINAE

### Acanthocinini

- *Anisopodus hamaticollis* Bates, 1872
- \* *A. mexicanus* Bates, 1881
- *Antecrurisa apicalis* (Bates, 1864)
- *Astylopsis* sp.
- ^ *Atrypanius conspersus* (Germar, 1824)
- ^ *A. implexus* (Erichson 1847)
- ^ *Baryssinus chemsaki* Monné, 1985
- *Carphontes posticalis* Bates, 1881
- ^ *Eutrichillus comus* (Bates, 1881)
- *Lagocheirus araneiformis* (Linnaeus, 1767)
- ^ *L. obsoletus* Thomson, 1861
- *L. wenzeli* Dillon, 1957
- ^ *Leptostylus cretatellus* Bates, 1863
- ^ *Leptostylus* sp.
- ^ *Leptostylus* sp.
- *Leptostylus* sp.
- ^ *Lepturges angulatus* (LeConte, 1852)
- ^ *L. limpidus* Bates, 1872
- ^ *L. macilentus* Bates, 1881
- ^ *Lepturges* sp.
- ^ *Lepturges* sp.
- *Lepturges* sp.
- ^ *Mecotetartus antennatus* Bates, 1872
- *Nyssodrysinia haldemani* (LeConte, 1852)
- ^ *Olenosus serrimanus* Bates, 1872
- ^ *Ozineus cribripennis* Bates, 1885
- *Pattalinus cultus* Bates, 1881
- *Pentheochaetes* sp.
- *Proxatrypanius rockefelleri* Gilmour, 1959
- *Sternidius batesi* (Gahan, 1892)
- *S. naeviicornis* (Bates, 1885)
- *Trichalphus pilosus* Bates, 1881

◦ *Trypanidius mexicanus* Thomson, 1861

\* *Urgleptes* sp.

◦ *Urgleptes* sp.

◦ *Urgleptes* sp.

^ *Acanthocinini* sp.

◦ *Acanthocinini* sp.

#### Acanthoderini

^ *Acanthoderes ramirezi* Chemsak y Hovore, 2002

^ *Aegomorphus albosignus* Chemsak y Noguera, 1993

^ *A. chamelae* Chemsak y Giesbert, 1986

◦ *Aegomorphus* sp.

◦ *Aegomorphus* sp.

◦ *Aegomorphus* sp.

◦ *Myoxinus pictus* (Erichson, 1847)

\* *Oreodera brailovskyi* Chemsak y Noguera, 1993

^ *O. glauca glauca* (Linnaeus, 1758)

◦ *Oreodera* sp.

^ *Peritapania pilosa* Chemsak y Linsley, 1978

^ *Psapharochrus borrei* (Dugés, 1885)

◦ *Steirastoma anomala* Bates, 1880

#### Acrocinini

^ *Acrocinus longimanus* (Linnaeus, 1758)

#### Aerenicini

◦ *Antodice exilis* Chemsak y Noguera, 1993

#### Agapanthiini

◦ *Hippopsis* sp.

#### Anisocerini

\* *Thryallis undatus* (Chevrolat, 1834)

#### Apomecynini

◦ *Adetus leucostigma* Bates, 1880

◦ *A. lewisi* Linsley y Chemsak, 1984

◦ *A. squamosus* Chemsak y Noguera, 1993

◦ *Adetus* sp.

◦ *Adetus* sp.



- *Adetus* sp.
- *Adetus* sp.
- \* *Asyngenes* sp.
- \* *Bebelis mexicana* (Bates, 1885)
- ^ *Dorcasta dasycera* (Erichson in Schomburg, 1848)
- *Dorcasta* sp.
- ^ *Ptericoptus caudalis* Bates, 1880
- *Ptericoptus* sp.

#### Calliini

- *Callia fulvocincta* Bates, 1866
- *Drycothaea spreta* Bates, 1885

#### Colobotheni

- *Colobothea sinaloensis* Giesbert, 1979

#### Composomatini

- *Tucales franciscus* (Thomson, 1857)

#### Desmiphorini

- ^ *Cymatonycha castanea* Bates, 1874
- \* *C. fasciata* Chemsak y Noguera, 1993
- ^ *Desmiphora hirticollis* (Olivier, 1795)
- *Desmiphora* sp.
- ^ *Estoloides (Estoloides) chamelae* Chemsak y Noguera, 1993
- *E. (Estoloides) modica* Chemsak y Noguera, 1993
- ^ *E. (Estoloides) scabraulis* Chemsak y Noguera, 1993
- *Estoloides* sp.
- *Eupogonius stellatus* Chemsak y Noguera, 1993
- *Eupogonius* sp.
- *Eupogonius* sp.
- *Eupogonius* sp.
- *Unelcus lineatus* Bates, 1885

#### Hemilophini

- \* *Cirrhicera basalis* Gahan, 1892
- ^ *Essostrutha binotata* Bates, 1881
- ^ *E. laeta* (Newman, 1840)
- *Kyranycha fraudatrix* (Bates, 1881)

◦ *Phoebe mexicana* Bates 1881

#### Monochamini

◦ *Chyptodes dejeani* (Thomson, 1865)

◦ *Deliathis batesi* Gahan, 1888

^ *Neoptychodes trilineatus* (Linnaeus, 1771)

^ *Plagiohammus imperator* (Thomson, 1868)

◦ *Taeniotes luciani* Thomson, 1859

#### Onciderini

◦ *Cacostola* sp.

◦ *Cacostola* sp.

◦ *Lochmaeocles cornuticeps pacificus* Dillon y Dillon, 1946

◦ *L. grisescens* Noguera y Chemsak, 1993

^ *L. pseudovestitus* Chemsak y Linsley, 1988

^ *Oncideres albomarginata chamela* Chemsak y Giesbert, 1986

^ *O. rubra* Franz, 1959

◦ *Taricanus zaragozai* Chemsak y Noguera, 1993

◦ *Trachysomus mexicanus* Dillon y Dillon, 1946

#### Pogonocherini

^ *Ecyrus lineicollis* Chemsak y Linsley, 1975

\* *Poliaenus herperus* Chemsak y Linsley, 1988

◦ *Poliaenus* sp.

#### Phytoeciini

◦ *Mecas oberoides* Bates, 1881

◦ *Mecas rotundicollis* Bates, 1868

#### Pteropliini

^ *Ataxia alpha* Chemsak y Noguera, 1993

◦ *Epectasis* sp.

#### Tapeinini

^ *Tapeina transversifrons transversifrons* Thomson, 1857

◦ *Tapeina transversifrons brevifrons* Chemsak y Linsley in Marinoni, 1972

#### Tetraopini

◦ *Phaea acromela* Pascoe, 1858

◦ *P. biplagiata* Chemsak, 1977

◦ *P. carnelia* Chemsak y Linsley, 1988

- ^ *P. juanitae* Chemsak y Linsley, 1988
- ° *P. högei* Bates, 1881
- \* *P. maryanae* Chemsak 1977
- ^ *P. maxima* Bates, 1881
- ° *P. mirabilis* Bates, 1874
- ^ *P. rufiventris* Bates, 1872
- ^ *P. vitticollis* Bates, 1872
- ° *Tetraopes comes* Bates, 1881
- \* *T. discoideus* LeConte, 1858
- ° *T. ineditus* Chemsak y Giesbert, 1986