



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

FACULTAD DE MEDICINA

BIOLOGÍA

EXPERIMENTAL

DIVERSIDAD DE SARCOPHAGIDAE MACQUART, 1834 (DIPTERA)

NECRÓFILOS EN EL DISTRITO DE CUENCAS TOLUCA-MÉXICO-PUEBLA

TESIS

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:

MAESTRA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

PRESENTA:

BIÓL. RODRÍGUEZ GONZÁLEZ STEPHANY ALEJANDRA

TUTOR PRINCIPAL DE TESIS: DR. CARLOS SALVADOR PEDRAZA LARA
FACULTAD DE MEDICINA, UNAM

COMITÉ TUTOR: DR. ALFONSO NERI GARCÍA ALDRETE
INSTITUTO DE BIOLOGÍA, UNAM

DR. ALEJANDRO ZALDÍVAR RIVERÓN
INSTITUTO DE BIOLOGÍA, UNAM

CIUDAD UNIVERSITARIA, CDMX., 2021



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



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.

COORDINACIÓN DEL POSGRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS
ENTIDAD FACULTAD DE MEDICINA
OFICIO CPCB/382/2021
ASUNTO: Oficio de Jurado

M. en C. Ivonne Ramírez Wence
Directora General de Administración Escolar, UNAM
Presente

Me permito informar a usted que en la reunión ordinaria del Subcomité de Biología Experimental y Biomedicina del Posgrado en Ciencias Biológicas, celebrada el día **01 de marzo de 2021** se aprobó el siguiente jurado para el examen de grado de **MAESTRA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS** en el campo de conocimiento de **Biología Experimental** de la estudiante **RODRÍGUEZ GONZÁLEZ STEPHANY ALEJANDRA** con número de cuenta **310298405** con la tesis titulada “**DIVERSIDAD DE SARCOPHAGIDAE MACQUART, 1834 (DIPTERA) NECRÓFILOS EN EL DISTRITO DE CUENCAS TOLUCA-MÉXICO-PUEBLA**”, realizada bajo la dirección del **DR. CARLOS SALVADOR PEDRAZA LARA**, quedando integrado de la siguiente manera:

Presidente: DR. SERGIO IBÁÑEZ BERNAL
Vocal: DR. ROBERTO EDMUNDO MUNGUÍA STEYER
Vocal: M. EN C. ENRIQUE GONZÁLEZ SORIANO
Vocal: DR. FRANCISCO ARMENDÁRIZ TOLEDANO
Secretario: DR. ALFONSO NERI GARCÍA ALDRETE

Sin otro particular, me es grato enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE
“POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU”
Cd. Universitaria, Cd. Mx., a 17 de mayo de 2021

COORDINADOR DEL PROGRAMA



DR. ADOLFO GERARDO NAVARRO SIGÜENZA



AGRADECIMIENTOS INSTITUCIONALES

Durante el desarrollo de este proyecto, conté con el apoyo de innumerables personas e instituciones, entre las que se encuentran:

- El posgrado de Ciencias Biológicas de la UNAM, por ayudar a ampliar mis conocimientos y lograr una mejor formación académica.
- Al CONACyT (959368) y al apoyo a Proyectos de Investigación PAPIIT (IA206917), por el apoyo financiero otorgado para la realización de este proyecto.
- A mi comité tutorial conformado por el Dr. Alejandro Zaldívar y el Dr. Alfonso Neri, quienes con sus comentarios enriquecieron este trabajo.
- A mi tutor el Dr. Carlos Pedraza, quien fue una guía para enfocarme y clarificar los lineamientos del proyecto, y fue pieza fundamental para poder realizar las recolectas.

AGRADECIMIENTOS PERSONALES

- A la Licenciatura en Ciencia Forense, por recibirme en sus instalaciones y prestarme su equipo para concluir con éxito este proyecto.
- A la Dra. Eliana Buenaventura quien fue de vital apoyo para la identificación para mis organismos y por siempre estar abierta a la colaboración.
- Al Dr. Mariano Guardado, al Dr. Christian Cárdenas y a la Ing. Chantal Loyzance por apoyarme en la parte de extracción de DNA.
- A los que conforman el comité sinodal, por sus comentarios y revisiones acertadas que pulen este trabajo.
- A la Sra. Juvencia Sánchez (Barranca de Cocheros), al Sr. Heriberto Pérez (Cerro San Andrés), a la Sra. María Dolores (Cerro San Andrés), al Ing. Edgar Delgadillo y Raúl Gómez Villegas (Reserva de la Biosfera Barranca de Mezquitlán), al Dr. Peralta (Malikualli), al Municipio de Tlalpujahua y artesanías el gallo de Ocotán (Parque Nacional Rayón), al Director Mario Hernández y Marisa Ávalos (Charco del Ingenio), a la Dra. Laura (Jardín Etnobotánico "Francisco Peláez R."), al C. Antonio Pasaran (Cascadas Tulimán) y al Hotel Mi Ranchito (Xicotepec), por permitirme colocar mis trampas y realizar las recolectas.
- Al M.C. Leonardo García, al M.C. Sharif Rodríguez y a mis padres por apoyarme en la recolección de muestras.
- A Eduardo Nuple, por su aporte con material que me permitió cubrir más puntos de recolectas y que con su amor y paciencia me ayudó en el proceso de realización de la tesis.

ÍNDICE

	Resumen	1
	Abstract	2
1	Introducción	3
1.1	Generalidades de la familia Sarcophagidae	4
1.1.1	Generalidades de las subfamilias de Sarcophagidae	6
1.2	Relaciones tróficas en los insectos	8
1.3	Entomología forense	9
1.4	Identificación molecular	10
1.4.1	Marcadores moleculares	11
1.5	Taxonomía integrativa	12
1.6	Delimitación de especies	13
1.7	Distrito de cuencas Toluca-México-Puebla	16
1.8	Sarcophagidae en México	18
2	Justificación	22
3	Objetivo general	22
4	Objetivos particulares	23
5	Metodología	23
5.1	Zona de estudio	23
5.2	Muestreo	24
5.3	Identificación taxonómica	28
5.4	Extracción de DNA	29
5.5	Amplificación y secuenciación	29
5.6	Análisis de secuencias	30
5.7	Análisis filogenéticos	31
5.8	Delimitación de especies	31
6	Resultados	32
6.1	Muestreo	32
6.2	Identificación morfológica	34
6.3	Análisis moleculares y filogenéticos	35
6.4	Delimitación de especies	35
7	Discusión	87
7.1	Riqueza, abundancia y distribución	87
7.2	Asociación hembras y machos	89
7.3	Barcoding	89
7.4	Delimitación de especies e integración de la información	90
8	Conclusión	91
9	Referencias bibliográficas	92
10	Anexo (resultado árboles)	103

RESUMEN

Se realizó la identificación de 50 especies de la familia Sarcophagidae en el distrito de cuencas Toluca-México-Puebla de la Faja Volcánica Transmexicana. Para la recolección de los ejemplares examinados se utilizó la metodología previamente estandarizada para el estudio de la fauna necrófila, utilizando trampas Van Someren-Rydon, red de mano y necrotrampas adaptadas del modelo descrito por Kozlov y Whitworth (2002). En el laboratorio de Entomología Forense (Facultad de Medicina, UNAM), se realizó la identificación taxonómica de los machos a nivel de especie, y se llevó a cabo la extracción salina de DNA, así como la amplificación de un fragmento 5' del gen COI. Posteriormente se realizaron análisis filogenéticos con base en los modelos de Máxima Verosimilitud e Inferencia Bayesiana. Para la delimitación de las especies, se obtuvo un árbol de Neighbor Joining como base para comparar los métodos de GMYC, distancias genéticas (2.3%), ABGD y morfología. Se analizaron 671 ejemplares de la subfamilia Sarcophaginae (Sarcophagidae); el sitio con mayor abundancia es la Cantera Oriente, mientras que los que cuentan con un menor número de ejemplares son Metepec, Toluca y Río Hondito, Estado de México. De las especies que se lograron identificar, ocho pertenecen al género *Blaesoxipha*, tres al género *Boettcheria*, dos a *Helicobia* y *Tripanurga*, respectivamente, seis a *Oxysarcodexia*, siete a *Ravinia*, cuatro a *Sarcophaga* y *Peckia* respectivamente y una a *Titanogrypa*; mientras que 14 no se lograron nombrar a nivel específico o a género. El género *Oxysarcodexia* es el que tiene mayor número de ejemplares (189) y *Titanogrypa* el que menos con solo uno. La especie que se encuentra en más localidades y que presenta un mayor número de ejemplares es *Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides* en contraste con 15 especies que solo se encuentran en una localidad, por ejemplo, *Blaesoxipha (Abapa) deleta*. Se cuenta con un nuevo registro que corresponde a la especie *Sarcophaga (Liosarcophaga) dux*, la cual estaba registrada al sur de Europa (Francia), Asia (Tailandia, Malasia, India, Nepal, Arabia Saudita, Myanmar, Filipinas, Indonesia, Japón, Corea, Sri Lanka, Taiwán y China), África (Egipto), así como en Australia y Hawái (Sukontason *et al.* 2014). Del total del material examinado, el 62% corresponden a hembras y 38% a machos, por lo que con este trabajo también se logró realizar una asociación entre hembras y machos con el fragmento del gen COI y así lograr la identificación de hembras a nivel de especie. De los 41 MOTU'S que contaban con evidencia molecular, con el análisis de delimitación de GMYC, se obtuvieron 53 agrupaciones con un intervalo de confianza de 39-67; con ABGD se tomó como parámetro una distancia genética de 0.0215 y se encontraron 40 MOTU'S, con distancia genética del 2.3% fueron 48 y con morfología 32. Con la integración de los datos por congruencia se delimitó un total de 41 especies. De esta manera, se concluye que la información de DNA es una herramienta valiosa para la identificación y delimitación de especies; sin embargo, es necesario complementar la información molecular y lograr una taxonomía integrativa.

ABSTRACT

A total of 50 species of the Sarcophagidae family were identified in the Toluca-México-Puebla basin district of the Trans-Mexican Volcanic Belt. For the collection of the examined specimens, the previously standardized methodology for the study of necrophilic fauna was used, using Van Someren-Rydon traps, handnet and necrotraps adapted from the model described by Kozlov and Whitworth (2002). In the Forensic Entomology laboratory (Faculty of Medicine, UNAM), the taxonomic identification of the males was carried out at the species level, and the saline extraction of DNA was carried out, as well as the amplification of a 5' fragment of the COI gene. Subsequently, phylogenetic analyzes were carried out based on the Maximum Likelihood and Bayesian Inference models. For the delimitation of the species, a Neighbor Joining tree was obtained as a basis to compare the methods of GMYC, genetic distances (2.3%), ABGD and morphology. A total of 671 specimens of the Sarcophagidae family were analyzed, all of them belonging to the Sarcophaginae subfamily; the place with the highest number of specimens is Cantera Oriente, while those with the least number of specimens are Metepec and Río Hondito, Estado de México. Of the species that were identified, eight belong to the genus *Blaesoxipha*, three to the genus *Boettcheria*, two to *Helicobia* and *Tripanurga*, respectively, six to *Oxysarcodexia*, seven to *Ravinia*, four to *Sarcophaga* and *Peckia* respectively and one to *Titanogrypa*; while 14 could not be specifically named. The genus *Oxysarcodexia* is the one with the highest number of specimens (189) and *Titanogrypa* the least with only one. The species that is found in more localities and that presents a greater number of specimens is *Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides*, in contrast to 15 species that are only found in one locality, for example, *Blaesoxipha (Abapa) deleta*. There is a new record that corresponds to the species *Sarcophaga (Liosarcophaga) dux*, which was registered in southern Europe (France), Asia (Thailand, Malaysia, India, Nepal, Saudi Arabia, Myanmar, Philippines, Indonesia, Japan, Korea, Sri Lanka, Taiwan and China), Africa (Egypt), as well as in Australia and Hawaii (Sukontason *et al.* 2014). Of the total material examined, 62% corresponds to females and 38% of males, so this work also achieved an association between females and males with the COI gene fragment and thus achieve the identification of females at the level of species. Of the 41 groups that had molecular evidence, with the GMYC delimitation analysis, a total of 53 groups were obtained with a confidence interval of 39-67; with ABGD, a genetic distance of 0.0215 was taken as a parameter and 40 groups were found, with a genetic distance of 2.3% there were 48 and with a morphology 32. With the integration of the data by congruence, a total of 41 species were delimited. In this way, it is concluded that DNA information is a valuable tool for the species identification and delimitation; however, it is necessary to complement the molecular information and achieve an integrative taxonomy.

1. INTRODUCCIÓN

El término diversidad biológica abarca tres niveles de expresión: ecosistemas, especies y genes e incluye todo lo referente a sus componentes y características. Existen diferentes interpretaciones para describir la diversidad, unas de ellas son la diversidad taxonómica (cantidad de especies y número de individuos de cada una de estas), la filogenética (qué tan diferentes son las especies de un lugar en términos de la historia evolutiva que comparten entre sí) y la diversidad Gamma (es el número de especies del conjunto de sitios o comunidades que integran un paisaje). La base para el análisis de la diversidad se establece a través de estudios faunísticos, ya que éstos proveen la información indispensable para las investigaciones que involucran la localización espacial y temporal de los organismos. La faunística, además de ser una disciplina descriptiva también es predictiva y favorece la estimación de riqueza de especies (Ávalos 2005; Jiménez y Hortal 2003; Halffter y Moreno 2005).

Los dípteros son uno de los cuatro órdenes más diversos de insectos, cuentan con 159, 294 especies descritas a nivel mundial (Pape *et al.* 2011), de las cuales 3, 094 pertenecen a la familia Sarcophagidae (Valverde *et al.* 2017). Presentan hábitos variados, los adultos pueden alimentarse de néctar, así como de pequeños granos de polen. Miembros de esta familia son considerados como polinizadores efectivos o potenciales de Eriocaulaceae (Martynov, 1820), Fabaceae (Lindley, 1830), y de algunas Rhamnaceae (Jussieu, 1789) (Mello *et al.* 2014). La subfamilia Sarcophaginae desarrolla una amplia gama de formas de vida, la mayoría de las especies actúa como saprófagas, alimentándose de materia orgánica en descomposición. Algunas otras, han sido registradas como parasitoides, especialmente sobre los caracoles de la familia Bulimulidae (Tryon, 1867), como son los sarcófagidos pertenecientes a los géneros *Udamopyga* (Hall, 1938) y *Lepidodexia* (Brauer y von Bergenstamm, 1891). Mientras que otros grupos de Sarcophaginae explotan heces de vertebrados (Pape *et al.* 2004).

Los sarcófagidos son elementos muy importantes del componente necrófago de la comunidad sarcosaprófaga, son numerosos los trabajos en los que los sarcófagidos aparecen relacionados con cadáveres humanos, el conocimiento sobre su crecimiento y desarrollo en condiciones ambientales particulares, así como de las características de los tejidos del sustrato del cual se alimentan, se convierten en pruebas relevantes en la estimación del tiempo y en ciertos casos del lugar de muerte. Adicionalmente, algunas especies pueden llegar a ser indicadoras de ciertas etapas de la descomposición (Buenaventura *et al.* 2009; Romera *et al.* 2003).

Debido a su gran plasticidad de hábitos incluso en diferentes etapas de su ciclo de vida se da la existencia de formas sinantrópicas, que se adaptan a las condiciones y medios existentes en los ambientes modificados por el hombre. Dichas formas son de importancia médico-veterinaria por ser diseminadores de

patógenos, al actuar como nexo entre la materia en descomposición y el hombre o sus productos de consumo. A ello se suma la producción de miasis por parte de algunas especies como *Sarcophaga africa* (Wiedemann, 1824), quien es reconocida como causante de miasis traumáticas, gastrointestinales y otomiasis tanto en el hombre como en animales domésticos o de granja (James 1947; Mello *et al.* 2014; Zhang *et al.* 2020).

Pese a la importancia ecológica, médica, pecuaria y forense que tiene la familia Sarcophagidae, así como a su gran diversidad, no existe una clave taxonómica que permita su identificación (Romera *et al.* 2003). A su vez, la falta de trabajos taxonómicos y biológicos en el país imposibilita la aplicación legal en el ámbito forense que pueden tener y el manejo para controlar sus poblaciones, así como evitar daños a la salud o pérdida de ganado (Otero 2015). El conocimiento de esta familia se ha visto limitado debido al impedimento taxonómico (Carvalho 2007), que se refiere a la escasa cantidad de expertos bien formados en taxonomía de grupos altamente diversos, así como la escasez de recursos para ello. Todo lo anterior es un reflejo de la falta de conocimiento de la importancia de la taxonomía en la cual se apoyan necesariamente los estudios faunísticos y por lo tanto falta de apoyo a las labores de recolección de muestras y realización de inventarios. En México se cuenta con un catálogo en donde se registran 38 géneros y 210 especies para el país; sin embargo, el catálogo no es público y no se pudo realizar la comparación del estudio (Ibáñez-Bernal 2017).

La taxonomía tradicional se ha basado en la morfología comparada, sin embargo, en la gran mayoría de los casos la información puede ser poco informativa por la falta de una revisión exhaustiva de la morfología para poder contar con las características diagnósticas que permitan la identificación específica de los organismos en cualquier punto de su ciclo de vida; por lo que los avances tecnológicos han sido una herramienta útil para proporcionar información de diferentes tipos de datos biológicos, que apoyen el trabajo taxonómico. Uno de ellos es la utilización de DNA, la cual se ha convertido en una herramienta eficiente en la delimitación de especies, y si se cuenta con una base de datos robusta que integre la morfología y lo molecular, se puede lograr identificar la especie. En la última década, la taxonomía integrativa, que combina múltiples tipos de datos y perspectivas complementarias, ha sido reconocida como una metodología útil para delimitar especies especialmente en grupos diversos y poco conocidos, ya que permite la separación de especies de manera robusta incluso sin información morfológica clara (Dayrat 2005; Padial *et al.* 2010; Schlick *et al.* 2010).

1.1 Generalidades de la familia Sarcophagidae

La familia Sarcophagidae (Macquart, 1834) comprende tres subfamilias: Miltogramminae (Lioy, 1864), Paramacronychiinae (Brauer y Bergenstamm, 1889)

y Sarcophaginae (Macquart, 1834), estas dos últimas conforman un grupo hermano (Pape *et al.* 2004). Los sarcófagidos pueden reconocerse por poseer una hilera de sedas en el merón, un color general gris con tres franjas longitudinales negras en el mesonoto, de dos a cuatro sedas notopleurales, la coxa posterior con sedas sobre la superficie posterior, arista comúnmente plumosa, abdomen a cuadros y el subescutelo ausente o subdesarrollado, en algunos Sarcophaginae con la mitad superior o más membranosa y generalmente cóncava de perfil (Figura 1) Las hembras son vivíparas u ovovivíparas, depositando larvas vivas de primer estadio (Buenaventura *et al.* 2009; Flores y Dale 1995). En la región Neotropical la subfamilia Sarcophaginae es la más rica en especies y en diversidad morfológica con alrededor de 2, 300 especies, caso contrario a las escasas Miltogramminae con 600 especies y Paramacronychiinae con 97 especies (Meiklejohn 2012).

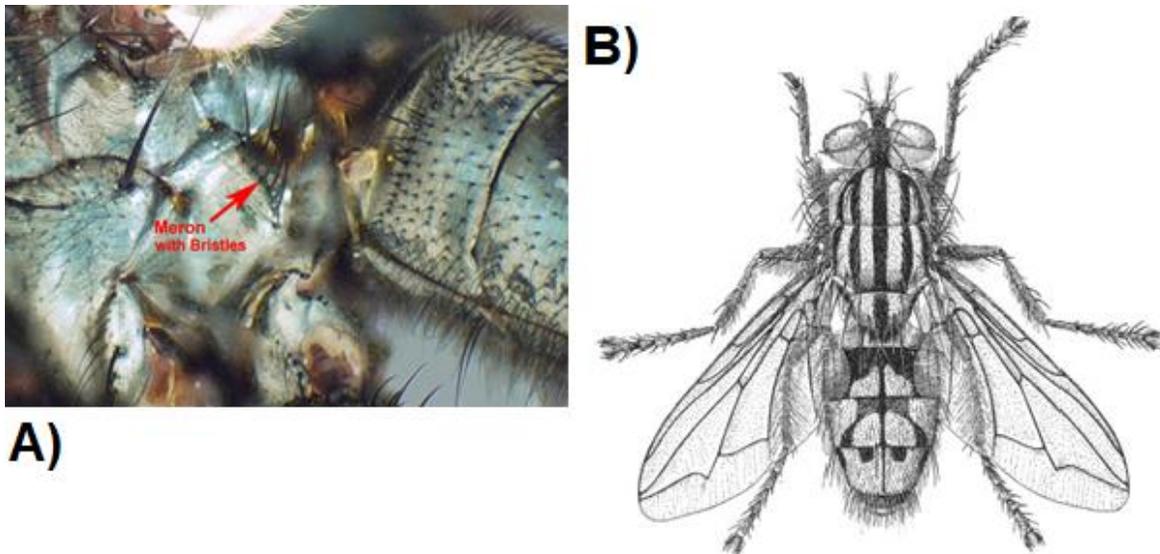


Figura 1. Imagen del tórax de un sarcófagido en donde se señalan algunas de sus características diagnósticas. A) Hilera de sedas en el merón. B) Adulto de la familia Sarcophagidae con tres líneas en el tórax (imagen adquirida de Merritt *et al.* 2002).

Los caracteres diagnósticos para identificar morfológicamente a los ejemplares de la familia recaen en los terminalia de los machos (Figura 2). La forma de los cercos varía, así como el tubo fálico y el postgonito, el cual puede ser dentado o liso. Otra característica para tomar en cuenta es el color del epandrio que en la mayoría de los casos suele ser anaranjado o amarillo (Buenaventura *et al.* 2009).

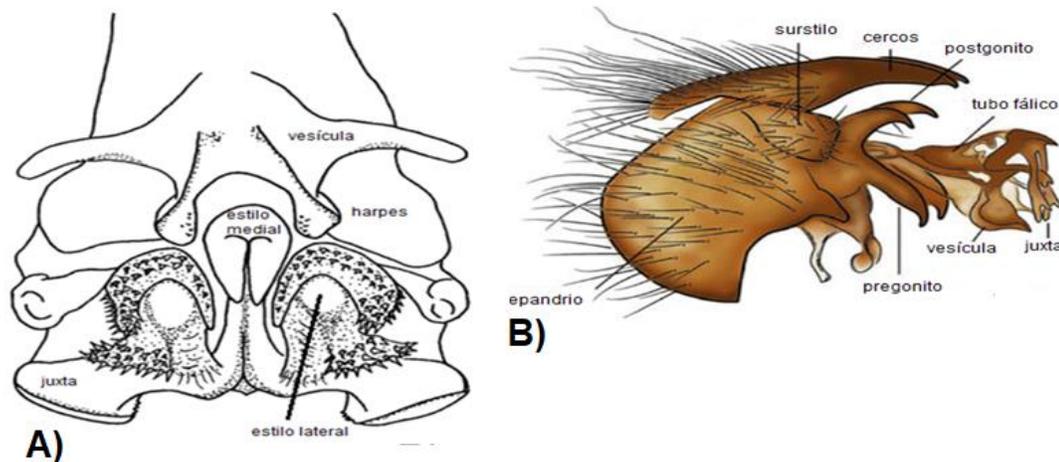


Figura 2. Imagen que muestra las partes de la terminalia del macho. A) Ápice del edeago, vista ventral. B) Vista lateral señalando las principales características que se utilizan para la identificación a nivel de especie. Imágenes tomadas y modificadas de Brousseau *et al.* 2020 y Sukontason *et al.* 2014.

1.1.1 Generalidades de las subfamilias de Sarcophagidae

Miltogramminae

Cuenta con alrededor de 600 especies descritas, clasificadas en 37 géneros (Buenaventura *et al.* 2019), son insectos de tamaño medio, la mayoría de las especies son cleptoparasitas de nidos de avispas y abejas solitarias, aunque algunos miembros del género *Eumacronychia* (Townsend, 1892) se desarrollan y alimentan en huevos de tortuga y lagartos (Pape *et al.* 2004). Se distribuyen en regiones subtropicales del hemisferio norte y, a lo largo de regiones áridas de África y Asia. Se reconocen por tener arista desnuda o con finas sedas, gena estrecha, línea coxopleural presente, vittae (3) en el tórax, coxa posterior desnuda en la superficie posterior y abdomen con bandas transversales (Figura 3) (Meiklejohn 2012).



Figura 3. Adulto de la subfamilia Miltogramminae (adquirida de Diptera.info 2019).

Paramacronychiinae

Es la subfamilia menos diversa, con alrededor de 97 especies descritas, clasificadas en 23 géneros (Buenaventura *et al.* 2019). Se pueden localizar en las regiones templadas y frías del hemisferio norte; excepto por la especie endémica de las Islas Galápagos, *Galopagomyia inoa* (Walker, 1849). Se reconocen por tener patrones abdominales que consisten en franjas medianas y manchas laterales oscuras y una fusión del surstilo y el eandrio junto con el terguito seis y el sintergosternito siete a ocho (Figura 4) (Meiklejohn 2012).



Figura 4. Ejemplar adulto de la subfamilia Paramacronychiinae (adquirida de Diptera.info 2019).

Sarcophaginae

Es la subfamilia que cuenta con un mayor número de especies con alrededor de 2, 300, clasificadas en 46 géneros (Buenaventura *et al.* 2019; Pape *et al.* 2011). Se considera cosmopolita y se reconocen por poseer arista plumosa, gena ancha, línea coxopleural ausente, coxa sedosa en la superficie posterior, abdomen del macho con esternitos 2-4 expuestos y superposición de márgenes laterales de los terguitos correspondientes (Figura 5) (Meiklejohn 2012).

Sus hábitos son principalmente necrófilos por lo que se les considera dentro de los dípteros de importancia forense, ya que son colonizadores de cadáveres en descomposición y aportan datos valiosos para la determinación del intervalo *post mortem* mínimo (Aballay *et al.* 2011; Meiklejohn *et al.* 2013).



Figura 5. Adulto de la subfamilia Sarcophaginae (adquirida de Diptera.info 2019).

Las especies de Paramacronychiinae y Sarcophaginae cuentan con amplia gama de estrategias biológicas: que incluyen carroñeros, coprófagos, algunos que causan miasis en anfibios y mamíferos, huéspedes de hormigueros y termiteros, depredadores de huevos de arácnidos, larvas de lepidópteros y pupas de abejas; además llegan a ser parasitoides altamente especializados de muchos otros artrópodos (Mello *et al.* 2014).

1.2 Relaciones tróficas en los insectos

En todos los ecosistemas existen cuatro tipos de organismos: productores, consumidores, descomponedores y detritívoros. Los organismos productores son capaces de captar energía y sintetizar materia orgánica a partir de compuestos inorgánicos. Los consumidores son organismos que obtienen su alimento a partir de los organismos productores o de otros consumidores. Los descomponedores y detritívoros son los encargados de desintegrar los organismos muertos, actúan en

todos los niveles reciclando la energía y así constituyen el ciclo del que dependen los ecosistemas; dentro del grupo de los detritívoros, los artrópodos son el componente predominante, principalmente durante la fase inicial de descomposición, que en este caso se restringe a la relación trófica vertebrado - artrópodo (Remedios 2014).

Los cadáveres son microhábitats efímeros en constante modificación dentro del ecosistema en el que se encuentran. Pasan por una serie de cambios biológicos, químicos y físicos, desde su estado fresco hasta la esqueletización. En los diferentes estadios de descomposición se asocian determinadas especies de insectos (Battán *et al.* 2002).

Con base en los criterios utilizados por Leclercq (1978) y Braack (1987), los insectos capturados en los cadáveres según sus características biológicas y sus relaciones tróficas se dividen en los siguientes grupos:

- Necrófagos: son los que se alimentan directamente de los cadáveres, entre los que se encuentran los sarcófagos, si se alimentan de la carne y los tejidos blandos y los dermatófagos, si se alimentan de la piel.
- Necrófilos: son los que se alimentan de los necrófagos y que pueden ser depredadores, si capturan y se alimentan de los otros artrópodos presentes en el medio o parásitos, si utilizan a las larvas de los dípteros para completar su ciclo biológico.
- Saprófagos: En general, los que se alimentan de materia orgánica en descomposición y, dentro de este apartado, los que lo hacen de los líquidos y tejidos putrefactos cadavéricos. No son necrófagos estrictos. Entre estos están los coprófagos, que son los que se alimentan de excrementos.
- Oportunistas: Aquellos que utilizan el cadáver como refugio o que simplemente están de paso.

1.3 Entomología forense

La entomología forense es una disciplina científica dedicada al estudio de insectos y otros artrópodos relacionados con asuntos legales (Peceros 2011); se divide en tres categorías: urbana, de productos almacenados y médico legal (Barreto *et al.* 2002). Ésta última utiliza a los insectos como herramientas forenses para datar decesos y en muchos casos, estimar las causas y el lugar del evento (Magaña 2001). El propósito principal de esta disciplina es la estimación del intervalo *post mortem* mínimo (IPMmin), el cual es el periodo de tiempo durante el cual un cadáver ha sido colonizado por los insectos, para lo que se utilizan principalmente dos métodos: la tasa de crecimiento de las especies necrófagas (generalmente utilizado en los primeros estadios del proceso de descomposición), y los patrones de

sucesión faunística (utilizado mayoritariamente en los estados avanzados de descomposición) (Aballay *et al.* 2010; González *et al.* 2011).

Existen factores bióticos y abióticos que son determinantes en la composición específica y en la dinámica de la fauna presente en un cuerpo en descomposición. Los factores abióticos de mayor relevancia son: temperatura, humedad y precipitación. A baja temperatura y humedad el proceso de descomposición se hace más lento, lo cual influye en la actividad de los insectos (Aballay *et al.* 2008; Battán *et al.* 2010; Chávez *et al.* 2012; García 2004; Martínez *et al.* 2009). Los factores bióticos más importantes son: la distribución espaciotemporal de las especies en términos de la dinámica de las poblaciones (fluctuaciones poblacionales, competencia inter e intraespecífica, dispersión), actividad de vertebrados carroñeros, heridas y accesibilidad al cuerpo (García *et al.* 2004; Goff *et al.* 2004).

La región biogeográfica define el hábitat, la vegetación, tipo de suelo y las condiciones meteorológicas del área. La fauna de insectos puede variar según la estación del año o la latitud; incluso puede cambiar de un año a otro por causa de reforestación, deforestación o urbanización (García *et al.* 2004; Goff *et al.* 2004). Tomar en cuenta estos factores ayudarán a caracterizar de una mejor forma la fauna cadavérica y lograr reconocer el patrón de sucesión entomológica.

Los sarcófagidos son elementos muy importantes del componente necrófago; sin embargo, esta familia ha sido de poca utilidad en la estimación del IPMmin debido a la falta de trabajos taxonómicos y biológicos. Romera *et al.* (2003) sostiene que la dificultad de identificar las especies de esta familia y la falta de conocimiento de su biología hacen cada vez más necesario realizar estudios de este grupo. En la mayoría de los estudios en los que se los menciona, los ejemplares de Sarcophagidae han sido identificados solamente hasta familia y en algunos casos hasta género (Aballay *et al.* 2008; Battán *et al.* 2005; Battán *et al.* 2010; Bourel *et al.* 1999; Flores *et al.* 2008; Flores 2009; Grassberger y Frank 2004; Molina *et al.* 2013; Pinto *et al.* 2011; Téllez 2018; Wolff *et al.* 2001). Pero, en un estudio realizado en Finlandia en el que la determinación fue realizada hasta especie (Pohjoismáki *et al.* 2010), ésta no pudo utilizarse en la estimación del IPMmin, debido a la falta de conocimiento sobre su biología.

1.4 Identificación molecular

En la mayoría de los casos la identificación taxonómica de especies se lleva a cabo con base en caracteres morfológicos y en el caso de Sarcophagidae es indispensable caracterizar los terminalia del macho (Romera *et al.* 2003), mientras que la identificación acertada de las hembras y estadios inmaduros aún no es posible. Aunado a este impedimento en la identificación, se ha demostrado que los

dípteros pueden presentar en primer lugar, plasticidad fenotípica en respuesta a variables ambientales; y, en segundo lugar, los atributos diagnóstico no siempre son evidentes ya que existen taxones crípticos (Pigliucci *et al.* 2006). Por último, han sido registrados procesos de hibridación en especies de dípteros, especialmente cuando éstas comparten parcial o totalmente los intervalos de distribución (Marshall *et al.* 2011), por lo que la elección de los caracteres para su reconocimiento a nivel de especie requiere de una especialización en el conocimiento de la familia para poder discernir las características que sean de utilidad. La biología molecular es una herramienta valiosa para la discriminación de especies ya que se basa en la información genética y ésta puede ser obtenida con un pequeño fragmento del organismo.

1.4.1 Marcadores moleculares

Los marcadores moleculares constituyen una herramienta para determinar la variación genética y la delimitación de especies con un alto grado de precisión y reproducibilidad. Dichos marcadores se clasifican principalmente en dos tipos: marcadores mitocondriales y nucleares. Los marcadores de DNA mitocondrial más utilizados en animales son el gen 12S DNAr, el gen 16S DNAr, el gen del citocromo b, el gen de la NADH deshidrogenasa 5 (ND5), la región de control (RC) y las subunidades I y II del gen que codifica para la Citocromo Oxidasa (COI Y COII) (Arif y Khan 2009). Los marcadores nucleares más utilizados para la delimitación de especies incluyen al DNA polimórfico ampliado al azar (RAPD), los polimorfismos amplificados de la longitud del fragmento (AFLP) e incluso en algunos casos, los microsátélites. De manera destacable por su utilidad para comparar especies muy cercanas, los espaciadores internos transcritos (ITS1, ITS2) y externos (ETS), así como los segmentos de expansión del ARN ribosomal 28S son utilizadas ya que tienen una tasa de mutación alta y, por ende, son ampliamente variables. De igual forma, la región espaciadora intergénica (IGS) evoluciona muy rápidamente y puede ser usada en comparaciones de subespecies o poblaciones dentro de una especie (Arif y Khan 2009; Zaidi *et al.* 2011). Actualmente las tecnologías de secuenciación han permitido la obtención de datos genómicos, por lo que las aproximaciones multilocus a escalas genómicas en los estudios de la biodiversidad son ya una práctica común. La finalidad de utilizar cualquier método de secuenciación de segunda a cuarta generación es la obtención de datos genómicos, a través de alguna estrategia de colección de datos derivados de alguna plataforma de secuenciación. Aunque existen diversas aproximaciones, las estrategias más utilizadas en la filogenómica han sido principalmente dos: secuenciación asociada a sitios de restricción de ADN (familia RADseq) y más recientemente el enriquecimiento híbrido (conocido también como captura de secuencias) (Ramírez 2020).

Dado que el polimorfismo genético es un fenómeno muy común en insectos y que muchas veces sólo puede ser detectado mediante electroforesis de alozimas o secuenciación de DNA mitocondrial, estas técnicas resultan fundamentales para el monitoreo de sus poblaciones. Los resultados obtenidos a partir de estas técnicas contribuyen a definir los límites de las poblaciones, estudiar su estructura, revelar patrones de migración, estimar el flujo génico interpoblacional y detectar la posible declinación de las mismas, debido a diferentes factores de disturbio del ambiente (Gilarriortua *et al.* 2015; Samways 1994).

El gen estándar que es utilizado para casi todos los grupos de animales es la región 5' de la subunidad 1 del gen mitocondrial que codifica para la citocromo oxidasa (COI) (Medina y Pérez 2008). Eso se debe a la existencia de oligonucleótidos universales para esta secuencia y tasa de mutación alta en la tercera posición de los codones. Además, esta sección no presenta inserciones o deleciones (*indels*), por tanto, los alineamientos son mucho más sencillos de realizar al no presentar *gaps* (Romero y Ramírez 2011). En el caso de la familia Sarcophagidae dicha región del gen ha sido ampliamente utilizada en distintos estudios para determinar con éxito a nivel de especie (Aristizábal *et al.* 2016; Guo *et al.* 2011; Guo *et al.* 2014; Jordaens *et al.* 2013; Meiklejohn *et al.* 2011).

1.5 Taxonomía integrativa

La taxonomía es fundamental para explorar y comprender la biodiversidad. Los taxónomos inventarían especies utilizando la morfología para describir sus formas, y a veces con ayuda de la fisiología y la ecología añaden caracteres no morfológicos a esas descripciones. Su distribución en el espacio es descrita por la faunística, la florística y la biogeografía, y su evolución en el tiempo por la paleontología y la sistemática. A lo largo de un proceso gradual, este enfoque basado en inventariar la biodiversidad ha dado paso a un énfasis en su significado evolutivo y ecológico. Es decir, al estudio de los procesos encargados de generar dicha biodiversidad, su dinámica espacial y temporal, y el impacto que esta tiene sobre el funcionamiento de los ecosistemas (Dayrat 2005; Martínez 2015).

Adicionalmente, las nuevas técnicas en estadística, biología molecular, detección remota, datación estratigráfica y computación han logrado que podamos complementar el estudio de la naturaleza de manera cuantitativa, lo cual permite hacer generalizaciones mucho más rigurosas y robustas que en el pasado (Schlick *et al.* 2010).

La taxonomía integrativa es la combinación de varias disciplinas y el uso de diversos datos como genéticos, morfológicos, morfométricos y biogeográficos, para describir, caracterizar y nombrar taxones (Dayrat 2005; Padial *et al.* 2010; Schlick

et al. 2010; Vieites *et al.* 2009; Will *et al.* 2005). La cual ha permitido mejorar la identificación y descripción de nuevas especies para la ciencia. Entre los organismos cuyo conocimiento podría verse especialmente beneficiado por este enfoque, encontramos aquellos cuyas particularidades morfológicas o biológicas limitan las posibles fuentes de información o que no han recibido la misma atención que otros grupos estudiados de forma preferente, como los sarcófagos.

1.6 Delimitación de especies

La sistemática es la rama de la biología que detecta, describe y explica la diversidad biológica, las tres grandes áreas de aplicación de la sistemática molecular son: la estructura genética de poblaciones (variación geográfica y heterocigocidad), delimitación de especies e inferencia filogenética (De Luna *et al.* 2005).

La delimitación de especies se refiere a inferir los límites entre las especies y su número. Para ello se necesita de un campo integrador que tiene por objetivo el desarrollo de medidas robustas y replicables para identificar distintos linajes evolutivos. Anteriormente estaba directamente relacionada con el concepto de especie; sin embargo, con la aparición de numerosos métodos y conceptos, surgieron problemas que toman en cuenta distintos enfoques metodológicos y filosóficos (Márquez 2019).

En una revisión, de Queiroz (2005) considera que las especies son entidades reales que existen independientemente de si hay evidencia para reconocerlas. Por lo que distingue entre un concepto de especie (qué es) y un criterio de especie (cómo identificarla). En esta misma revisión sugiere lo que denomina el concepto unificado de especie, el cual considera a las especies como linajes de metapoblaciones que evolucionan por separado.

La herramienta más utilizada para la delimitación de especies sigue siendo la morfología. El proceso de delimitación de morfoespecies, consiste en detectar y delimitar unidades taxonómicas reconocibles, resultantes del análisis y comparación de caracteres morfológicos observables; sin embargo, no siempre es informativa ya que el grupo taxonómico puede contener especies crípticas, presentar hibridación, o como en este caso que la identificación taxonómica está estandarizada con un sexo. Otra herramienta utilizada es la construcción de árboles de genes que contienen información sobre el proceso de especiación (Wiens y Servedio 1999). Aunque supuso un gran avance, el árbol de genes tiene sus limitaciones a la hora de inferir filogenias. Por un lado, pueden constituir un muestreo no representativo de la variación genómica (error muestral) y por otro pueden no acumular la variabilidad apropiada para dilucidar las relaciones filogenéticas a un nivel taxonómico concreto, dando lugar a árboles sin resolver o incluso relaciones

incorrectas. Estas limitaciones han dado pie al uso generalizado de la secuenciación masiva o a la utilización de diferentes marcadores nucleares y mitocondriales.

El código de barras es una herramienta que permite el rápido reconocimiento de las especies con base a la similitud de las secuencias de DNA. Para el análisis de las secuencias se utiliza el método de Neighbor Joining propuesto por Saitou y Nei (1987), consiste en generar un único árbol de distancias genéticas, la distancia entre dos terminales se calcula con base en el número total de sustituciones de bases nitrogenadas. Es importante señalar que el árbol solo refleja el grado de similitud de los terminales, pero no toma en cuenta las relaciones ancestro-descendiente, por lo que no refleja relaciones evolutivas (Peña 2011; Saitou y Nei 1987).

Los métodos de delimitación basados en un solo locus se apoyan en la suposición de que la genealogía de un gen es representativa de la filogenia de la especie. Para determinar los límites entre las especies, algunos métodos se basan en la variación de las secuencias de DNA, y se han desarrollado métodos automatizados que permiten que la delimitación de especies sea más eficiente y menos subjetiva (Carstens *et al.* 2013). Uno de ellos es el Detector Automático de la Brecha del Código de Barras (ABGD por sus siglas en inglés), que detecta automáticamente la brecha del código de barras al medir la distancia intraespecífica más larga con la distancia interespecífica más corta; para ello, realiza particiones en el paquete de los datos moleculares (Puillandre *et al.* 2011). Otro método es el porcentaje de distancia genética, el cual es una medida de la diferencia del material genético entre distintas especies o individuos de la misma especie (Bruno y Balzarini 2009). En insectos se ha estandarizado a un 2.3% (Papadopoulou *et al.* 2010), basado en la calibración de Brower (1994), para calcular ese porcentaje compiló datos para otros taxones de artrópodos recientemente divergentes de diversas fuentes que contenían medidas de divergencia de la secuencia mitocondrial y fechas de divergencia. Las estimaciones de los tiempos de divergencia se basaron en eventos geológicos fechados reportados por los autores o se presentaron como tasas medias, también basado en fechas de divergencia inferidas de la biogeografía y paleoclimatología. A medida que aumenta la divergencia, los niveles variables de restricción selectiva en diferentes genes y en diferentes linajes afectan cada vez más la tasa de divergencia general relativa, pero la tasa inicial de divergencia para todos los genes mitocondriales es similar. La pendiente de la línea señala así un porcentaje del 2.3% secuencia por pares divergencia por millón de años; por lo tanto, se aproxima a una tasa de mutación constante subyacente de 1.1-1.2% por millón de años por linaje, para sitios silenciosos (Brower 1994).

No solo se utilizan métodos basados en distancias, sino también aquellos que incluyen modelos de evolución para determinar los límites de las especies.

Ejemplo de ellos es el modelo Generalizado Mixto de Yule y Coalescencia (GMYC), (Pons *et al.* 2006). Éste combina la teoría de nacimiento de linajes independientes (equivalentes a especies) con la teoría de coalescencia dentro de la especie, utilizando la variación genética en un grupo de secuencias (De la Cadena 2016). Este método ha sido aplicado previamente en dípteros por Carew y Hoffmann (2015) y Lin *et al.* (2015). El modelo GMYC se basa en que los patrones de las ramas dentro de clústers genéticos reflejan procesos de coalescencia neutral dentro de especies y dichos patrones entre clústers genéticos reflejan eventos de especiación. Este método no requiere ninguna información previa sobre las especies y ha sido desarrollado para datos de un solo locus. Supone una tasa de especiación constante y cero extinciones (Fujita *et al.* 2012; Fujisawa y Barraclough 2013; Molano 2016).

Aunque los métodos basados en un solo locus han probado ser efectivos para la identificación rápida de las especies, algunas inquietudes se han planteado con respecto a su precisión, puesto que cada locus puede representar un árbol filogenético que no necesariamente sea congruente con la especiación (De la Cadena 2016). Por lo que surgen otros métodos como el Bayesiano para la Filogenética y Filogeografía (BPP); el cual es un método multilocus ampliamente utilizado que estima la distribución posterior para los modelos de delimitación de especies. BPP utiliza un árbol de especies fijo, información previa de la población y tiempos de divergencia multilocus. Otro método multilocus ampliamente utilizado es SpeDeSTEM, un método de máxima verosimilitud que estima los límites interespecíficos en los árboles de especies para los diferentes modelos basado en el criterio de información de Akaike. Otro método que no precisa de conocimiento previo de las poblaciones y que no utiliza explícitamente un modelo de coalescencia, es el método de Árboles por Procesos de Poisson (PTP); sin embargo, toma en cuenta el concepto filogenético de especie como también lo hace el factor de delimitación de Bayes y la inferencia filogeográfica utilizando probabilidades aproximadas (De la Cadena 2016; Luo *et al.* 2018; Márquez 2019).

De igual manera, los métodos filogenéticos son informativos para la delimitación de especies. La filogenética explica las relaciones evolutivas entre diferentes especies partiendo de un análisis comparativo de secuencias moleculares. El concepto filogenético de especie se define como el agrupamiento mínimo de individuos, de poblaciones o grupos de poblaciones que son diagnosticables por un número dado de caracteres compartidos, y dentro de los cuales hay un patrón de ancestría–descendencia (Domínguez y Vázquez 2009). Este concepto filogenético de especie puede ser analizado con cualquier tipo de caracteres homólogos, y bajo este concepto es donde recae el uso de caracteres moleculares en la delimitación de especies. Así, al delimitar una especie bajo el concepto filogenético es necesario poder identificar las fronteras por arriba de las cuales el arreglo filogenético representa entidades biológicas independientes

(relaciones jerárquicas) y, por debajo de ellas, donde la jerarquización es inadecuada (relaciones tocogenéticas o genealógicas) (Goldstein *et al.* 2000). El concepto de especie utilizando caracteres moleculares se define como un grupo de organismos o poblaciones que presentan monofilia recíproca, los cuales son candidatos para identificar como unidades evolutivas independientes (Domínguez y Vázquez 2009; Torretti 2010). Algunos de los métodos más utilizados en la filogenética son el de máxima verosimilitud e inferencia bayesiana (Carstens *et al.* 2013).

El método de máxima verosimilitud examina diferentes topologías en busca de aquella que maximice la probabilidad de los estados de carácter bajo un modelo evolutivo determinado. Por otro lado, el método de inferencia bayesiana emplea el concepto de verosimilitud, pero busca una distribución de probabilidad de árboles. La probabilidad de cada árbol se calcula mediante el teorema de Bayes y se denomina probabilidad posterior. Las probabilidades posteriores son calculadas por exploración del espacio de árboles mediante las cadenas de Markov Monte Carlo (De Luna *et al.* 2005; Huelsenbeck 2001).

1.7 Distrito de cuencas Toluca-México-Puebla

La Faja Volcánica Transmexicana (FVT) es un arco magmático continental que se desarrolla sobre el margen sudoccidental de la Placa de Norteamérica como resultado de la subducción de las Placas Rivera y Cocos a lo largo de la trinchera de Acapulco (Figura 6) (Gómez *et al.* 2005). Se extiende desde las costas del Pacífico, en San Blas, Nayarit y Bahía de Banderas, Jalisco, hasta las costas del Golfo de México en Palma Sola, Veracruz (Ferrari 2000) (Figura 5). La provincia tiene aproximadamente 1, 000km de longitud, una amplitud entre los 80 - 230km y 1, 500 - 3, 000m de altitud, cuyas coordenadas extremas son al norte 21°38'24", al sur 18°23'24", al este -96°22'12" y al oeste -105°45' (Gámez *et al.* 2012). Se distribuye con una dirección preferencial de oeste a este y es reconocida como una unidad biogeográfica, ya que funge como centro de diversificación, endemismo y transición biogeográfica (Torres y Luna 2006).

Es un área que exhibe una alta diversidad biológica como resultado de importantes procesos de especiación ocurridos por la notable actividad volcánica (Suárez *et al.* 2013); todo ello, junto con su variabilidad climática, edáfica y geológica. A partir de un análisis de parsimonia de endemismos (PAE) de los registros de mamíferos en la FVT, Escalante *et al.* (2007) redefinieron los límites de la provincia mediante una cota altitudinal de 1, 000 m. Estos mismos autores detectaron dos unidades biogeográficas, este y oeste, las cuales sugirieron, fueran consideradas sub provincias. Como un subconjunto de la subprovincia este, se encuentra el distrito de cuencas Toluca-México-Puebla (Morrone *et al.* 2017), el cual se señala en la figura 6. El reconocimiento de las subprovincias este y oeste, con

base en el patrón de diferenciación entre la porción este y oeste de la provincia, confirma los registros para mamíferos (Escalante *et al.* 2009), aves (Navarro *et al.* 2007), gimnospermas (Contreras *et al.* 2007), anfibios y reptiles (Flores y Canseco 2007), Asteraceae (Villaseñor y Ortiz 2007) y el registro paleontológico (Velasco de León *et al.* 2007).

De acuerdo con la información climática, en la porción este de la Faja, dominan climas tipo $C(w_1)$ y $C(w_2)$ (templados subhúmedos), BS_{1kw} (semiárido templado) y $Cb'(w_2)$ (semifrío subhúmedo) (Gámez *et al.* 2012). Lo mismo ocurre con la distribución de la vegetación que se representa por bosque de pino–encino (57%) y el matorral xerófilo (21%). Se observaron marcadas diferencias en el gradiente altitudinal entre ambas porciones: en la porción este predominan altitudes que van de los 2 000 a los 3 000 m (73% del área); y en términos geológicos, el margen este del polígono posee rocas jurásicas (Gámez *et al.* 2012).

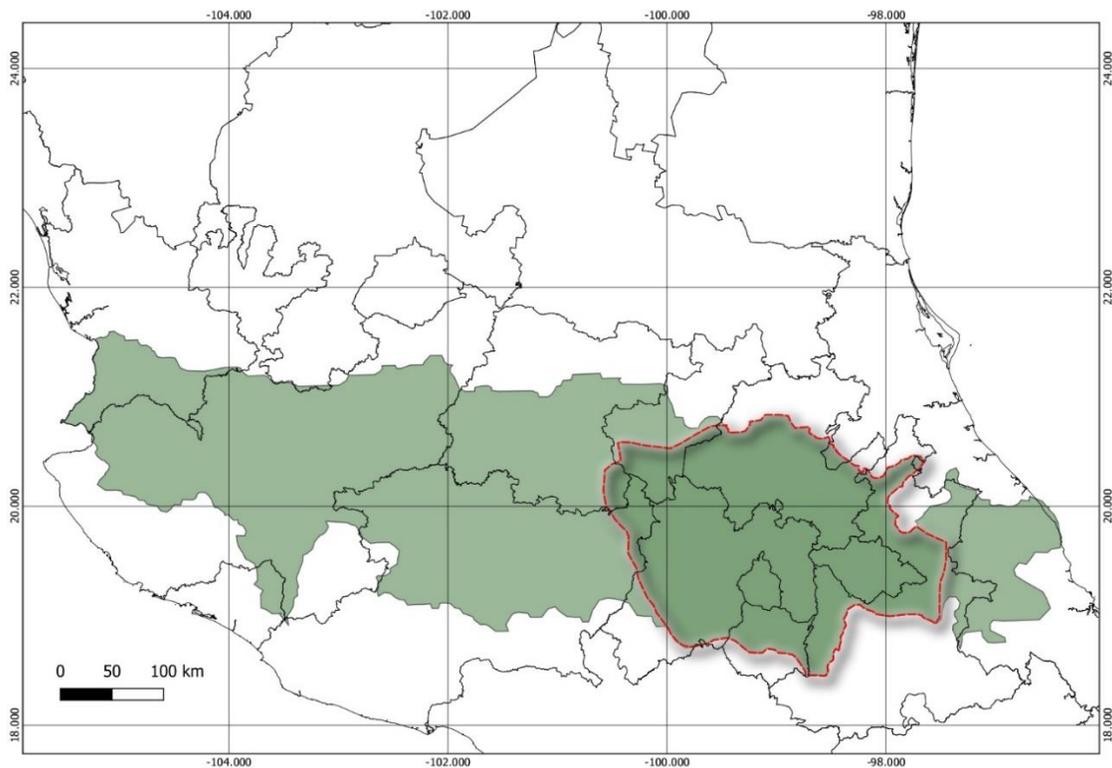


Figura 6. Delimitación de la zona de estudio. En color verde se señala la Faja Volcánica Transmexicana, con la línea roja se delimita la zona de estudio que corresponde al distrito de cuencas Toluca-México-Puebla, el cual forma parte del distrito este de la unidad biogeográfica FVT.

1.8 Sarcophagidae en México

En México hay un mayor número de estudios faunísticos relacionados con esta familia en el ámbito forense. Sin embargo, son escasos los artículos que las identifican a nivel de especie. El primer trabajo en México data del año 1946 en donde se registran 34 especies de sarcófagidos, los cuales fueron recolectados en Chapultepec, Ciudad de México y en Cuernavaca, Morelos (Souza 1946). Posteriormente en 1996, se enumeran 2, 510 especies de sarcófagidos en el mundo, de los cuales 182 se registran en México y 56 coinciden con los estados del distrito de cuencas Toluca-México-Puebla. Se debe esperar que varias especies nominales se reconozcan como sinónimos cuando se realicen revisiones posteriores (Pape 1996). Trabajos posteriores solo llegan a nivel de género enlistando 10 géneros recolectados en Durango y Texcoco (Flores *et al.* 2008; Flores 2009); 14 géneros recolectados en Torreón, Coahuila (García y Valdés 2012) y 20 géneros recolectados en la F.E.S. Iztacala (Morales, Rivera y Trejo 2019). En trabajos más recientes se han documentado nueve especies de sarcófagidos recolectados en la Ciudad de México y Jalisco (Molina *et al.* 2013; Pinto *et al.* 2011; Téllez 2018) y siete en Yucatán (Andrade *et al.* 2020). En el 2015 se realizó una actualización del catálogo de autoridades taxonómicas de los dípteros (Diptera: Insecta) de México, por el Dr. Sergio Ibáñez-Bernal, en donde registró tres subfamilias, 38 géneros y 210 especies; sin embargo, no se pudo acceder al listado al no ser público. En la Colección Nacional de Insectos del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México (IBUNAM) se encuentran ejemplares depositados ya identificados por el Dr. Thomas Pape (Cuadro 1).

Cuadro 1. Lista de los sarcófagidos en los trabajos de Souza (1946), Pape (1996), Molina *et al.* (2013), Téllez (2018) y los presentes en la Colección Nacional de Insectos, IBUNAM. Todos son registros en los estados que coinciden con el distrito de cuencas Toluca-México-Puebla.

Especies	Localidad	Referencia
<i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) alcedo</i> (Aldrich, 1916)	Cuernavaca, Morelos	Lopes 1946; Pape 1996
<i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) dampfi</i> (Hall, 1937)	Cuernavaca, Morelos	Lopes 1946; Pape 1996
<i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) prohibita</i> (Aldrich, 1916)	Chapultepec	Lopes 1946
<i>Blaesoxipha (Gigantotheca) cessator</i> (Aldrich, 1916)	Chapultepec, CDMX, Hidalgo, Tlaxcala	Lopes 1946; Pape 1996; IBUNAM
<i>Blaesoxipha (Gigantotheca) plinthopyga</i> (Wiedemann, 18330)	Cuernavaca, Morelos	Lopes 1946; IBUNAM
<i>Blaesoxipha (Protodexia) hunteri</i> (Hough, 1898)	Chapultepec	Lopes 1946

<i>Blaesoxipha (Speciosia) speciosa</i> (Lopes, 1946)	Chapultepec, CDMX, Hidalgo, Morelos	Lopes 1946; Pape 1996; IBUNAM
<i>Boettcheria praevolans</i> (Wulp, 1896)	Cuernavaca, CDMX	Lopes 1946; Pape 1996; IBUNAM
<i>Boettcheria similis</i> Lopes, 1946	Cuernavaca, Morelos	Lopes 1946; Pape 1996
<i>Helicobia neglecta</i> Lopes, 1946	Chapultepec, CDMX	Lopes 1946; Pape 1996
<i>Helicobia rapax</i> (Walker, 1849)	Chapultepec, CDMX, Estado de México	Lopes 1946; IBUNAM; Téllez 2018
<i>Oxysarcodexia afficta</i> (Wulp, 1896)	Cuernavaca, Morelos	Lopes 1946; Pape 1996
<i>Oxysarcodexia amorosa</i> (Schiner, 1868)	Cuernavaca	Lopes 1946
<i>Oxysarcodexia diana</i> (Lopes, 1933)	Cuernavaca, Morelos	Lopes 1946; Pape 1996
<i>Oxysarcodexia ochripyga</i> (Wulp, 1896)	Cuernavaca	Lopes 1946
<i>Oxysarcodexia omissa</i> Lopes, 1946	Chapultepec	Lopes 1946
<i>Oxysarcodexia perneta</i> (Walker, 1860)	Chapultepec, CDMX y Cuernavaca	Lopes 1946; Pape 1996
<i>Oxysarcodexia plebeja</i> Lopes, 1946	Cuernavaca	Lopes 1946; Pape 1996
<i>Oxysarcodexia ventricosa</i> (Wulp, 1896)	Chapultepec y Cuernavaca	Lopes 1946; Pape 1996
<i>Oxysarcodexia vittata</i> (Walker, 1836)	Cuernavaca	Lopes 1946
<i>Peckia (Euboettcheria) aequata</i> (Wulp, 1896)	Cuernavaca	Lopes 1946
<i>Peckia (Euboettcheria) volucris</i> (Wulp, 1896)	Cuernavaca	Lopes 1946
<i>Peckia (Pattonella) intermutans</i> (Walker, 1861)	Cuernavaca, Morelos	Lopes 1946; IBUNAM
<i>Peckia (Peckia) chrysostoma</i> (Wiedemann, 1930)	Cuernavaca	Lopes 1946
<i>Ravinia effrenata</i> (Walker, 1861)	Cuernavaca	Lopes 1946; Pape 1996
<i>Ravinia lherminieri</i> (Robineau-Desvoidy, 1830)	Chapultepec y Cuernavaca	Lopes 1946; Pape 1996
<i>Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides</i> (Aldrich, 1916)	Chapultepec y Cuernavaca	Lopes 1946; Téllez 2018; IBUNAM

<i>Tripanurga sulculata</i> (Aldrich, 1916)	Cuernavaca	Lopes 1946
<i>Archimimus longespinus</i> Lopes, 1988	CDMX	Pape 1996
<i>Archimimus turbatus</i> (Wulp, 1895)	Cuernavaca	Pape 1996
<i>Blaesoxipha (Abapa) deleta</i> (Wulp, 1895)	Michoacán, Tlaxcala	Pape 1996; IBUNAM
<i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) acridiophagoides</i> (Lopes y Downs, 1951)	CDMX	Pape 1996
<i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) aix</i> (Pape, 1994)	CDMX	Pape 1996
<i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) cerkyma</i> (Pape, 1994)	CDMX	Pape 1996
<i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) chillcotti</i> (Lopes, 1991)	CDMX	Pape 1996
<i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) ejuncida</i> (Pape, 1994)	Morelos	Pape 1996
<i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) gongros</i> (Pape, 1994)	CDMX	Pape 1996
<i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) minensis</i> (Lopes y Downs, 1951)	Querétaro	Pape 1996
<i>Blaesoxipha (Gigantotheca) mex</i> (Pape, 1994)	CDMX, Estado de México	Pape 1996; IBUNAM
<i>Blaesoxipha (Gigantotheca) mystica</i> (Pape, 1994)	Morelos	Pape 1996
<i>Blaesoxipha (Opsophyto) opifera</i> (Coquillett, 1892)	Morelos	Pape 1996
<i>Blaesoxipha (Protodexia) amblycoryphae</i> (Coquillett, 1904)	Michoacán	Pape 1996
<i>Boettcheria maerens</i> (Townsend, 1916)	CDMX	Pape 1996; IBUNAM
<i>Boettcheria similis</i> Lopes, 1946	Morelos	Pape 1996
<i>Eumacronychia sternalis</i> Allen, 1926	Michoacán	Pape 1996
<i>Lepidodexia (Eufletcherimyia) downsi</i> (Lopes, 1984)	Morelos	Pape 1996
<i>Lepidodexia (Notochaeta) mexicana</i> (Lopes, 1985)	Morelos	Pape 1996
<i>Metopia argyrocephala</i> (Meigen, 1824)	CDMX	Pape 1996
<i>Metopia perpendicularis</i> Wulp, 1890	Cuernavaca	Pape 1996
<i>Microcerella hypopygialis</i> (Townsend, 1915)	CDMX	Pape 1996
<i>Oxysarcodexia comparilis</i> (Reinhard, 1939)	CDMX, Morelos	Pape 1996

<i>Oxysarcodexia conclausa</i> (Walker, 1861)	Morelos	Pape 1996
<i>Oxysarcodexia cuernavaca</i> Dodge, 1966	Cuernavaca	Pape 1996
<i>Oxysarcodexia fraterna</i> (Lopes, 1946)	Cuernavaca	Pape 1996
<i>Oxysarcodexia similata</i> Lopes y Tibana, 1987	Morelos	Pape 1996
<i>Oxysarcodexia trivialis</i> (Wulp, 1896)	CDMX, Morelos, Puebla, Michoacán	Pape 1996; Lopes 1946; IBUNAM
<i>Ravinia anxia</i> (Walker, 1849)	CDMX, Hidalgo, Estado de México, Puebla	Pape 1996
<i>Ravinia dampfi</i> (Lopes, 1946)	CDMX, Hidalgo, Morelos	Pape 1996; Lopes 1946
<i>Ravinia derelicta</i> (Walker, 1853)	Michoacán	Pape 1996
<i>Ravinia errabunda</i> (Wulp, 1896)	CDMX, Hidalgo, Estado de México, Morelos, Puebla	Pape 1996; Lopes 1946
<i>Ravinia pectinata</i> (Aldrich, 1916)	Hidalgo	Pape 1996
<i>Ravinia pusiola</i> (Wulp, 1896)	CDMX, Morelos, Puebla, Tlaxcala	Pape 1996; Lopes 1946
<i>Ravinia sueta</i> (Wulp, 1896)	CDMX, Morelos	Pape 1996; Lopes 1946
<i>Ravinia tancituro</i> Roback, 1952	Estado de México, Morelos, Michoacán	Pape 1996
<i>Ravinia vagabunda</i> (Wulp, 1895)	CDMX, Estado de México, Morelos, Puebla, Michoacán	Pape 1996; Lopes 1946
<i>Retrocitomyia mexicana</i> Lopes, 1985	Morelos	Pape 1996
<i>Sarcophaga (Tolucamyia) marstoniana</i> (Dodge, 1965)	Estado de México	Pape 1996
<i>Sarcophaga (Tolucamyia) sigilla</i> Reinhard, 1947	Michoacán	Pape 1996
<i>Sarcophaga (Wohlfahrtiopsis) beeri</i> Dodge, 1966	Puebla	Pape 1996
<i>Spirobolomyia ohioensis</i> (Hall, 1927)	Tlaxcala	Pape 1996
<i>Tricharaea (Sarcophagula) tenuis</i> (Wulp, 1896)	Morelos	Pape 1996
<i>Tricharaea (Sarothromyia) indivisa</i> (Lopes, 1986)	Michoacán	Pape 1996
<i>Sarcophaga (Bercaea) africa</i> (Meigen, 1826)	CDMX, Hidalgo	Molina <i>et al.</i> 2013; IBUNAM
<i>Amobia floridensis</i> (Townsend, 1892)	Morelos	IBUNAM

<i>Blaesoxipha (Servaisia) uncata</i> (Wulp, 1896)	Morelos	
<i>Boettcheria mexicana</i> Lopes, 1950	Morelos	
<i>Brachicoma setosa</i> Coquillett, 1902	Morelos	
<i>Helicobia morionella</i> (Aldrich, 1930)	Morelos	
<i>Helicobia setinervis</i> Lopes, 1939	Morelos	
<i>Peckia (Euboettcheria) collusor</i> (Curran y Walley, 1934)	Puebla	
<i>Sphenometopa tergata</i> (Coquillett, 1915)	Morelos	
<i>Titanogrypa (Cucullomyia) pedunculata</i> (Hall, 1931)	Morelos	
<i>Tripanurga albicans</i> (Wiedemann, 1830)	Morelos	
<i>Tripanurga arizonica</i> (Parker, 1921)	Estado de México	
<i>Tripanurga aurea</i> (Townsend, 1917)	Morelos	
<i>Tripanurga villipes</i> (Wulp, 1895)	Tlaxcala	
<i>Udamopyga neivai</i> Lopes, 1940	CDMX	

2 JUSTIFICACIÓN

La familia Sarcophagidae tiene importancia ecológica, médica, pecuaria y forense, y es considerada una de las familias de dípteros más diversa. A pesar de ello no existe una clave taxonómica que permita su identificación. A su vez, la falta de trabajos taxonómicos y biológicos en el país imposibilita la aplicación legal en el ámbito forense que pueden tener y el manejo para controlar sus poblaciones y evitar daños a la salud o pérdida de ganado. Con el propósito de ampliar el conocimiento sobre la riqueza de sarcófagos en México, en este trabajo se recabará un listado de las especies presentes en el Distrito de cuencas Toluca-México-Puebla de la Faja Volcánica Transmexicana. Se integran datos morfológicos y moleculares con la ayuda del fragmento génico COI para delimitar las especies.

3 OBJETIVO GENERAL

- Contribuir al conocimiento de las especies necrófilas de la familia Sarcophagidae (Diptera), presentes en el distrito de cuencas Toluca-México-Puebla de la Faja Volcánica Transmexicana.

4. OBJETIVOS PARTICULARES

- Registrar las especies de sarcófagidos necrófilos presentes en el Distrito de cuencas Toluca-México-Puebla de la Faja Volcánica Transmexicana mediante la revisión del material disponible en colecciones nacionales y recolectas.
- Delimitar las especies registradas usando el marcador molecular COI e información morfológica.

5. METODOLOGÍA

5.1 Zona de estudio

La zona de estudio corresponde al distrito de cuencas Toluca-México-Puebla de la Faja Volcánica Transmexicana (FVT), región biogeográfica que se reconoce por poseer una compleja historia geológica y climática (Gámez *et al.* 2012), a la vez de contar con elementos faunísticos distintivos en muchos grupos.

5.2 Muestreo

Se realizaron recolectas en los estados de Michoacán, Guanajuato, Estado de México, Ciudad de México, Tlaxcala, Puebla, Hidalgo, Morelos y Querétaro, para poder representar la riqueza de sarcófagidos necrófilos en el distrito de cuencas Toluca-México-Puebla de la FVT (Cuadro 2). Así mismo se revisó material de colectas previas, presente en la Colección de Artrópodos de Referencia Forense del Laboratorio de Entomología Forense de la Facultad de Medicina.

Para la recolección se utilizó la metodología previamente estandarizada para el estudio de la fauna necrófila, utilizando trampas Van Someren-Rydon, red de mano y necrotrampas adaptadas del modelo descrito por Kozlov y Whitworth (2002). Las trampas etiquetadas fueron colocadas en ramas de árboles a una altura de 1 – 1.5 m para evitar ser dañadas por fauna del lugar. En cada sitio se colocaron de tres a cuatro necrotrampas, cada una contenía aproximadamente 150 g de cebo, el cual consistió en carne de cerdo *Sus scrofa* (Linnaeus, 1758) (codillo) (Figura 8). Las necrotrampas se dejaban en el sitio aproximadamente 15 días y solo se realizaba una recolecta por localidad. En investigaciones sobre sucesiones entomológicas se utiliza comúnmente a los cerdos porque la estructura de la comunidad entomológica y las velocidades de descomposición de sus restos y el de los humanos es similar (Rodríguez *et al.* 2015).

Cuadro 2. Sitios donde se realizaron recolectas y tipo de vegetación (INEGI 2016), el número entre paréntesis indica la localización del punto en el mapa de la figura 7.

Estado	Sitios	Altitud	Vegetación	Coordenadas	Fecha
Michoacán	Cerro San Andrés (1)	2952 msnm	Matorral espinoso y pastizal	19.8245831°N, - 100.551121°W	30 de septiembre al 29 de octubre de 2019
	Parque Nacional Rayón (2)	2423 msnm	Bosque pino	19.804766°N, - 100.187081°W	30 de septiembre al 30 de octubre de 2019
Querétaro	San Juan del Río (Barranca de cocheros) (3)	2115 msnm	Bosque pino-encino, agricultura, matorral	20.3325582°N, - 100.102923°W	30 de septiembre al 29 de octubre de 2019
Hidalgo	Parque Nacional El Chico, Mineral del Chico (4)	3090 msnm	Bosque pino-encino	20°10'58"N, 98°43'04"W	26 de noviembre al 12 de diciembre de 2018
	El Carmen Tizayuca (5)	2322 msnm	Bosque Pino, Agricultura	19°53'55"N, 98°57'08"W	13 de diciembre al 13 de enero de 2019
	Reserva de la Biósfera Metztlán (6)	1305 msnm	Matorral xerófilo	20.589574°N, 98.758585°W	30 de septiembre de 2019
Guanajuato	El Charco del Ingenio Jardín botánico y Área Natural Protegida (8)	2027 msnm	Matorral xerófilo y pastizal	20°55'03.92"N, 100°43'38.77"W	13 de septiembre al 5 de octubre del 2019
Estado de México	Río Hondito (7)	2750 msnm	Bosque de coníferas, agricultura	19°17'13.44"N, 99°27'03.45"W	3 de octubre al 8 de noviembre de 2018
	Sierra de Guadalupe San Francisco Coacalco (9)	2428 msnm	Bosque de coníferas	19°36'37"N, 99°05'20"W	14 de febrero al 14 de marzo de 2019

	Malinalco (Malikualli) (10)	1729 msnm	Selva baja caducifolia	18.9516212°N, - 99.4863908°W	1 de octubre al 10 de noviembre de 2019
	Metepec (11)	2570 msnm	Vegetación de ribera	19.270079 N, - 99.589149W	24 de agosto al 7 de septiembre de 2019
Ciudad de México	Chapultepec (12)	2310 msnm	Bosque pino-encino	19°24'37"N, 99°12'37"W	27 de noviembre al 17 de diciembre de 2018
	Jardín Botánico IBUNAM (13)	2320 msnm	Bosque templado	19°19'10.64"N, 99°11'36.74"W	31 de agosto de 2016 al 27 de marzo de 2017
	Cantera Oriente (14)	2299 msnm	Matorral xerófilo	19°19'13.70"N, 99°10'25.74"W	2 de junio de 2016 al 26 de junio de 2017
	San Gregorio, Ejidos Xochimilco (15)	2235 msnm	Humedal	19°16'22"N, 99°03'09"W	19 de noviembre al 9 de diciembre de 2018
Tlaxcala	Piedra Canteada (16)	2871 msnm	Bosque pino-oyamel	19°27'23"N, 98°36'01"W	13 de noviembre al 11 de diciembre de 2018
	La Malinche (17)	3117 msnm	Bosque pino-encino-oyamel	19°14'37"N, 97°59'27"W	13 de noviembre al 12 de diciembre de 2018
Morelos	Cuernavaca (18)	1439 msnm	Vegetación inducida	18°53'57.48"N, 99°13'43.79"W	24 de agosto al 7 de septiembre de 2019

Puebla	Cholula (Jardín etnobotánico Francisco Peláez) (19)	2142 msnm	Bosque encino	19°02'33.97"N, 98°18'05.18"W	13 de septiembre al 5 de octubre de 2019
	Chignahuapan (Parque Tulimán) (20)	2196 msnm	Bosque de pino-encino y oyamel	19.871389°N, 97.978416°W	1 de octubre de 2019
	Xicotepec (Mi Ranchito) (21)	1160 msnm	Selva alta perennifolia secundaria, pastizal cultivado, pastizal inducido, bosque mesófilo de montaña, bosque de ocozote, bosque de encino, bosque de encino-pino.	20.261071°N, 97.963985°W	30 de septiembre de 2019

La flora de la FVT puede afectar la distribución de las especies por lo que se cubrieron puntos con vegetación característica de los bosques templados, bosques tropicales caducifolios y subcaducifolios, los cuales conforman los tipos de vegetación que ocupaban la mayor área con cobertura vegetal en la FVT. Por otra parte, el pastizal inducido es actualmente el tipo de vegetación que tiene la mayor cobertura donde se registra una alta riqueza de especies; ya que los tipos de vegetación primaria han sido transformados por las actividades humanas (Suárez *et al.* 2013). Se cubrieron nueve de los 21 tipos de vegetación registrados en el distrito de cuencas Toluca-México-Puebla de la FVT (INEGI 2016), los cuales conforman la mayor área de cobertura vegetal; esto debido a la accesibilidad y vigilancia de los sitios para evitar la desaparición de las trampas (Figura 7).

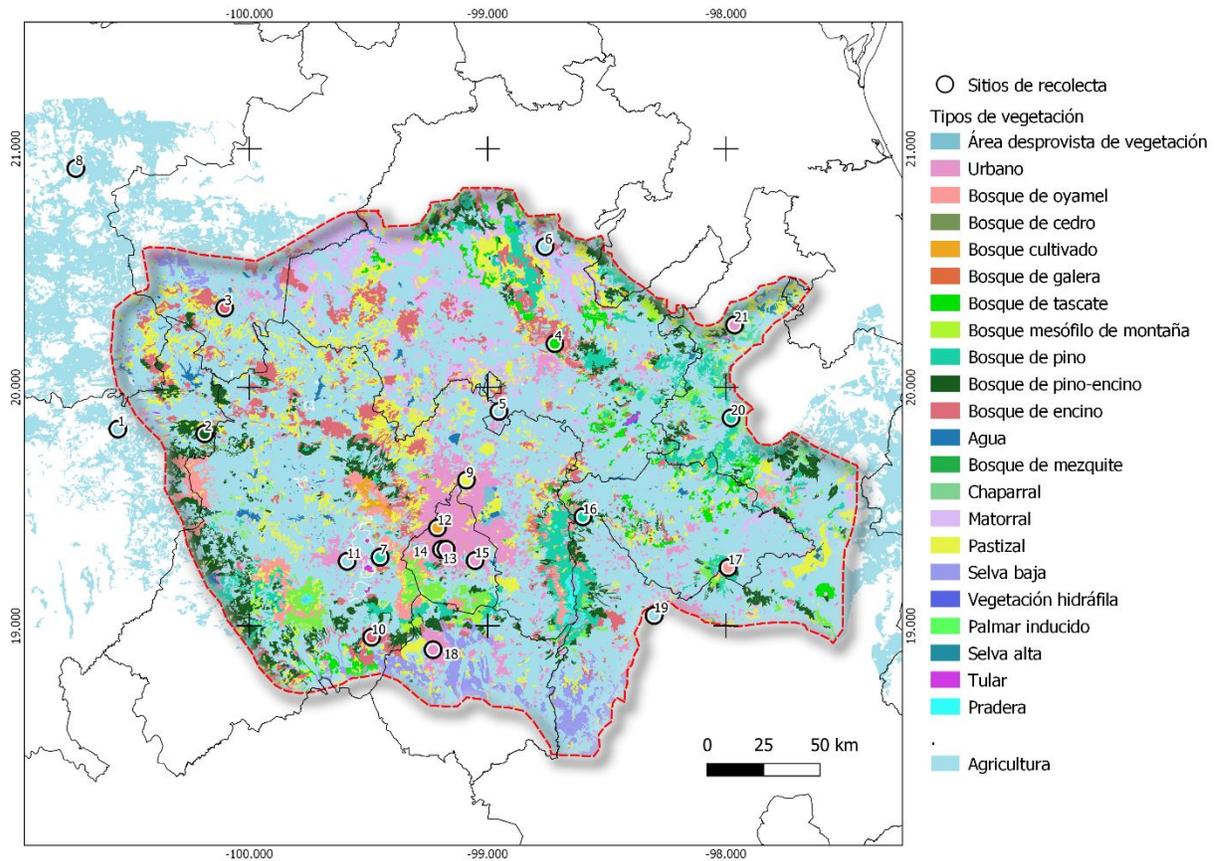


Figura 7. Mapa del distrito de cuencas Toluca-México-Puebla de la FVT. Sitios donde se realizaron recolectas en donde se resalta el tipo de vegetación de cada uno.

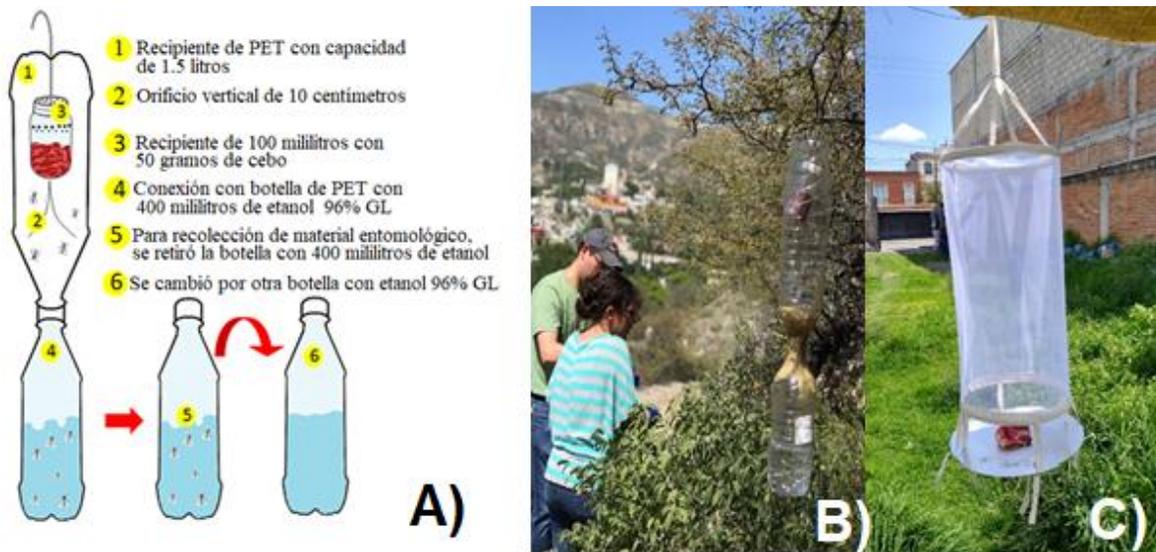


Figura 8. Trampas que se utilizaron para la recolección de sarcófagidos. A) y B) Necrotrampa adaptada del modelo descrito por Kozlov y Whitworth (2002) (tomado de Téllez (2018)). C) Trampa Van Someren-Rydon.

5.3 Identificación taxonómica

En el laboratorio de Entomología Forense (Facultad de Medicina, UNAM), se realizó una separación por morfotipos y un sexado según las características morfológicas visibles como la coloración del tórax y las líneas longitudinales que presentan; por lo que se tuvieron morfotipos de machos y de hembras. Para la identificación taxonómica de los machos a nivel de especie, se extrajeron los terminalia de los organismos (tres organismos por morfotipo). Para ello se dejaron reposando 10 minutos en reblandecedor (etanol al 100%, bencina y ácido etil acético) y con ayuda de una aguja de disección se extrajeron los terminalia, posteriormente se dejaron 12 horas en KOH al 10% para digerir el tejido y finalmente se fotografiaron directamente con ayuda de un microscopio estereoscópico marca *Leica* serie S8APO con cámara *Leica* MC170 HD integrada. Se tomaron alrededor de 10 fotografías por terminalia en vista lateral, en donde cada una enfocó una zona diferente para posteriormente sobreponerlas y editarlas con el programa Adobe Photoshop CS6 (Knoll 2012).

Para la identificación morfológica, se utilizaron las claves taxonómicas de Buenaventura *et al.* (2009), McAlpine *et al.* (1987), Pinto *et al.* (2015) y Vairo *et al.* (2011). Las identificaciones fueron corroboradas por la Dra. Eliana Buenaventura quien es experta en la familia.

Los organismos fueron montados en alfileres entomológicos y se tomó el tejido para la extracción de DNA (tres por morfotipo de machos y hembras) mediante el procedimiento de toma de tejido para ejemplares de la Colección de Artrópodos de Referencia Forense (CARF-UNAM), el cual consiste en retirar la primera y segunda pata del lado derecho del organismo con pinzas esterilizadas. El tejido se colocó en un criovial con etanol al 96° GL y se mantuvo a 4°C (Ortiz 2017). Los especímenes fueron depositados en la CARF-UNAM donde cuentan con un número de catálogo.

Para la observación de los ejemplares se utilizó un microscopio estereoscópico marca *Leica* serie EZ4.

5.4 Extracción de DNA

En el laboratorio de Entomología Forense (Facultad de Medicina, UNAM), se llevó a cabo la extracción de DNA, así como la amplificación de un fragmento 5' del gen COI.

Para la extracción se siguió el protocolo de extracción salina de Sambrook *et al.* (1989), modificado por Ornelas *et al.* (2014). Se colocaron una o dos patas en tubos de 1.5 ml, posteriormente se adicionaron 500 µL de buffer HOM y 15 µL de

proteínasa K. Se dejaron incubar aproximadamente 15 horas a 56°C en un *Thermo Shaker* marca ALLSHENG modelo MS-100.

Después de incubar, se adicionaron 500 µL de cloruro de sodio y 300 µL de cloroformo y se procedió a agitar suavemente por 15 minutos. Inmediatamente se colocó en la centrífuga durante 10 minutos a 10, 000 rpm para recuperar el sobrenadante en un nuevo tubo de 1.5 ml, posteriormente se le adicionaron 600 µL de etanol absoluto para volver a centrifugar durante 10 minutos a 13, 000 rpm. Se removió el sobrenadante y se agregaron 500 µL de etanol al 70%, se centrifugó nuevamente durante 10 minutos a 13, 000 rpm para retirar el sobrenadante, éste último paso se repitió dos veces. Finalmente se dejó secar el pellet a 60°C en el *Thermo Shaker* y se resuspendió el DNA en 20 µL de agua.

5.5 Amplificación y secuenciación

Se realizó una reacción en cadena de la polimerasa (PCR) para amplificar un fragmento del gen COI, se utilizaron los *primers* LCO1490 (59-GGTCAACAAATCATAAAGATATTGG-39) y HCO2198 (59-TAACTTCAGGGTGACCAAAAATCA-39) (Folmer *et al.* 1994).

La mezcla de reacción por muestra consistió en: 2 µL *Buffer* a una concentración 1X, el cual tiene incluidos dNTPs a una concentración de 1 mM y MgCl₂ a 3 mM. 0.2 µL de los *primers* LCO y HCO a una concentración de 0.2 µM, 0.15 µL de Biolasa Taq polimerasa de Bioline a una concentración de 0.05 U/ µL y 2 µL de DNA. Las reacciones se hicieron en un volumen final de 10 µL.

Las condiciones para la PCR consistieron en: desnaturalización a 95 °C por 4 min, 30 ciclos a 95 °C por 35 segundos, hibridación a 50 °C por 40 segundos y extensión a 72 °C por 40 segundos, posteriormente un tiempo de elongación final a 72 °C por 5 minutos, y al final la reacción se mantuvo a 11°C, todo ello en un termociclador marca DLAB TC modelo 1000-G.

Finalmente se realizó electroforesis en gel de agarosa al 1% para visualizar los fragmentos de DNA en una cámara marca Labnet modelo E1015-10 con fuente de poder marca ENDURO modelo E0303.

Se amplificaron exitosamente 363 muestras que fueron enviadas a Macrogen para su secuenciación con el *primer* LCO.

5.6 Análisis de secuencias

Se revisaron y limpiaron las secuencias con ayuda del software FinchTV v.1.4. (Geospiza Inc. 2004-2006), la calidad de los cromatogramas se verificó de manera

visual eliminando el inicio y el final de la secuencia donde se veían múltiples picos de señalización y donde decaía la señal respectivamente. Aquellas secuencias que presentaron señales superpuestas fueron eliminadas, así como las que presentaban *indels* o codones de *stop*. Se examinó base por base, tomando en cuenta que el valor de calidad de cada una de ellas fuera mayor a 30 (número que se utiliza para evaluar la precisión de cada base en una secuencia de DNA). Los casos en los que existía la presencia de un nucleótido indeterminado marcado con una “N”, se corrigieron según el propio criterio observando los picos que muestra el cromatograma, en caso de no ser claro se dejaba la N.

Posteriormente se llevó a cabo el alineamiento con ayuda del software Mega X 10.1.8 (Kumar *et al.* 1993) y el algoritmo de MUSCLE. La identidad de cada secuencia se verificó utilizando el algoritmo BLAST y se incluyeron como referencia aquellas secuencias que presentaban el mayor porcentaje de identidad del sitio web del Centro Nacional de Información Biotecnológica (NCBI). Como grupo externo se agregó una secuencia de la familia Tachinidae, Calliphoridae, Muscidae, dos secuencias de Anthomyiidae, tres de la subfamilia Miltogramminae y tres de la subfamilia Paramacronychiinae.

Se realizó una selección del modelo de sustitución de nucleótidos que mejor se ajusta a los datos a partir del criterio de AICc con ayuda del software jModelTest 2.1.10 (Darriba *et al.* 2012; Guindon y Gascuel 2003). Para ello se calculó la verosimilitud para cada grupo, teniendo en cuenta las frecuencias y las tasas de variación (invariantes y gamma), con 11 esquemas de sustitución, para evaluar 88 modelos en total. En este caso, el modelo encontrado por jModelTest fue TPM2uf+I+G.

5.7 Análisis filogenéticos

Se llevaron a cabo métodos filogenéticos como una evidencia adicional para evaluar la formación de grupos monofiléticos por las secuencias de una misma MOTU. El análisis filogenético se llevó a cabo con el método de Máxima Verosimilitud con el programa RAxML 7.2.6 (Stamatakis 2014) en la plataforma CIPRES (Miller *et al.* 2010), evaluando el soporte de los clados por medio de *bootstrap* con 1, 000 réplicas y con el model GTR gamma más sitios invariables. Además, se llevó a cabo la estimación por medio de Inferencia Bayesiana usando MrBayes (Huelsenbeck y Ronquist 2001; Ronquist y Huelsenbeck 2003). Para ello, primero se dividieron en tres grupos los 614 pares de bases, en donde el primer grupo corresponde a la posición número uno de los codones y así sucesivamente con lo demás grupos, todo ello con ayuda del programa PAUP (Swofford 1998). Posteriormente con ayuda del programa PHYML (Guindon y Gascuel 2003) se buscó el mejor modelo evolutivo de cada grupo a partir del criterio de AICc. El grupo uno y tres tuvieron un $nst = seis + gamma$ y el grupo dos un $nst = 2$. Finalmente, para el análisis bayesiano se

hicieron dos corridas simultáneas con 10 millones de generaciones. Durante las corridas, los árboles fueron muestreados cada 1, 000 generaciones. Las distribuciones de probabilidad posterior de los valores estimados para cada parámetro salidos de MrBayes (Huelsenbeck y Ronquist 2001; Ronquist y Huelsenbeck 2003) se examinaron con Tracer v1.7.1 (Rambaut y Drummond 2009) para verificar la convergencia de los parámetros. Las probabilidades posteriores de clados se obtuvieron sobre la base consenso del 50% después de excluir el 20% inicial. Cada árbol terminado fue visualizado y editado con el programa Figtree v1.3.1 (Rambaut 2009).

5.8 Delimitación de especies

Se calcularon las distancias genéticas en Mega X 10.1.8 (Kumar *et al.* 1993), se realizó un análisis de Bootstrap con 1, 000 réplicas, aplicando el modelo de Tamura-Nei incluyendo transiciones y transversiones, con una distribución Gamma de 0.49, un patrón entre linajes heterogéneo y eliminación por pares. El porcentaje que se tomó en cuenta para delimitar las especies fue del 2.3% (Papadopoulou *et al.* 2010), aquellas que presentaban una distancia menor a ella se consideraron como la misma especie.

Se obtuvo un árbol de Neighbor Joining, aplicando los parámetros anteriores y empleando un análisis de soporte estadístico Bootstrap con 1, 000 réplicas con fines exploratorios para comprobar y evaluar la fiabilidad de las agrupaciones generadas, así como el posible hallazgo de variación en un mismo morfoespecie. De ser el caso se incluían más secuencias de dicho morfoespecie. Valores mayores o iguales a 70 se corresponden con una probabilidad igual o mayor al 95% de que el clado o nodo sea real. De esta manera, se comprueba la fiabilidad de cada una de estas agrupaciones y, por tanto, la robustez de los métodos. El árbol resultante se utilizó para comparar los métodos de delimitación de especies (GMYC, distancias genéticas y morfología).

Para poder realizar el método de GMYC (Pons *et al.* 2006) se debe de contar con un árbol ultramétrico, por lo que se estimaron las edades de los nodos y las tasas de sustitución basados en un reloj relajado lognormal no correlacionado en BEAST v1.10.4 (Drummond *et al.* 2012), utilizando el modelo de sustitución TN93 con una distribución gamma de cuatro categorías, sitios invariables y tres particiones. El largo de la cadena fue de 30, 000, 000 registrando los parámetros cada 1, 000 generaciones. El parámetro para calibrar el árbol fue la tasa de mutación, al establecer una distribución gamma, con media de 0.0116 y una desviación estándar de 0.0009, lo que permitió incluir un 95% de la distribución entre los valores 0.009661 y 0.0136.

El archivo generado (.log) fue analizado en Tracer v1.7.1 (Rambaut y Drummond 2009), para confirmar la convergencia, el tamaño efectivo de la muestra, y para calcular el promedio y el intervalo incluido en el 95% de la credibilidad de la densidad posterior para los tiempos de divergencia. Se eliminó el 20% de los árboles generados en BEAST V1.10.4 (Drummond *et al.* 2012) y se generó un árbol consenso con el programa TreeAnnotator v1.7.4 (Rambaut y Drummond 2010). El resultado se incorporó para el análisis de GMYC (Pons *et al.* 2006) que se realizó en R (RStudio Team 2020). El árbol resultante fue editado en Fig Tree v1.3.1 (Rambaut 2009).

El análisis ABGD (Puillandre *et al.* 2011) se realizó en el servidor web <http://www.abi.snv.jussieu.fr>, seleccionando la distancia JC69 y usando los parámetros por defecto de ancho relativo de la brecha 1.5, Pmin = 0.001, Pmax = 0.1, pasos = 10 y número de compartimentos = 20. Para este estudio solo se hará referencia a la partición primaria, debido a que la segunda partición tiende a sobrestimar el número de agrupaciones. Se tomó como parámetro una distancia genética de 2.15%, ya que son los valores en donde se encontró el mayor número de especies.

Los métodos de delimitación de especies se integraron identificando casos en los que existía congruencia entre morfología y alguno de los tres métodos de delimitación molecular (Padial *et al.* 2010). En caso de la presencia de un conflicto se revisó si la morfología presentaba la suficiente información para resolverlo. Además, se relacionaron hembras que no pudieron ser identificadas con machos para así lograr su identificación y delimitación.

6. RESULTADOS

6.1 Muestreo

Se analizaron 671 ejemplares de la familia Sarcophagidae, todos ellos pertenecientes a la subfamilia Sarcophaginae; el sitio con mayor abundancia es la Cantera Oriente cuya vegetación es matorral, mientras que los que cuentan con un menor número de ejemplares son Metepec y Río Hondito, Estado de México, cuya vegetación es de ribera y bosque de coníferas respectivamente.

Las necrotrampas capturaron un mayor número de hembras que de machos. Del total, las hembras corresponden al 62% y 38% de machos. En Río Hondito y Barranca de Cocheros solo se obtuvieron hembras, mientras que en San Miguel de Allende se capturaron solo machos (Figura 9 y 10).

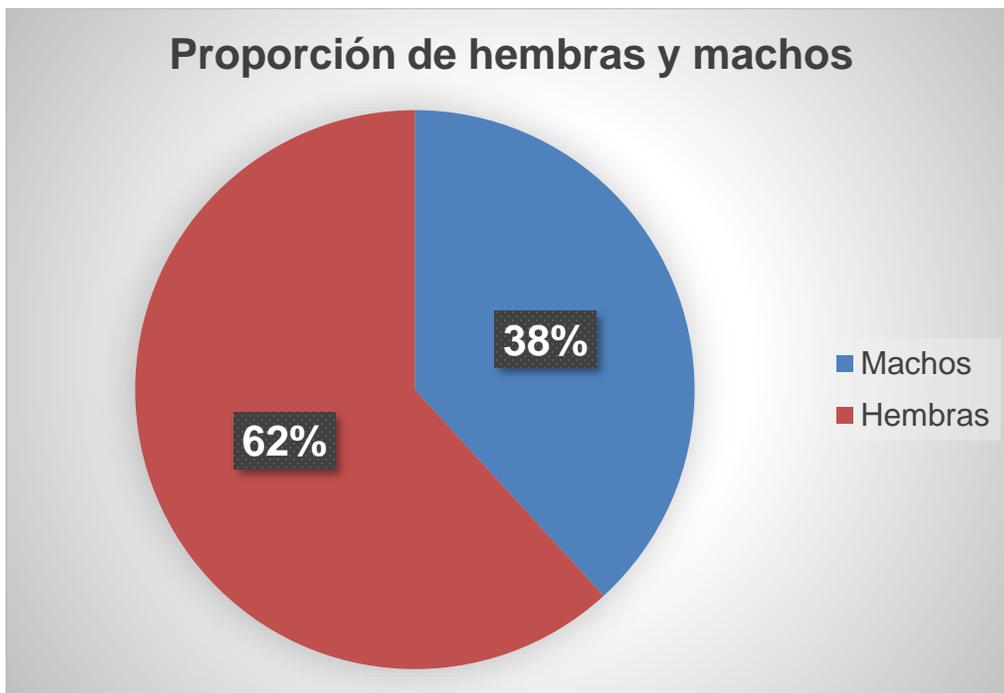


Figura 9. Proporción de hembras y machos en donde se observa que se obtuvieron una mayor cantidad de hembras que de machos.

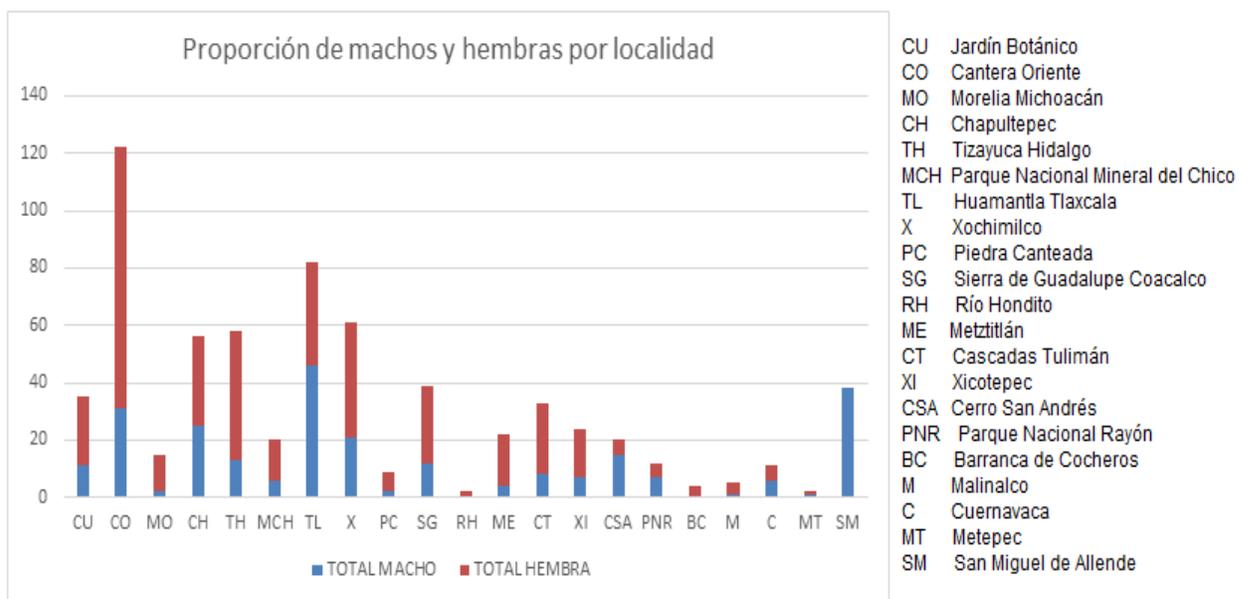


Figura 10. Proporción de machos y hembras por localidad, en donde se observa que dos sitios (Río Hondito y Barranca de Cocheros) solo cuentan con hembras y San Miguel de Allende solo con machos. Así mismo, el lugar con mayor abundancia es la Cantera Oriente.

6.2 Identificación morfológica

De los 671 ejemplares recolectados, 417 fueron hembras y 254 machos. La identificación morfológica se basó en atributos de la terminalia masculina por lo que solo se identificaron los machos, de los cuales se reconocieron 34 especies más cinco que solo se asignaron a nivel de género y dos que se asignaron presuntivamente a especie.

Se reconocieron nueve géneros; de las cuales, siete especies pertenecen a *Blaesoxipha*, ocho a *Ravinia*, tres al género *Boettcheria*, *Peckia*, y a *Tripanurga* respectivamente, seis a *Oxysarcodexia*, cuatro a *Sarcophaga*, una a *Titanogrypa* y dos a *Helicobia*. El género *Oxysarcodexia* es el que tiene mayor número de ejemplares (189) y *Titanogrypa* el que menos con solo uno (Figura 11).

La especie que se encuentra en más localidades y que presenta un mayor número de ejemplares es *Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides* localizada en 13 de los 21 sitios en donde se realizaron la recolectas. Le sigue *Oxysarcodexia trivialis*, localizada en 10 sitios, con vegetación predominante de bosque de pino-encino. En contraste con 15 especies que solo se encuentran en una localidad, por ejemplo, *Blaesoxipha (Abapa) deleta* (Figura 12). Las especies encontradas en cada localidad están enlistadas en el anexo (Cuadro 4).

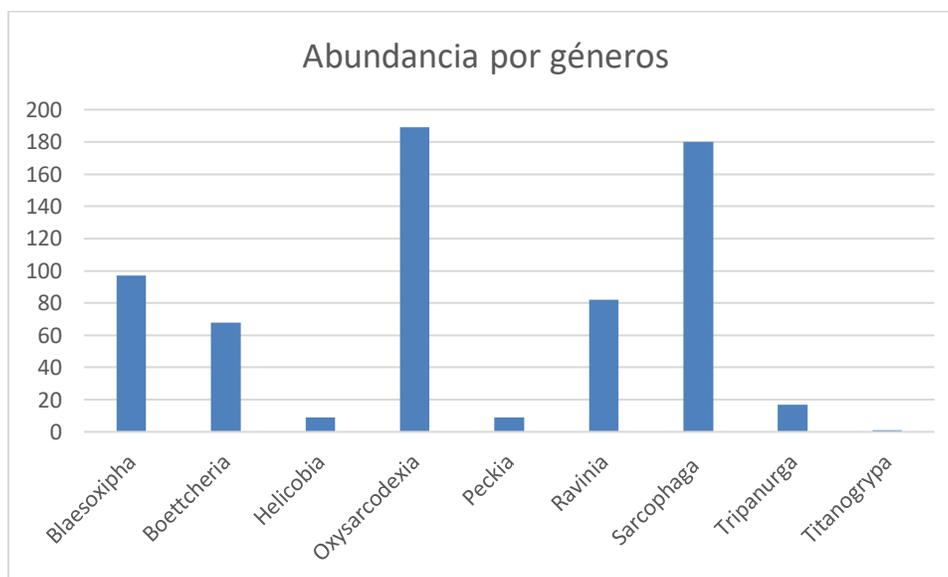


Figura 11. Abundancia de organismos a partir de la identificación con ambos datos. por géneros. *Oxysarcodexia* (n=189) y *Titanogrypa* (n=1).

6.3 Análisis moleculares y filogenéticos

Se analizaron 363 secuencias de DNA con una longitud de 614 pares de bases (COI) que inician en el sitio 1506 del genoma mitocondrial. Las secuencias pertenecían a hembras y machos. Se incorporaron 32 secuencias de referencia descargadas de Gen Bank para poder realizar la comparación. El árbol resultante de máxima verosimilitud e inferencia Bayesiana coincidieron en su topología y ambos tuvieron valores de soporte de ramas (Bootstrap) significativos mayores a 85% que sustentan la formación de 74 MOTU's monofiléticos (Figura 59 y 60). De las 363 secuencias se lograron reconocer 33 especies más dos que solo pudieron asignarse a nivel de género y seis asignadas presuntivamente a especie.

Al unir la información morfológica y molecular se tiene un total de 36 especies reconocidas más seis identificadas a nivel de género y ocho asignadas presuntivamente a especie. No todas las especies están sustentadas con la misma información ya que, tres especies, una a nivel de género, y cinco especies presuntivas están sustentadas con evidencia molecular únicamente y corresponden a ejemplares hembras y tres especies, cuatro a nivel de género y una especie presuntiva se sustentan con evidencia morfológica únicamente y corresponden a machos exclusivamente. El resto cuenta con ambos tipos de datos y corresponden a ambos sexos (cuadro 3).

6.4 Delimitación de especies

En el árbol de NJ se formaron 74 MOTU'S bien sustentados, de los cuales 33 corresponden a secuencias de referencia de Gen Bank. A partir de éste se realizó una comparación de los métodos de delimitación de especies: ABGD, GMYC y distancias genéticas con datos morfológicos. En este trabajo se compararon cuatro métodos de delimitación de especies (Figura 13).

Existieron pocos casos de incongruencia entre los cuatro métodos de delimitación de especies que se analizaron en este trabajo. De los 41 MOTU'S que se recuperaron con base en la evidencia molecular en el árbol filogenético tanto de máxima verosimilitud como el de inferencia Bayesiana, el análisis de delimitación de GMYC, obtuvo 53 especies con un intervalo de confianza de 39-67. El análisis separa en dos clados la agrupación que se forma de *Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides* y *O. bakeri*; en cuatro a *O. trivialis*; en dos a la especie cuatro y *Boettcheria praevolans*, y una a *Peckia (Euboettcheria) trejosi* con *P. australis*. Este método de delimitación fue el más incongruente con los demás. El árbol resultante se encuentra en el anexo (Figura 58).

Con ABGD se tomó como parámetro una distancia genética de 2.15% y se encontraron 40 MOTU'S, una *S. arno* y *S. (Bercaea) africa*, lo que coincidió con el

método de distancia genética del 2.3%. También una *Boettcheria litorosa* y *B. mexicana*, de igual forma *R. acerba* con la especie tres y *R. pusiola*. Otras especies que una son *R. stimulans* y *R. derelicta*; y *O. cingarus* con *O. ventricosa*. Con este método varias especies se unen, sin embargo, sus características morfológicas las separan con claridad.

Con distancia genética del 2.3% se encontraron 48 MOTU'S, ya que de igual manera una *S. arno* y *S. (Bercaea) africa*, se divide en dos la especie cuatro, y también divide a *R. stimulans* y *O. bakeri*. A pesar de ello, se unen menos especies y lo hace más armonioso con los demás métodos de delimitación.

Por último, con morfología se recuperan 32 OTU'S ya que se une a la especie tres con *R. acerba* considerándola la misma especie y no se tienen los terminalia de todos los organismos presentes en el árbol al solo contar con ejemplares hembra, por lo que esos individuos no fueron tomados en cuenta para la delimitación morfológica.

Cuadro 3. Listado de las especies registradas en el distrito de cuencas Toluca-México-Puebla. La última columna representa las abreviaturas mostradas en la figura 12.

Tipo de evidencia	Especie	Abreviatura
Evidencia molecular	<i>Helicobia rapax</i>	HER
	Especie 4	Esp. 4
	<i>Peckia chrysostoma</i> (<i>Peckia</i>)	PC
	Especie 6, <i>Boettcheria</i>	Esp. 6
	Especie 7	Esp. 7
	Especie 8	Esp. 8
	Especie 9	Esp. 9
	Especie 11	Esp. 11
	<i>Ravinia anxia</i>	RAA
Evidencia morfológica	<i>Blaesoxipha kellyi</i> (<i>Kellymyia</i>)	BLK
	<i>Blaesoxipha speciosa</i> (<i>Speciosia</i>)	BLS
	Especie 5	Esp. 5
	Especie 12, <i>Ravinia</i>	Esp. 12
	Especie 13, <i>Tripanurga</i>	Esp. 13
	Especie 14, <i>Blaesoxipha</i>	Esp. 14
	Especie 10, <i>Boettcheria</i>	Esp. 10
	<i>Titanogrypa placida</i> (<i>Cucullomyia</i>)	TCP
	<i>Tripanurga aurea</i>	TA

Evidencia morfológica y molecular	<i>Blaesoxipha (Gigantotheca) aff. cessator</i>	AffBLC
	<i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) dampfi</i>	BLD
	<i>Blaesoxipha (Abapa) deleta</i>	BLDe
	<i>Blaesoxipha aff. mex</i>	AffBLM
	<i>Blaesoxipha (Gigantotheca) plinthopyga</i>	BLP
	<i>Boettcheria maerens</i>	BoetMa
	<i>Boettcheria mexicana</i>	BoetM
	<i>Boettcheria praevolans</i>	BoetP
	<i>Helicobia morionella</i>	HM
	Especie 1, <i>Blaesoxipha</i>	Esp. 1
	Especie 2	Esp. 2
	<i>Ravinia acerba</i>	Esp. 3
	<i>Sarcophaga (Neobellieria) aff. longisterna</i>	AffNL
	<i>Oxysarcodexia bakeri</i>	OB
	<i>Oxysarcodexia conclausa</i>	OXC
	<i>Oxysarcodexia diana</i>	Odi
	<i>Oxysarcodexia perneta</i>	OXP
	<i>Oxysarcodexia trivialis</i>	OXT
	<i>Oxysarcodexia ventricosa</i>	OXV
	<i>Peckia (Pattonella) intermutans</i>	PEI
	<i>Peckia (Euboettcheria) trejosi</i>	PET
	<i>Ravinia dampfi</i>	RDA
	<i>Ravinia derelicta</i>	RAD
	<i>Ravinia aff. effrenata</i>	AffRE
	<i>Ravinia lherminieri</i>	RAL
	<i>Ravinia pusiola</i>	RAP
	<i>Ravinia stimulans</i>	RAS
	<i>Sarcophaga (Bercaea) africa</i>	SAA
	<i>Sarcophaga (Liosarcophaga) dux</i>	SAD
	<i>Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides</i>	SAS
<i>Tripanurga aff. albicans</i>	AffTAI	
<i>Tripanurga aff. sulculata</i>	AffTSu	

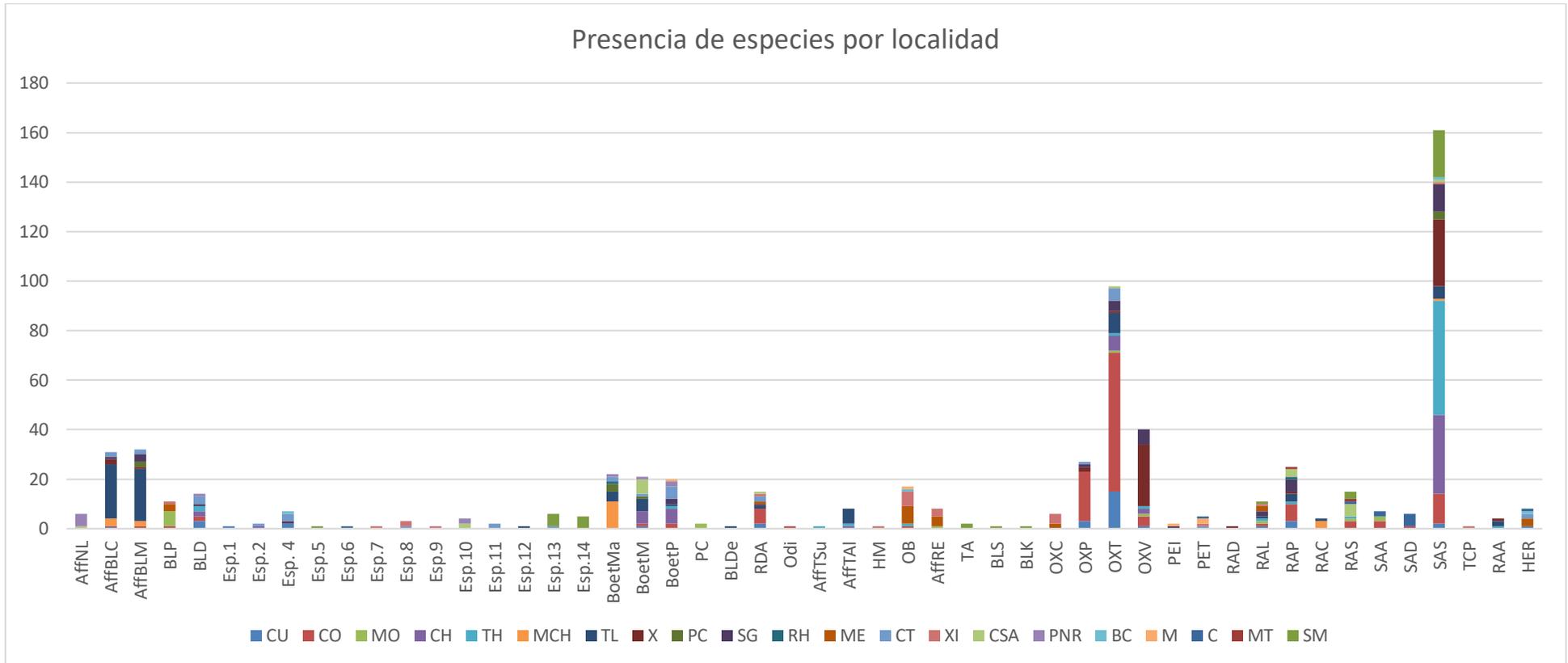
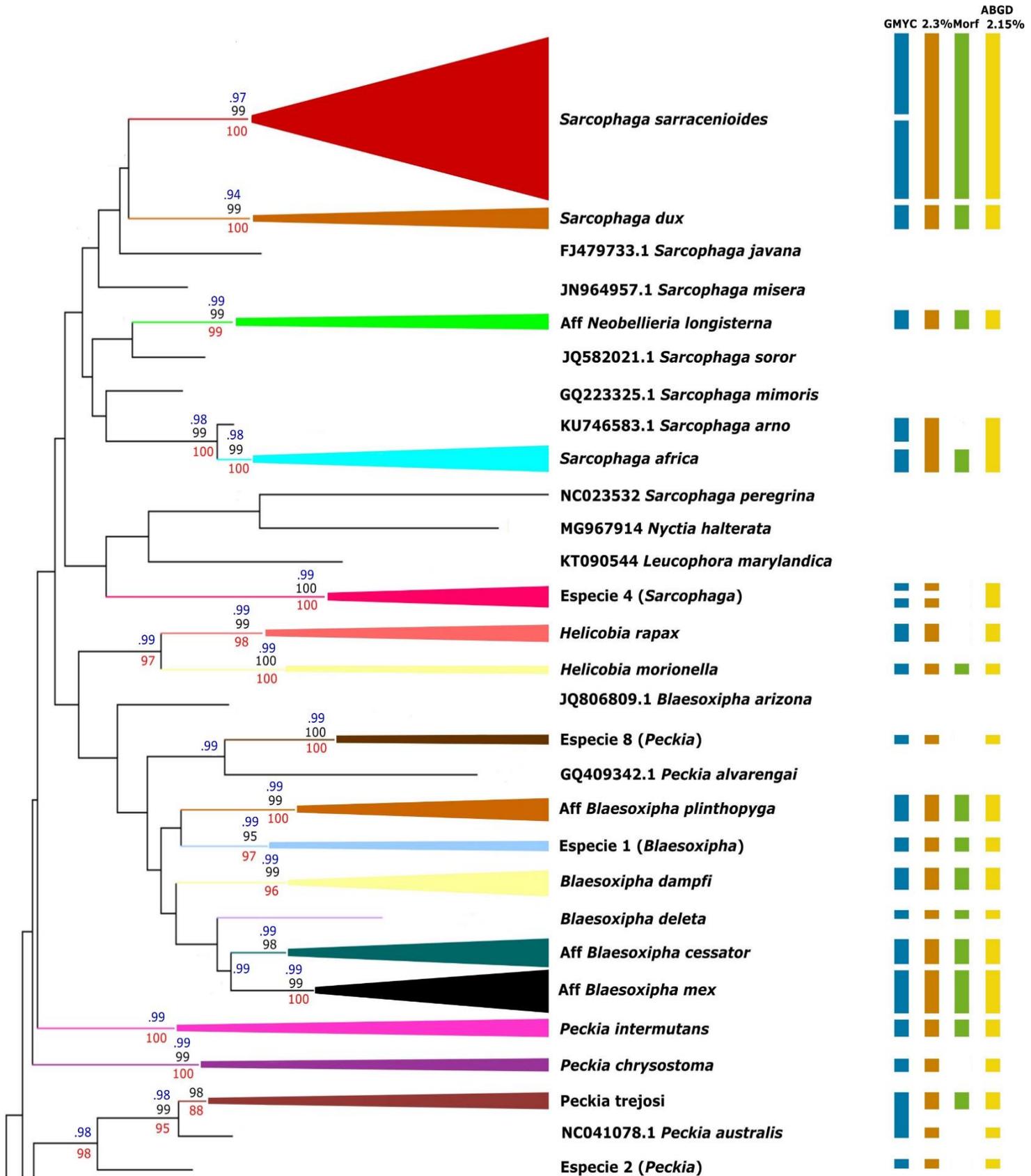
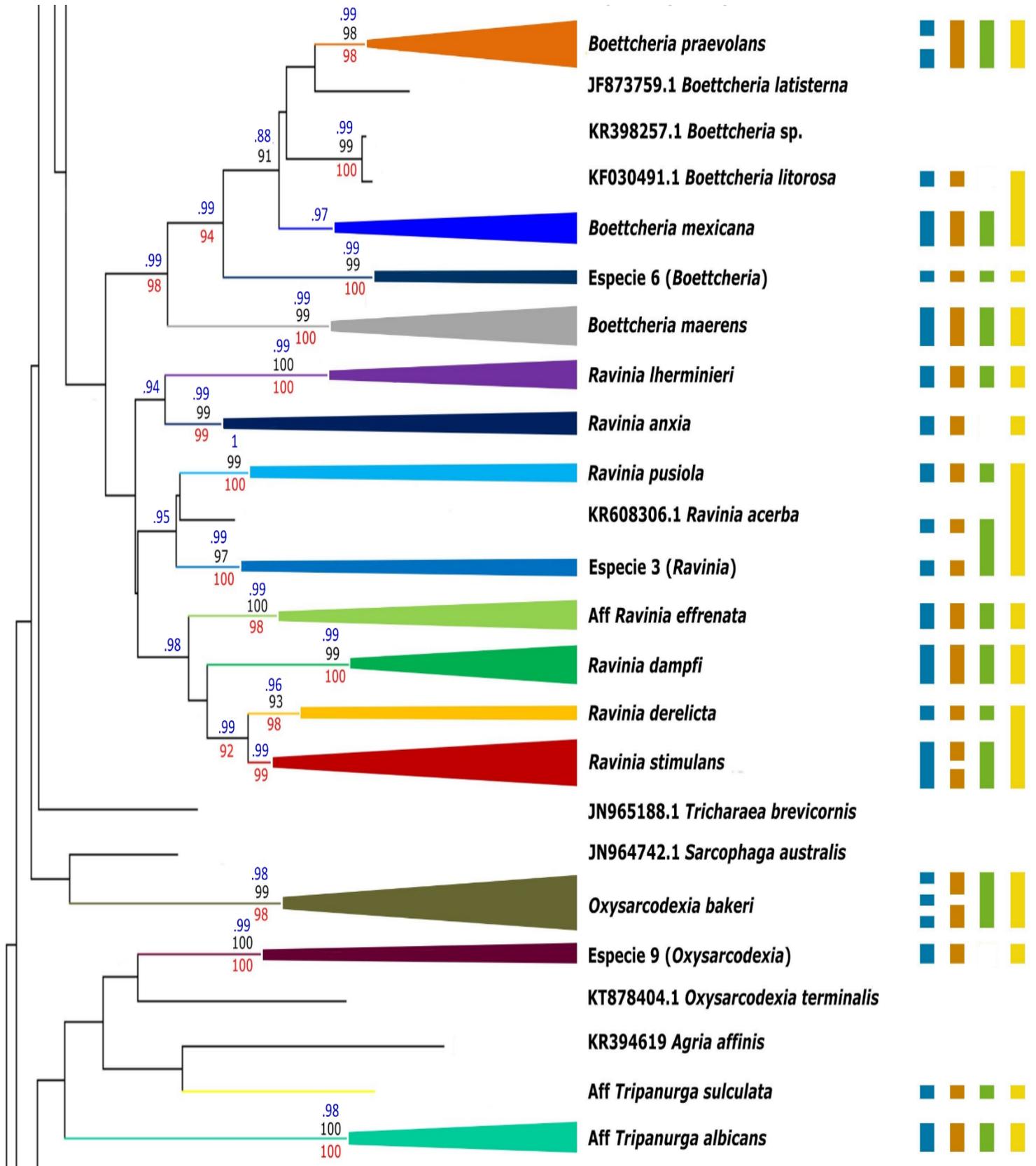


Figura 12. Presencia de especies por localidad en donde se observa que la especie que se encuentra en más localidades es *Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides*, el significado de las abreviaturas se puede consultar en el cuadro tres.





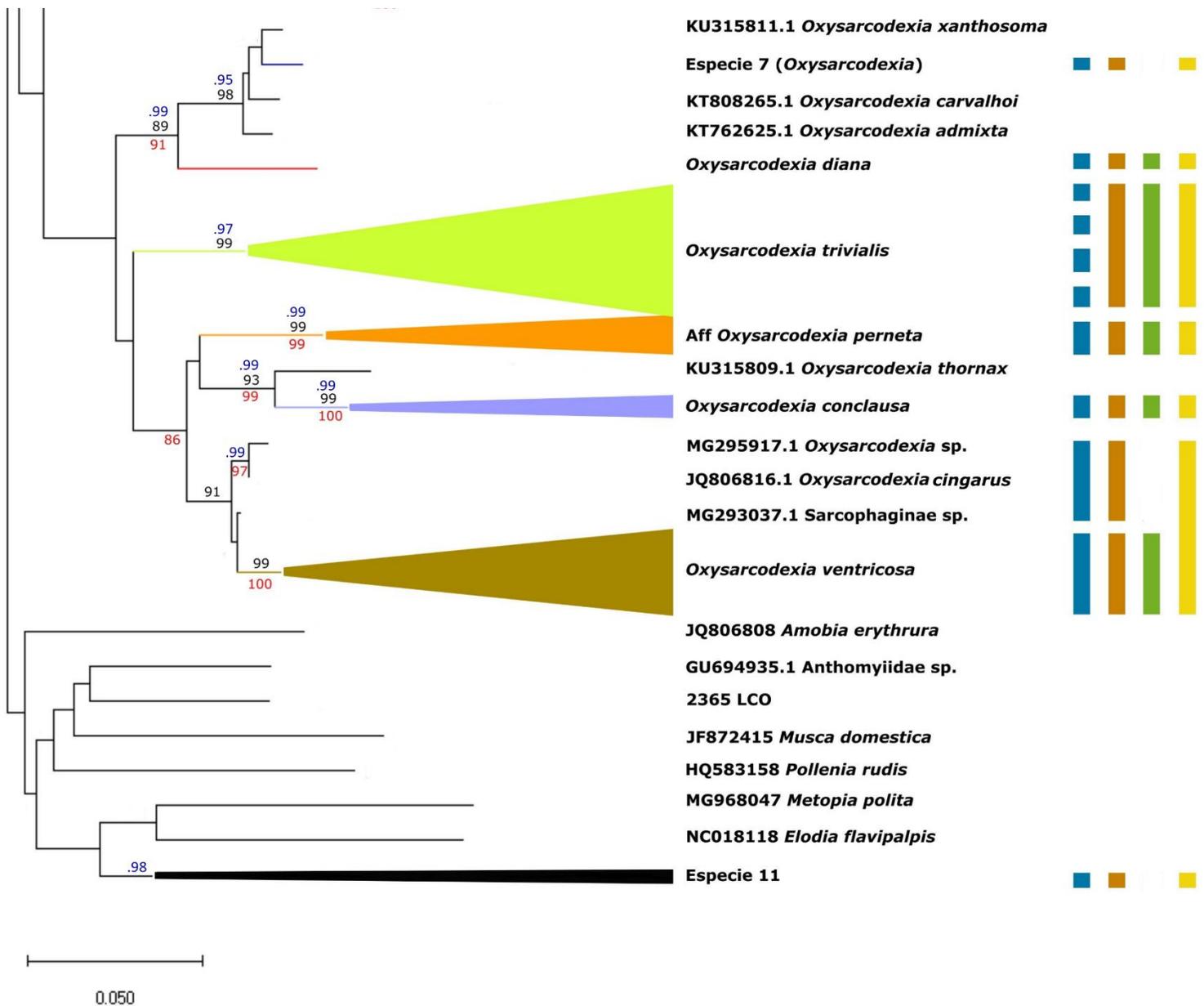


Figura 13. Árbol de *Neighbor Joining* donde se realizó una comparación de los métodos de delimitación de especies: ABGD, GMYC, distancias genéticas y morfología. De los 41 MOTU'S que contaban con evidencia molecular, con el análisis de delimitación de GMYC, se obtuvieron 53; con ABGD se encontraron 40 MOTU'S, con distancia genética fueron 48 y con morfología 32. Los números de soporte de color negro son de *bootstrap*, los rojos de máxima verosimilitud y los azules del método bayesiano.

A continuación, se presentan las especies identificadas con sus características diagnósticas, biología y distribución.

***Blaesoxipha* Loew, 1861**

Diagnosis. Arista plumosa, tórax con tres sedas dorsocentrales postsuturales y sedas acrosticales presuturales distintas. Vena R₁ desnuda dorsalmente. Abdomen con tres manchas que pueden fusionarse en tres franjas longitudinales, o abdomen para algunas especies casi completamente gris. Parte media de la pared postalar sedosa. Fémur II con ctenidio apical posteroventral. Con sedas escutelares apicales. Cercos en machos característicamente doblados. Terminalia casi escondidos debajo de T5 y púas cercales muy pequeñas dobladas hacia atrás y a menudo terminando en un pequeño gancho. El último esternito del abdomen de la hembra alargado, ST7 y ST8 fusionadas formando un ovipositor ovalado (Buenaventura *et al.* 2009; Pekbey y Hayat 2013).

❖ *Blaesoxipha (Gigantotheca) aff cessator* (Aldrich, 1916)

Diagnosis. El octavo segmento abdominal es de color marrón rojizo y algo pruinoso. Soporta una hilera de sedas pequeñas y robustas en el margen posterior. El epandrio es globoso, rojo y no erizado. Los cercos son delgados y afilados, curvados suavemente hacia adelante en el ápice (Figura 14) (Norman 1973).

Biología. Desconocida.

Distribución. México (Huamantla 9♀ 13♂, Tlaxcala; San Gregorio Xochimilco 2♀ y Chapultepec 1♀, CDMX; Mineral del Chico 3♀ ♂Hidalgo; Coacalco 1♀, Estado de México; Zacatlán 2♀, Puebla); Estados Unidos; Canadá; Costa Rica; Ecuador; Brasil; Chile; Australia; Malasia; Mongolia; Arabia Saudita; Gran Bretaña; Noruega; Suecia; Finlandia; España; Alemania; Austria; Sudáfrica; Madagascar (Norman 1973).

Material revisado. 18 hembras y 13 machos.

Comentarios. Cercos diferentes a lo registrado para *Blaesoxipha (Gigantotheca) cessator* debido a la curvatura que presentan. Molecularmente tampoco es muy claro ya que se confunde con *B. mex* y *B. plinthopyga*. Hace falta una revisión más profunda de los terminalia, ya que la única diferencia radica en los cercos.

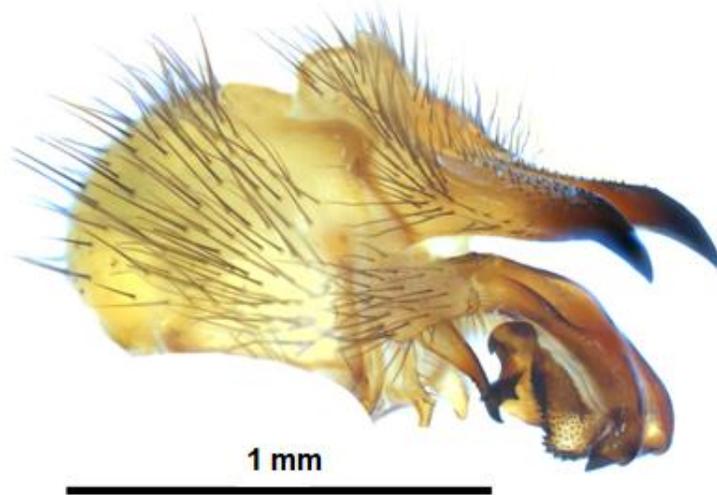


Figura 14. Vista lateral de los terminalia del macho de *Blaesoxipha (Gigantotheca) aff cessator* (Aldrich, 1916).

❖ *Blaesoxipha (Acanthodotheca) dampfi* (Hall, 1937)

Diagnosis. Abdomen teselado y con tres franjas negras cambiantes; solamente el tercer segmento abdominal con sedas marginales medianas, cuarto con una hilera marginal de aproximadamente 12 sedas. Epandrio naranja amarillento, bastante grande; quinto esternito dividido, fuertemente esclerotizado, los márgenes laterales posteriores con una espina corta y gruesa muy compacta; debajo de la placa accesoria anterior, una pequeña estructura en forma de protuberancia, evidentemente fusionada con la placa y cubierta de sedas gruesas o sedas filiformes; pregonito con las puntas en forma de ganchos; postgonito con una seda corta y gruesa en el centro de la excavación, y una seda más pequeña a cada lado (Figura 15) (Hall 1937).

Biología. Desconocida. El subgénero es generalmente parasitoide de saltamontes y escarabajos. Algunos carroñeros (Reeves *et al.* 2000).

Distribución. México (Cañón de Lobos, Morelos; Pedregal de San ángel 4♀ 1♂ y Chapultepec 2♀, CDMX; Tizayuca 2♀, Hidalgo; Coacalco 1♀, Estado de México; Zacatlán 2♀ 1♂, Puebla; Tlalpujahuá 1♀, Michoacán; Jalisco); Costa Rica, El Salvador, Guatemala (Pape 1996).

Material revisado. 12 hembras y dos machos.

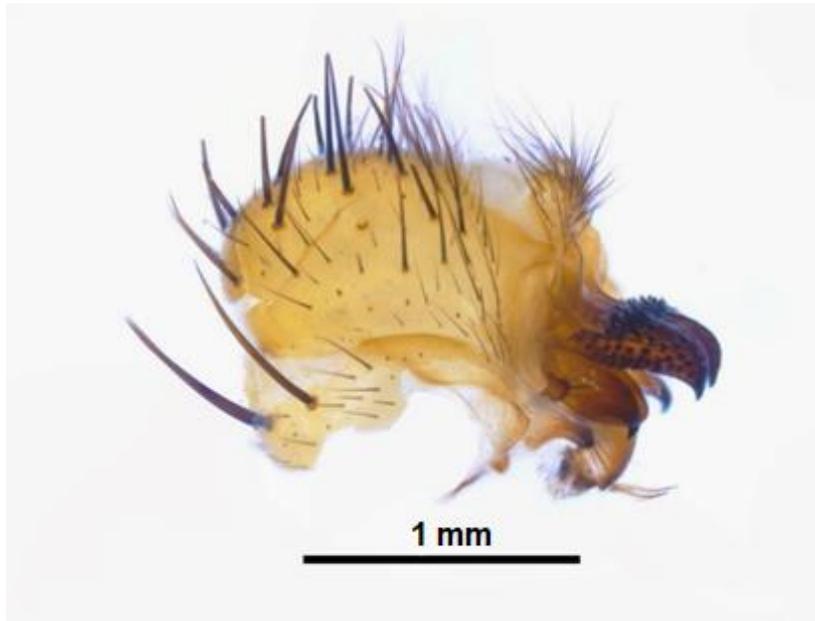


Figura 15. Vista lateral de los terminalia del macho de *Blaesoxipha (Acanthodotthea) dampfi* (Hall, 1937).

❖ *Blaesoxipha (Abapa) deleta* (Wulp, 1896)

Diagnosis. Borde posterior del segmento anal con una fila de macrosetas erectas, epandrio rojo prominente, negro en la base (Figura 16) (Wulp 1896).

Biología. Desconocida.

Distribución. Huamantla (1♂), Tlaxcala; Amula, Guerrero (Wulp 1896); San Luis Potosí, Michoacán, Nuevo León, Oaxaca, Sinaloa; Estados Unidos (Arizona); El Salvador (Pape 1996).

Material revisado. Un macho.

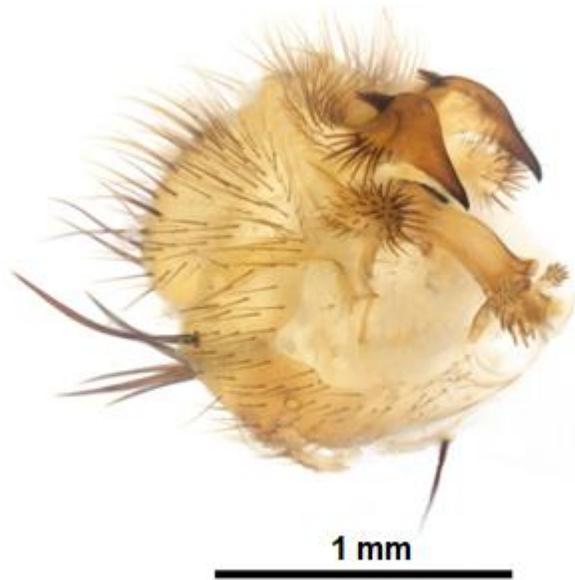


Figura 16. Vista lateral de los terminalia del macho de *Blaesoxipha (Abapa) deleta* (Wulp, 1896).

❖ *Blaesoxipha (Kellymyia) kellyi* (Aldrich, 1914)

Diagnosis. Octavo segmento abdominal negro de color de fondo, opaco, con polen cinéreo amarillento, en su margen apical con una fila de alrededor de ocho sedas muy distintas, la fila ligeramente interrumpida en el medio; epandrio rojo, con sedas irregulares y dispersas. Cercos en la base delgados, muy separados, amarillos, cambiando a negro en aproximadamente un cuarto de longitud; aproximadamente en la mitad hay una expansión repentina en el lado interior inferior, terminando en un punto algo recurvado; el cerco se estrecha de forma muy irregular hasta la punta. Hay numerosas espinas, ligeramente curvadas en la parte superior de los cercos. Los postgonitos son pequeños, ambos son recurvados en la punta, negros y aproximadamente de igual longitud; la parte posterior tiene una seda larga del lado ventral; la parte anterior es más ancha en la mitad basal y tiene una punta afilada en forma de pulgar que se proyecta adelante, separada del punto apical por una incisión profunda. La parte central es negra y altamente esclerotizada dorsalmente, prolongada en un par de piezas esbeltas y curvadas que se extienden más allá de las partes más blandas. La parte blanda consta de dos pliegues irregulares profundos uno al lado del otro, sin accesorios distintos o lóbulo apical (Figura 17) (Aldrich 1914).

Biología. Desconocida.

Distribución. San Miguel de Allende 1♂, Guanajuato; Chihuahua; Canadá; Estados Unidos (Aldrich 1914).

Material revisado. Un macho.



Figura 17. Vista lateral de los terminalia del macho de *Blaesoxipha (Kellymyia) kellyi* (Aldrich, 1914). Imagen tomada de myspecies.info.

❖ *Blaesoxipha aff mex* Pape, 1994

Diagnosis. Epandrio rojo intenso, primero pardusco en el dorso o en la base, con tres pares de sedas preapicales, cercos curvados hacia adelante, rojos, con ápices negros. Teca bien esclerotizada, tubo fálico curvado, formando una fuerte curvatura con la placa apical (Pape 1994) (Figura 18).

Biología. Desconocida.

Distribución. Cantera Oriente 1♀ y San Gregorio Xochimilco 1♂ CDMX; Huamantla 19♀ 2♂ y Piedra Canteada 2♀, Tlaxcala; Mineral del Chico 1♀ 1♂, Hidalgo; Coacalco 3♀ y Tequesquahuac, Estado de México; Zacatlán 2♀, Puebla; Chiapas; Costa Rica (Pape 1994).

Material revisado. 28 hembras y cuatro machos.

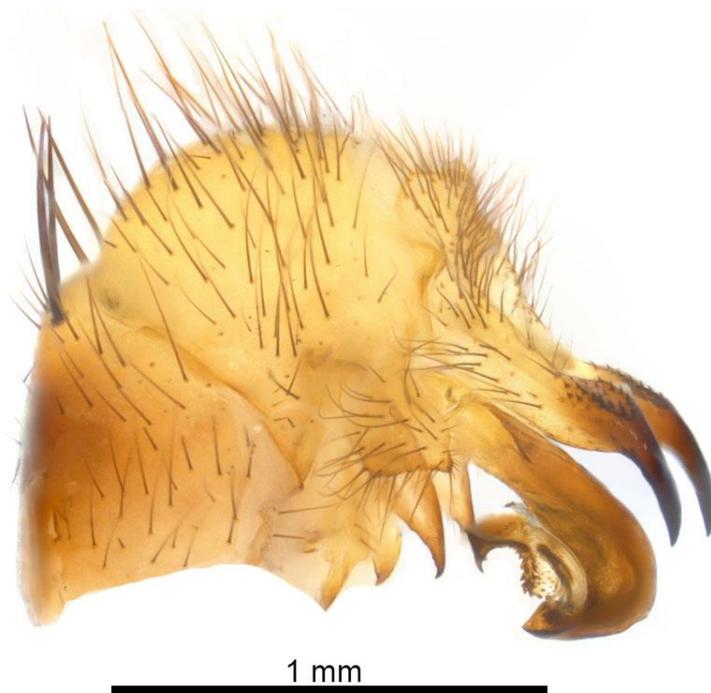


Figura 18. Vista lateral de los terminalia del macho de *Blaesoxipha aff mex* Pape, 1994.

❖ *Blaesoxipha (Gigantotheca) aff plinthopyga* (Wiedemann, 1830)

Diagnosis. Suele tener una seda frontal debajo de los puntos anteriores de la frontalia; las dos sedas dorsocentrales postsuturales cerca del escutelo precedidas por tres más débiles. El fémur trasero del macho tiene sedas cortas parecidas a espinelas en varias filas en la parte inferior; epandrio rojo y robusto (Figura 19) (James 1947).

Biología. Las larvas difieren en sus hábitos de alimentación y se encuentran comúnmente en cadáveres o como parásitos. Sin embargo, con frecuencia atacan llagas viejas y supuradas en el hombre y animales, o invaden las aberturas corporales enfermas. Es una especie productora de miasis (James 1947).

Distribución. Cantera Oriente 1♀, Ciudad de México (CDMX); Morelia 5♀, Michoacán; Metztlán 2♀ 2♂, Hidalgo; Xicotepec 1♀, Puebla; Amacuzac, Morelos; Costa Rica; Colombia; Nicaragua; Estados Unidos; Cuba; Guatemala; Galápagos; Perú; Brasil; Dinamarca; Puerto Rico; Italia; Australia; Sudáfrica; Madagascar; Alemania; Gran Bretaña; Suecia; Finlandia; Canadá; Panamá; Ecuador y Chile (James 1947).

Material revisado. Nueve hembras y dos machos.

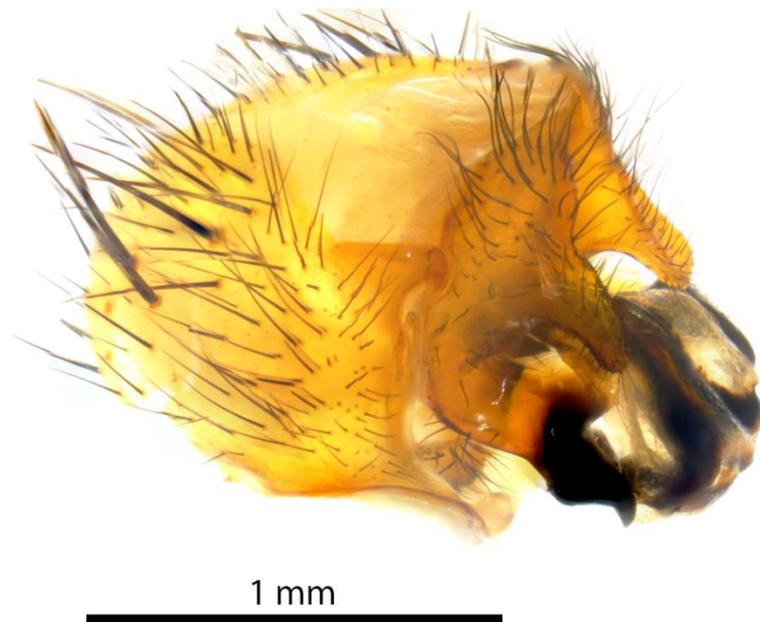


Figura 19. Vista apical semilateral de los terminalia del macho de *Blaesoxipha (Gigantotheca) aff plinthopyga* (Wiedemann, 1830).

❖ *Blaesoxipha (Speciosia) speciosa* (Lopes, 1946)

Diagnosis. El octavo segmento abdominal gris con seis a ocho sedas marginales y sedas cortas, el epandrio rojo con sedas robustas dispuestas irregularmente. Cercos robustos, no muy pilosos, con apófisis terminales anchas y planas, muy alejadas de la línea media; postgonito redondeados, sedosos anteriormente; edeago claramente segmentado, con lóbulos ventrales espinosos muy grandes, dirigido dorsalmente (Figura 20) (Lopes 1946).

Biología. Desconocida.

Distribución. San Miguel de Allende 1♂, Guanajuato; Ciudad de México; Sonora; Oaxaca; Estados Unidos (Lopes 1946).

Material revisado. Un macho.



Figura 20. Vista lateral de los terminalia del macho de *Blaesoxipha (Speciosia) speciosa* (Lopes, 1946). Imagen tomada de myspecies.info.

Boettcheria Parker, 1914

Diagnosis. Probóscide con la teca carente de pruinosidad; Sedas acrosticales presuturales diferenciadas; pata posterior con el trocánter presentando sedas cortas y gruesas en un parche a manera de cepillo anteroventralmente. Pared postalar desnuda; costa con una fila ventral irregular de sedas que se extienden desde la base hasta, o justo más allá de R, sedas largas del borde axilar de la caliptra inferior extendiéndose hasta la esquina posterolateral (Dahlem y Downes 1996).

❖ *Boettcheria maerens* (Townsend, 1916)

Diagnosis. Sedas frontales divididas en 2 filas debajo del nivel del pedicelo. Postgonito con esquina anteroventral en gran medida ampliada, ancho mayor que la longitud del gancho distal; proceso medio del edeago redondeado; vesícula en vista lateral con mayor ancho en la mitad distal, parte media más larga que la parte lateral (Figura 21) (Dahlem y Downes 1996).

Biología. Desconocida.

Distribución. Mineral del Chico 12♀ 2♂, Hidalgo; Huamantla 1♀ y Piedra Canteada 2♀ 1♂ Tlaxcala; Río Hondito 1♀, Estado de México; Zacatlán 2♀, Puebla; Tlalpujahua 1♀, Michoacán; Chiapas; Jalisco; Nueva León (Pape 1996).

Material revisado. 19 hembras y tres machos.

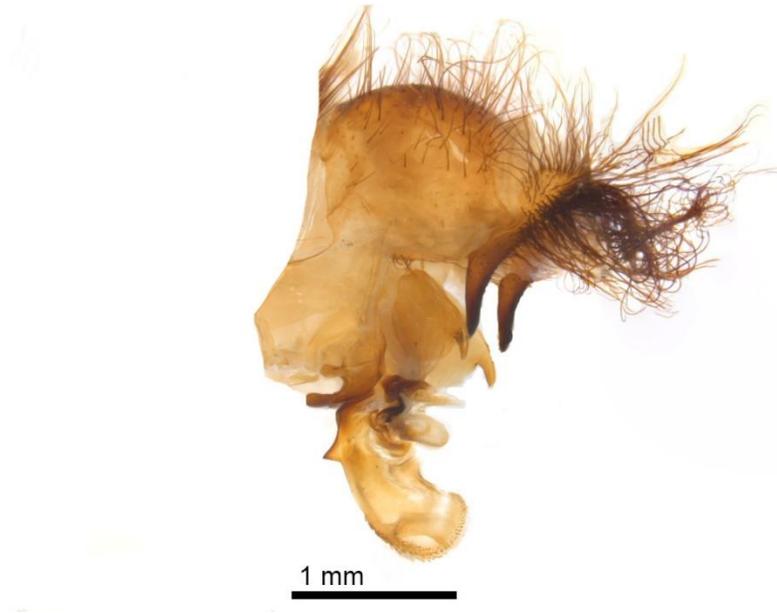


Figura 21. Vista lateral de los terminalia del macho de *Boettcheria maerens* (Townsend, 1916).

❖ *Boettcheria mexicana* Lopes, 1950

Diagnosis. El terguito V de color gris separa esta especie de *B. praevolans* y la ausencia de los lóbulos posteromesales del quinto esternito separan a esta especie de *B. cimbicis*. Edeago con vesícula trilobulada, en vista anterior, con el lóbulo medio esclerotizado y tan ancho o más ancho que los lóbulos externos membranosos; margen interno de yuxta convolucionado en vista lateral. Gonopodio afinándose suavemente hacia el punto apical, con una pequeña joroba anterior cerca del medio. Segmento basal del postgonito mucho más pequeño que segmento apical. Surstilo romo apicalmente con un poco de punta anteriormente. Cerco abultado mesalmente y con margen interior, después de la separación, casi paralelo hasta justo antes de la punta, donde los ápices divergen (Figura 22) (Dahlem y Downes 1996).

Biología. Desconocida.

Distribución. Huitzilac, Morelos; Pedregal de San Ángel 3♀ y Chapultepec 5♀, CDMX; Huamantla 4♂ y Piedra Canteada 1♂, Tlaxcala; Zacatlán 1♀, Puebla; Tlalpujahua 1♂ y Cerro de San Andrés 6♂, Michoacán; Chiapas; Estados Unidos (Pape 1996).

Material revisado. Nueve hembras y 12 machos.

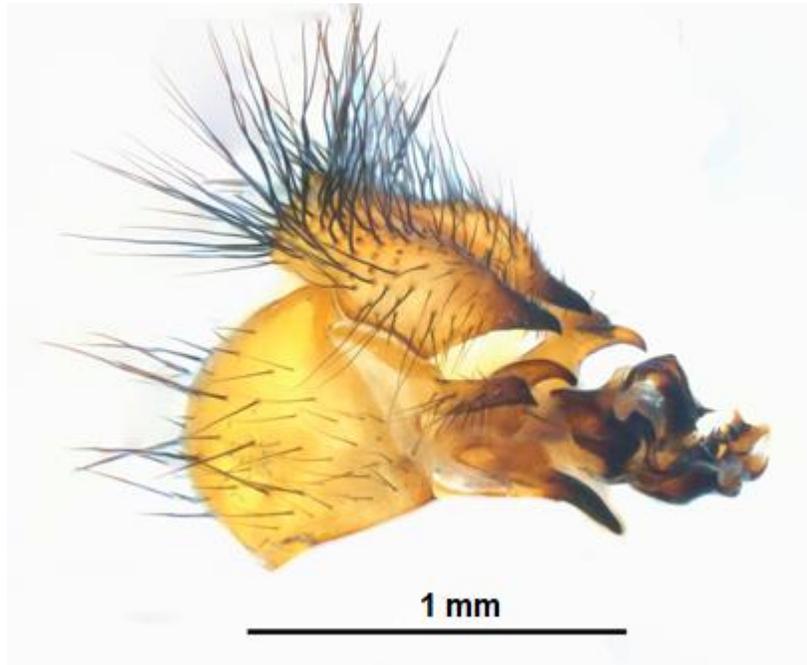


Figura 22. Vista lateral de los terminalia del macho de *Boettcheria mexicana* Lopes, 1950.

❖ *Boettcheria praevolans* (Wulp, 1896)

Diagnosis. El terguito V es naranja. Edeago en vista lateral, con tres proyecciones afiladas que se extienden anteriormente desde cerca de la base a la vesícula; vesícula trilobulada con lóbulos membranosos externos más delgados y solo un poco más largos que el lóbulo central esclerotizado, en vista anterior; lóbulo central de la vesícula plano medialmente, con procesos laterales apicales agudos. Pregonito con una joroba anteromedial y apical tuberculada. Postgonito grueso, afinándose a un punto apical. Ápices del cerco ampliamente separados (Figura 23) (Dahlem y Downes 1996).

Biología. Desconocida.

Distribución. Pedregal de San Ángel 1♀ 1♂ y Chapultepec 6♀, CDMX; Tizayuca 1♀, Hidalgo; Huamantla 1♀, Tlaxcala; Coacalco 2♀ y Malinalco 1♀, Estado de México; Zacatlán 3♀ 2♂, Puebla; Tlalpujahua 1♀ 1♂, Michoacán; Colombia; Arizona, Estados Unidos; en toda Centro América (Dahlem y Downes 1996).

Material revisado. 16 hembras y cuatro machos.

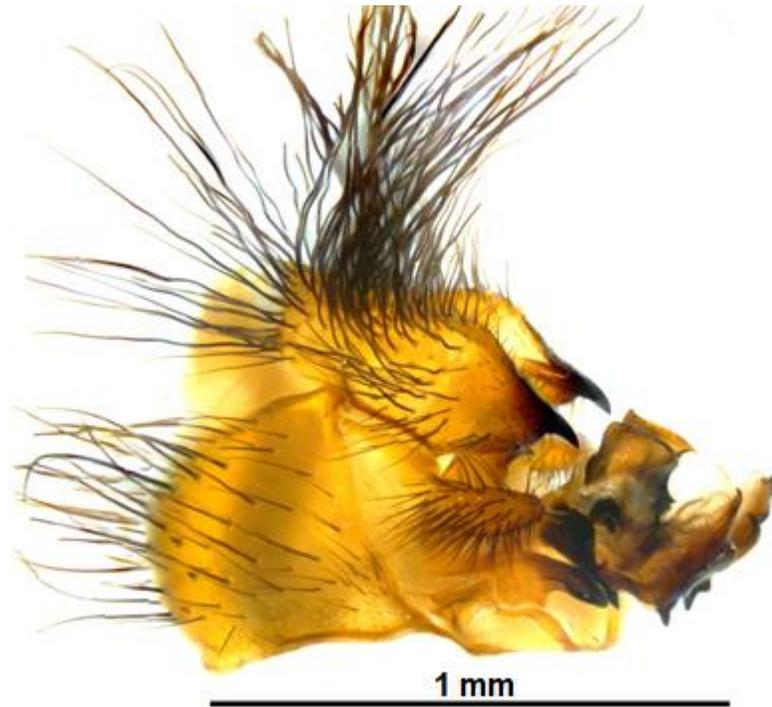


Figura 23. Vista lateral de los terminalia del macho de *Boettcheria praevolans* (Wulp, 1896).

❖ Especie 1 (*Blaesoxipha*)

Distribución. Pedregal de San Ángel 1♂, CDMX.

Material revisado. Un macho (Figura 24).

Comentario. Cercos diferentes a *B. (Gigantotheca) cessator* y *B. guadalupensis*, juxta cercana a *B. guadalupensis*.

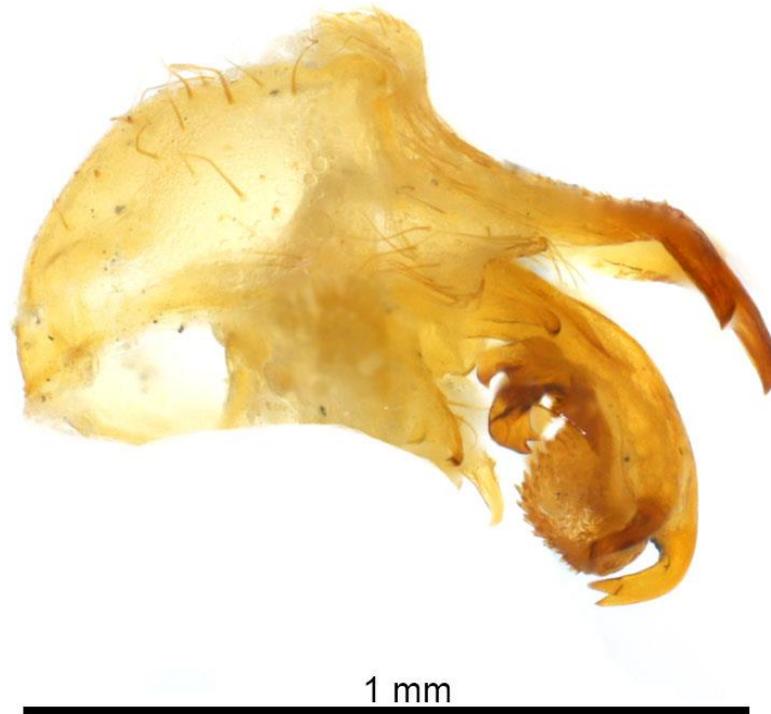


Figura 24. Vista lateral de los terminalia del macho de la Especie 1 (*Blaesoxipha*).

❖ Especie 2

Distribución. Chapultepec 1 ♀, CDMX; Zacatlán 1 ♀, Puebla.

Material revisado. Dos hembras

❖ Especie 4

Distribución. Pedregal de San Ángel 3 ♀, CDMX; San Juan del Río 2 ♀, Querétaro; Zacatlán 1 ♀, Puebla; Coacalco 1 ♀, Estado de México.

Material revisado. Siete hembras.

❖ Especie 5

Distribución. San Miguel de Allende 1 ♂, Guanajuato.

Material revisado. Un macho (Figura 25).

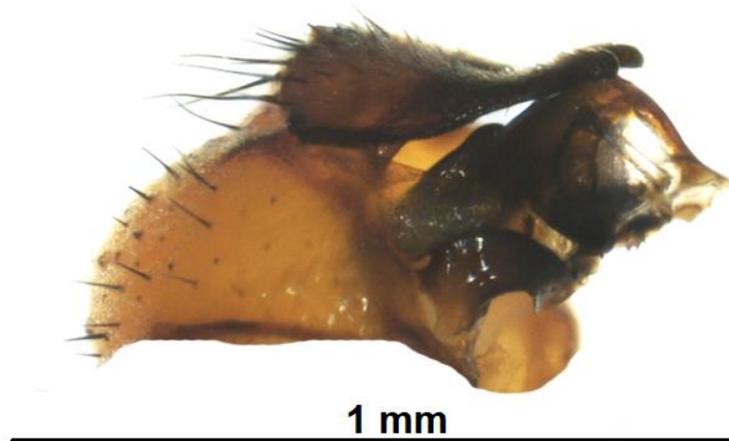


Figura 25. Vista lateral de los terminalia del macho de la especie 5.

❖ Especie 6 (*Boettcheria*)

Distribución. Cuernavaca 1♂, Morelos.

Material revisado. Un macho (Figura 26).

Comentario. Cercana a *B. cimbicis*.



Figura 26. Vista lateral de los terminalia del macho de la Especie 6 (*Boettcheria*).

❖ Especie 7

Distribución. Xicotepec 1♀, Puebla.

Material revisado. Una hembra

❖ Especie 8

Distribución. Zacatlán 2♀ y Xicotepec 1♀, Puebla.

Material revisado. Tres hembras

❖ Especie 9

Distribución. Xicotepec 1♀, Puebla.

Material revisado. Una hembra.

❖ Especie 10 (*Boettcheria*)

Distribución. Tlalpujahuá 2♂ y Cerro San Andrés 2♂, Michoacán.

Material revisado. Cuatro machos (Figura 27).

Comentario. Entre *B. melanderi*, *B. litorosa* y *B. dentata*.



Figura 27. Vista lateral de los terminalia del macho de la Especie 10 (*Boettcheria*).

❖ Especie 11

Distribución. Zacatlán 2♀, Puebla.

Material revisado. Dos hembras.

❖ Especie 12 (*Ravinia*)

Distribución. Huamantla 1♂, Tlaxcala.

Material revisado. Un macho (Figura 28).



Figura 28. Vista lateral de los terminalia del macho de la Especie 12 (*Ravinia*).

❖ Especie 13 (*Tripanurga*)

Distribución. Zacatlán 6♂, Puebla.

Material revisado. Seis machos (Figura 29).



Figura 29. Vista frontal de los terminalia del macho de la Especie 13 (*Tripanurga*).

❖ Especie 14 (*Blaesoxipha*)

Distribución. San Miguel de Allende 5♂, Guanajuato.

Material revisado. Cinco machos (Figura 30).



Figura 30. Vista lateral de los terminalia del macho de la especie 14 (*Blaesoxipha*).

Helicobia Coquillet, 1895

Diagnosis. Parte media de la pared postalar sedosa. Sin ctenidio en el ápice posteroventral del fémur II; seda posterior de la tibia II (localizada cerca de 2/3 de la longitud tibial desde la base) más grande que la seda posterodorsal; terminalia enrojecida. Vena R₁ sedosa dorsalmente. Tégula de color negro similar en color al mesonoto adyacente (Buenaventura *et al.* 2009).

❖ *Helicobia morionella* (Aldrich, 1930)

Diagnosis. Cercos de perfil alargados, delgados, rectos y paralelos casi al ápice (Figura 31) (Buenaventura *et al.* 2009).

Biología. Presenta hábitos tanto parasitoides en caracoles, lepidópteros y escarabajos, como necrófagos (Buenaventura *et al.* 2009).

Distribución. Xicotepec 1♂, Puebla; Estados Unidos; Brasil; Puerto Rico; Cuba (Buenaventura *et al.* 2009).

Material revisado. Un macho.

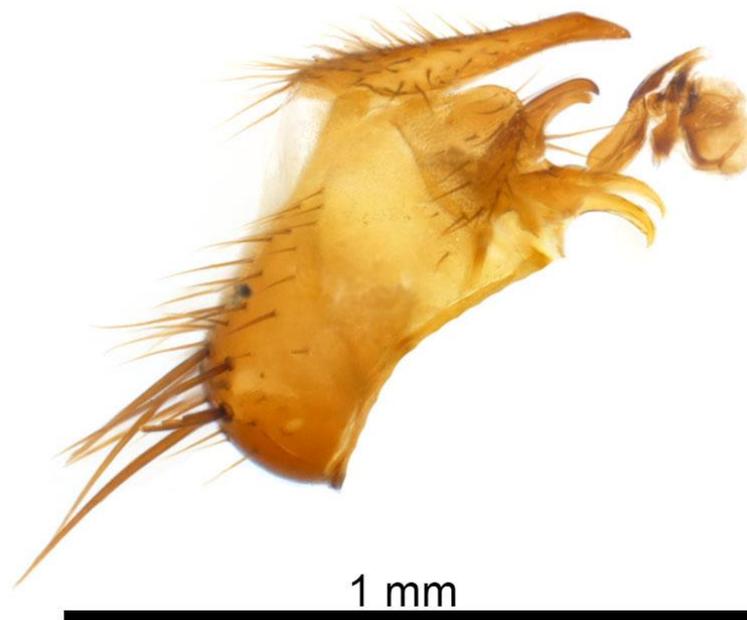


Figura 31. Vista lateral de los terminalia del macho de *Helicobia morionella* (Aldrich, 1930).

❖ *Helicobia rapax* (Walker, 1849)

Diagnosis. Cercos fuertemente afilados hasta la punta, gradualmente curvado; orificio genital femenino con una banda estrecha de esclerotización por encima del primer terguito genital (Figura 32) (Dodge 1965).

Biología. Han sido halladas alimentándose de heces y de pescado descompuesto. También se les encuentra en cerdos en descomposición, en los estados de fresco e hinchado (Buenaventura *et al.* 2009).

Distribución. Pedregal de San Ángel 1♀, CDMX; Metztitlán 3♀, Hidalgo; Zacatlán 1♀, Puebla; San Juan del Río 1♀, Querétaro; Cuernavaca 2♂, Morelos; Canadá; Estados Unidos; Perú (Dodge 1965).

Material revisado. Seis hembras y dos machos.



Figura 32. Vista lateral de los terminalia del macho de *Helicobia rapax* (Walker, 1849). Imagen tomada de myspecies.info.

Oxysarcodexia Townsend, 1917

Diagnosis. Filas de sedas frontales casi paralelas; pared postalar sedosa; ctenidio medio femoral de espinas aplanadas (con sección transversal ovalada o rectangular); tégula marrón oscuro o negro; basicosta marrón claro o naranja; esternito 5 en los machos (ST5) profundamente hendido con lóbulos subparalelos (pocas excepciones con lóbulos divergentes); falo sin bisagra; distifalo con una apófisis lateral en forma de diente justo proximal a la vesícula; vesícula alargada, llamativa y siempre bien desarrollada; juxta con una expansión membranosa convexa proximal (Souza *et al.* 2020).

❖ *Oxysarcodexia bakeri* (Aldrich, 1916)

Diagnosis. Placa postocular con microtomentum dorado. Sedas ocelares bien desarrolladas. Tórax con microtomentum dorado. Seda dorsocentral post-sutural con 2 pocillos diferenciados y 1-3 sedas anteriores más pequeñas. Presencia de seda escutelar apical. Abdomen grisáceo con microtomento dorado. Terguito IV con 2 sedas marginales medianas. Terguito V con microtomento dorado. Esternito V con bordes hendidos paralelos y con sedosidad. Cerco, en vista lateral, recto con ápices puntiagudos de bordes oblicuos hacia arriba. Sedas ventralmente en el cerco (en vista lateral) presente en extensión completa. Forma apical de los cercos (último 1/3 del cerco;

en vista posterior) del mismo tamaño que la parte media. Conformación divergente del cerco en vista posterior. En vista lateral, distifalo con márgenes dentados ventroapicalmente; distifalo con forma apical cónica; forma dorsal distifálica recta y presencia de proyecciones ventroapicales. Presencia de una notable zona más clara dorsoapicalmente en el distifalo. Pregonito con base expandida y estrechamiento repentino en el ápice, que es más oscuro que la base. Postgonito con base expandida estrechándose suavemente hasta el ápice. Vesícula con ramas simétricas; lóbulos terminales bien desarrollados, filamentosos a lo sumo estrechándose hacia el ápice, con textura esclerotizada; presencia de espinas solo a lo largo de los bordes; y presencia de una proyección mediana redondeada de la rama principal de la vesícula (Figura 33) (Souza 2014).

Biología. Ha sido reportada en heces humanas, frutas fermentadas (uvas), pescado, vísceras de pollo e hígado (Souza 2014).

Distribución. Pedregal de San Ángel 5♀, CDMX; Tizayuca 3♀ y Metztitlán 4♀, Hidalgo; Xicotepec 2♂, Puebla; Malinalco 2♀, Estado de México; San Juan del Río 1♀, Querétaro; Baja California Sur; Sonora; Zacatecas; Chiapas; Guerrero; Sinaloa; Tabasco; Yucatán; Texas, Estados Unidos; Bahamas; Brasil; Tarapacá, Chile; Antioquía, Colombia; Cuba; Dominicana; Ecuador; El Salvador; Guadalupe; Haití; Jamaica; Perú; Puerto Rico; Islas Turks y Caicos; Shangai, China (Souza 2014).

Material revisado. 15 hembras y dos machos.



Figura 33. Vista lateral de los terminalia del macho de *Oxysarcodexia bakeri* (Aldrich, 1916).

❖ *Oxysarcodexia conclausa* (Walker, 1861)

Diagnosis. Placa postocular con microtomento dorado pálido. Sin sedas ocelares bien desarrolladas. Tórax grisáceo con microtomentum dorado pálido. Dos sedas anteriores dorsocentrales postsuturales bien diferenciadas y 1-3 más pequeñas. Seda escutelar apical ausente. Cerco, en vista lateral, recto con ápices expandidos de bordes oblicuos hacia arriba. Sedas ventralmente en los cercos (vista lateral) presentes en la porción $\frac{1}{3}$ apical. Parte apical (última $\frac{1}{3}$ porción del cerco; vista posterior) con el mismo tamaño que la parte media. La conformación de los cercos en vista posterior es paralela. En vista lateral, distifalo con márgenes dentados ventroapicalmente; forma apical distifálica redondeada y recta en vista dorsal. Presencia de una hinchazón dorsoapical (en forma de dedo) en el distifalo, en vista lateral. Pregonito con base expandida y estrechamiento repentino en el ápice, que es más oscuro que la base. Postgonito con base expandida y estrechamiento repentino en el ápice. Vesícula con lóbulos simétricos terminales bien desarrollados, de forma cuadrada y textura esclerotizada; presencia de espinas solo a lo largo de los bordes; y presencia de una proyección mediana angular de la rama principal vesicular (Figura 34) (Souza 2014).

Biología. Esta especie está estrechamente relacionada con el estiércol bovino, y debido a su estacionalidad (más activa con el inicio de la primavera que coincide con el surgimiento de *Haematobia irritans* (Linnaeus, 1758) (Diptera: Muscidae)), estaba considerada como un posible candidato para el control natural de la mosca del cuerno. Yepes-Gaurisas *et al.* (2013) han indicado un fuerte comportamiento necrófago, además de un alto índice sinantrópico, lo que indica la preferencia de esta especie por los asentamientos humanos. El atractivo está marcado por el pescado, el hígado, las vísceras de pollo y cerdo. También se considera un visitante floral de *Bdallophyton bambusarum* Liebm. (Rafflesiaceae) (Gacia y Rico 1997).

Distribución. Metztitlán 1♀ 2♂, Hidalgo; Xicotepec 1♀ 2♂, Puebla; Baja California Sur; Guanajuato; Morelos; San Luis Potosí; Chiapas; Guerrero; Jalisco; Nayarit; Sinaloa; Tabasco; Veracruz; Yucatán; Quebec, Canadá; Arizona, California, Illinois, Indiana, Luisiana, Missouri, Nueva York, Oklahoma y Texas, Estados Unidos; la Araucanía, Patagonia, Tarapacá, Chile; Antioquia, Colombia; Alajuela, Guanacaste, San José, Costa Rica; Ecuador; El Salvador; Guatemala; Tegucigalpa, Honduras; Panamá; Perú; Trinidad y Tobago; Aragua, Venezuela (Souza 2014).

Material revisado. Dos hembras y cuatro machos.



Figura 34. Vista lateral de los terminalia del macho de *Oxysarcodexia conclausa* (Walker, 1861).

❖ *Oxysarcodexia diana* (Lopes, 1933)

Diagnosis. Placa postocular con microtomentum dorado. Sedas ocelares no bien desarrolladas. Tórax con microtomento dorado más intenso en la porción humeral. Sedas dorsocentrales post-suturales con dos sedas anteriores bien diferenciadas y 1-3 más pequeñas. Seda escutelar apical ausente. Abdomen grisáceo con algunas tonalidades de microtomento dorado lateralmente. T3 con tres sedas marginales laterales. T4 con una seda marginal mediana y una marginal lateral. T5 con microtomento dorado a lo largo de toda la extensión. Cerco en vista lateral, sinuoso con ápices expandidos de bordes oblicuos hacia arriba. Sedas ventralmente en el cerco (vista lateral) presente en la porción $\frac{1}{3}$ apical. Forma apical de los cercos (última $\frac{1}{3}$ porción del cerco; vista posterior) más pequeño que la parte media. La conformación de los cercos en vista posterior es paralela. En vista lateral, distifalo con concavidad ventroapical con márgenes lisos ventroapicalmente; forma dorsal distifálica redondeada y sinuosa. Pregonito con base expandida estrechándose suavemente hasta el ápice, que es más oscuro que la base. Postgonito con base expandida y estrechamiento repentino en el ápice. Vesícula con ramas simétricas; lóbulos terminales bien desarrollados, con forma redondeada y textura membranosa; presencia de espinas solo en la superficie ventral; y presencia de una proyección mediana redondeada de la rama principal de la vesícula (Figura 35) (Souza 2014).

Biología. Esta mosca ya ha sido criada en heces humanas y sobre heces bovinas. Tiene preferencias por zonas habitadas, recogiéndola con heces humanas, pescado, hígado de bovino, vísceras de pollo y plátano como cebo (Souza 2014).

Distribución. Pedregal de San Ángel 1 ♂, CDMX; Morelos; San Luis de Potosí; Chiapas; Argentina; Brasil; Colombia; Ecuador; El Salvador; Paraguay; Trinidad y Tobago (Souza 2014).

Material revisado. Un macho.



Figura 35. Vista lateral de los terminalia del macho de *Oxysarcodexia diana* (Lopes, 1933).

❖ *Oxysarcodexia perneta* (Walker, 1861)

Diagnosis. Placa postocular con microtomentum dorado. Sedas ocelares no bien desarrolladas. Tórax y abdomen con microtomento dorado. Sedas post-suturales dorsocentrales con 2 sedas anteriores bien diferenciadas y 1-3 más pequeñas. Presencia de seda escutelar apical. Cercos, en vista lateral, rectos con ápices puntiagudos oblicuos hacia arriba. Sedas ventralmente en el cerco (vista lateral) presentes en la totalidad de su extensión. Forma apical de los cercos (última 1/3 porción del cerco; en vista posterior) más pequeña que la parte media. La conformación de los cercos en vista posterior es paralela. Presencia de una constricción notable en la parte media de los cercos, en vista posterior. En vista lateral, distifalo con presencia de una concavidad ventroapical de márgenes lisos; apical distifálico de forma redondeada; forma dorsal distifálica recta; y presencia de una pequeña hinchazón dorsoapical en distifalo. Pregonito y postgonito con base expandida que se estrecha suavemente hasta que el ápice y del mismo color en toda la extensión. Vesícula con ramas simétricas; lóbulos terminales bien desarrollados, con forma redondeada y textura membranosa;

presencia de espinas en ambas superficies dorsal y ventral; y presencia de una proyección media redondeada de la principal rama vesicular (Figura 36) (Souza 2014).

Biología. Desconocida. La información disponible es solo sobre el tipo de colección, activa, utilizando una red entomológica, o con trampas para recolectar moscas de la fruta (Souza 2014).

Distribución. Pedregal de San Ángel 9♀ 2♂ y Xochimilco 11♀ 2♂, CDMX; Coacalco 1♂, Estado de México; Zacatlán 2♀, Puebla; Morelos; Oaxaca; Chiapas; Honduras (Souza 2014).

Material revisado. 22 hembras y cinco machos.



Figura 36. Vista lateral de los terminalia del macho de *Oxysarcodexia pernetta* (Walker, 1861).

❖ *Oxysarcodexia trivialis* (Wulp, 1896)

Diagnosis. Placa postocular con microtomentum dorado. Sedas ocelares no bien desarrolladas. Tórax y abdomen con microtomentum dorado más evidente lateralmente. Sedas dorsocentrales post-suturales con 2 sedas anteriores bien diferenciadas y 1-3 más pequeñas. Presencia de seda escutelar apical. Cercos, en vista lateral, con ápices sinuosos expandidos de bordes oblicuos hacia arriba. Sedas ventralmente en los cercos (vista lateral) presentes en la porción $\frac{1}{3}$ apical. Forma apical de los cercos (última $\frac{1}{3}$ porción del cerco; en vista posterior) del mismo tamaño que la parte media. En vista lateral, distifalo con presencia de una concavidad ventroapical de márgenes suaves; forma redondeada apical distifálica y forma dorsal distifálica recta. Pregonito con base expandida y estrechamiento repentino en el ápice, que es más oscuro que la base. Postgonito con base expandida que se estrecha suavemente hasta el ápice. Vesícula con lóbulos terminales bien desarrollados y simétricos, con filamentos adelgazándose a

la forma del ápice y textura parcialmente membranosa; presencia de espinas solo en la superficie ventral; y presencia de una proyección medial redondeada de la rama principal de la vesícula (Figura 37) (Souza 2014).

Biología. Se ha encontrado que se reproduce en heces humanas (Howard 1900). Esta especie también puede ser un visitante ocasional de flores del aguacate *Persea americana* Mill (Castañeda-Vildózola *et al.* 1999).

Distribución. Pedregal de San Ángel 54♀ 13♂, Xochimilco 1♀ y Chapultepec 6♀, CDMX; Morelia 5♀ y Cerro San Andrés 9♀, Michoacán; Tizayuca 3♂, Hidalgo; Huamantla 4♀ 1♂, Tlaxcala; Coacalco 2♀, Estado de México; Zacatlán 3♀, Puebla; Chiapas; Morelos; Guerrero; Michoacán; Nuevo León; Sinaloa; Tabasco; Veracruz; Arizona, Estados Unidos; Costa Rica; El Salvador; Guatemala; Panamá (Souza 2014).

Material revisado. 81 hembras y 17 machos.



Figura 37. Vista lateral de los terminalia del macho de *Oxysarcodexia trivialis* (Wulp, 1896).

❖ *Oxysarcodexia ventricosa* (Wulp, 1896)

Diagnosis. Placa postocular con microtomento plateado. Sin sedas ocelares bien desarrolladas. Tórax y abdomen con microtomentum dorado más evidente lateralmente. Sedas dorsocentrales postsuturales con dos sedas anteriores bien diferenciadas y 1-3 más pequeñas. Seda escutelar apical ausente. Patas amarillentas. Cercos en vista lateral rectos con ápices expandidos de bordes oblicuos hacia arriba. Sedas ventralmente sobre los cercos (vista lateral) presentes en la porción $\frac{1}{3}$ apical. Forma apical de los cercos (última $\frac{1}{3}$ porción de los cercos; en vista posterior) más grande que

la parte media. Conformación de los cercos en vista posterior divergentes. Presencia de una notable constricción en la parte media del cerco, en vista posterior. En vista lateral, distifalo con presencia de una concavidad ventroapical de márgenes dentados; forma cónica apical distifálica y forma dorsal distifálica recta. Pregonito con base expandida que se estrecha suavemente hasta el ápice, es más oscuro que la base; igual que el postgonito excepto por el color que es el mismo en toda la extensión. Vesícula con ramas simétricas; lóbulos terminales reducidos, con filamentos adelgazándose hacia el ápice y textura esclerotizada; presencia de espinas en la superficie dorsal y ventral; y presencia de una proyección medial redondeada de la rama principal de la vesícula (Figura 38) (Souza 2014).

Biología. Esta especie se ha estado criando principalmente en estiércol bovino. Las larvas se criaron en estiércol de vaca y, en un caso, en carne de hamburguesa en descomposición, tomó 14 días para completar el período de desarrollo, de larva a adulto (Knipling 1936). Cuando los inmaduros fueron criados en una plataforma de bovinos, tomaron de 15 a 25 días para completar el desarrollo hasta la aparición de los adultos (Sanders y Dorson 1966). También se registraron larvas alimentándose de huevos y larvas de avispa *Oxybelus*, probablemente como elección alternativa debido a la escasez del recurso preferencial, por lo que se considera una especie probablemente capaz de parasitismo de presas (Peckham 1991). Es considerada una especie carroñera, siendo colectada asociada a cadáveres de cerdos expuestos en árboles y ambientes acuáticos y en la descomposición activa. Esta especie se ha recolectado en tierras altas y en un pantano. Las pupas originadas a partir de larvas criadas en estiércol fueron parasitadas por *Aphaereta pallipes* (Say) (Hymenoptera: Braconidae) (Souza 2014).

Distribución. Pedregal de San Ángel 5♀ 2♂, Chapultepec 1♀ 1♂ y Xochimilco 16♀ 7♂, CDMX; Morelia 1♀ Michoacán; Tizayuca 1♀, Hidalgo; Coacalco 3♀ 3♂, Estado de México; Morelos; San Luis Potosí; Chiapas; Guerrero; Tabasco; Veracruz; Yucatán; Estados Unidos; Argentina; Costa Rica; Honduras; China (Souza 2014).

Material revisado. 27 hembras y 13 machos.



Figura 38. Vista lateral de los terminalia del macho de *Oxysarcodexia ventricosa* (Wulp, 1896).

Peckia Robineau-Desvoidy, 1830

Diagnosis. Sedas largas y abundantes en el borde del calíptero inferior, extendiéndose por lo menos hasta la esquina posterior externa; sedas blancas de la región posterior de la cabeza extendiéndose hacia la parte anterior del surco genal; esternitos abdominales III y IV sin sedas negras erguidas. Vena R₁ desnuda dorsalmente. Tégula de color negro similar en color al mesonoto adyacente. Parte media de la pared postalar sedosa. Estilo medio reducido (Buenaventura *et al.* 2009; Buenaventura 2009).

❖ *Peckia (Peckia) chrysostoma* (Wiedemann, 1830)

Diagnosis. Terguito V con microtricosidad dorada. Borde posterior del terguito V no proyectado posterior y ventralmente, y con sedas normales en el área posteroventral dirigida hacia la parte posterior. Vértice del esternito V subcuadrado. Región medial del esternito V con un parche de sedas cortas distribuidas anteriormente y con sedas largas distribuidas posteriormente. Borde posteromedial del esternito V recto. Esternito V naranja. Sintergosternito 7+ 8 más largo que ancho, naranja con microtricosidad dorada. Epandrio naranja brillante. Cerco naranja anteriormente y marrón o marrón oscuro distalmente. Grosor del cerco en vista lateral reducido progresivamente hacia el ápice. Ápice del cerco agudo en vista lateral. Borde dorsoapical del cerco doblado. Surstilo naranja, ancho basalmente y reducido al ápice, con ápice romo, y con región postero-distal menos esclerotizada que el resto de las regiones. Postgonito alargado y terminando en gancho. Pregonito triangular, haciéndose más estrecho hacia el ápice,

curvado lateralmente y ápice redondeado. Tubo fálico con basi- y distifalo conectados por una tira membranosa. Distifalo en forma de tubo que se ensancha. Estructuras laterales aplanadas del distifalo largo, convexo, con borde exterior uniformemente doblado y con ápice ancho no bifurcado. Ausencia de yuxta y aguja mediana. Falo con dos palpadores laterales, cada uno con una hendidura longitudinal. Vesícula dividida en dos estructuras en forma de placa en cada lado (Figura 39) (Buenaventura 2009).

Biología. Abunda en estados hinchados y en etapas de descomposición activa y avanzada. Se han recogido de cadáveres humanos (Buenaventura 2009).

Distribución. Morelia 2♀, Michoacán; Baja California Sur; Morelos; Sonora; Yucatán; Jalisco; Estados Unidos; Argentina; Bahamas; Belice; Bolivia; Brasil; Chile; Colombia; Costa Rica; Dominica; Ecuador; Guatemala; Guyana; Jamaica; Nicaragua; Panamá; Perú; Surinam; Trinidad y Tobago; Venezuela (Buenaventura 2009).

Material revisado. Dos hembras.



Figura 39. Vista lateral de los terminalia del macho de *Peckia (Peckia) chrysostoma* (Wiedemann, 1830). Imagen tomada de myspecies.info.

❖ *Peckia (Pattonella) intermutans* (Walker, 1861)

Diagnosis. Tergito V con microtricosidad dorada. Borde posterior del tergito V proyectado posterior y ventralmente. Epandrio, naranja brillante. Cerco naranja anteriormente y marrón o marrón oscuro distalmente. El grosor de los cercos en vista lateral se reduce progresivamente hacia el ápice. Ápice del cerco agudo en vista lateral. Borde dorsoapical del cerco angulado. Cercos con sedas en superficie dorsal distribuidas apicalmente. Surstilo naranja, con lados anterior y posterior paralelos y redondeados. Región postero-distal del surstilo igualmente esclerotizado como el resto del surstilo. Postgonito alargado y terminando en gancho. Pregonito de forma

trapezoidal, ensanchándose hacia el ápice, recto lateralmente y con ápice truncado. Tubo fálico con basi- y distifalo conectados por una tira membranosa. Distifalo en forma de tubo con el ápice globular. Distifalo sin estructuras laterales aplanadas. Estilete mediano ausente. Juxta dividida en dos lóbulos. Falo con dos palpadores laterales, cada uno con una hendidura longitudinal. Vesícula medioventralmente dividida en dos delgados filamentos (Figura 40) (Buenaventura 2009).

Biología. Es estrictamente neotropical, común que se recolecte de cadáveres y carroña debido a su comportamiento necrófago. A pesar de esto, el insecto rara vez se usa para estimar el intervalo *post mortem* porque las larvas de este insecto deben criarse hasta que alcanzan la etapa adulta para confirmar su identidad, y esta no es una opción práctica (Buenaventura 2009).

Distribución. Coacalco 1♂ y Malinalco 1♀, Estado de México; Morelos; Chiapas; Jalisco; Belice; Brasil; Colombia; Costa Rica; Ecuador; Guatemala; Guyana; Honduras; Nicaragua; Panamá; Perú, Paraguay; Santa Lucía; Trinidad y Tobago; Venezuela (Buenaventura 2009).

Material revisado. Una hembra y un macho.

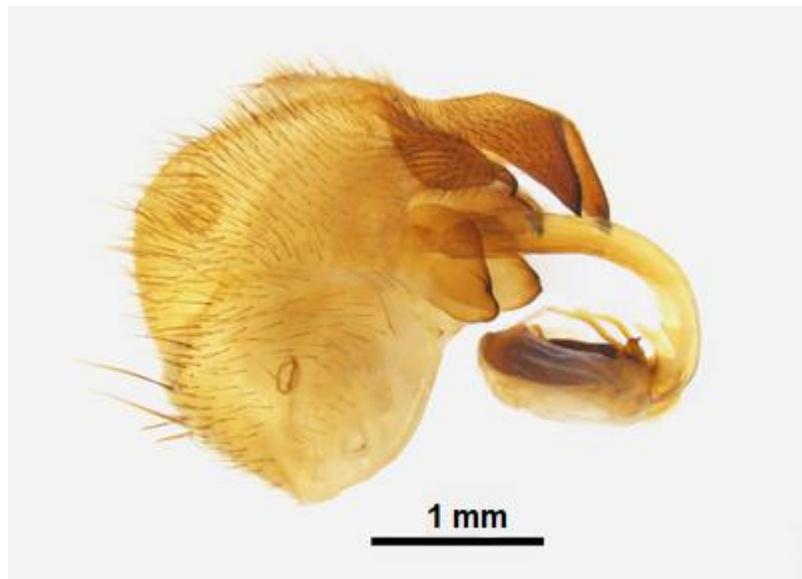


Figura 40. Vista lateral de los terminalia del macho de *Peckia (Pattonella) intermutans* (Walker, 1861).

❖ *Peckia (Euboettcheria) trejosi* (Lopes, 1954)

Diagnosis. Terguito V con microtricosidad dorada. Borde posterior del terguito V no proyectado posterior y ventralmente, y con sedas normales en el área postero-ventral dirigida hacia la parte posterior. Vértice del esternito V redondeado. Epandrio, naranja brillante. Cerco naranja anteriormente y marrón o marrón oscuro distalmente. El grosor de los cercos en vista lateral se reduce progresivamente hacia el ápice. Ápice del cerco

agudo en vista lateral. Borde dorsoapical del cerco doblado. Cerco con sedas en superficie dorsal distribuida apicalmente. Surstilo naranja, con la región medial proyectada anteriormente, y con ápice romo. Región postero-distal de surstilo igualmente esclerotizada como el resto surstilo. Postgonito alargado y terminado en gancho. Pregonito en forma de lengua, curvada lateralmente, con proyección lateral, incisión apical y ápice ondulado. Falo con basi- y distifalo conectado por una tira membranosa. Distifalo con una forma de tubo que se estrecha hacia el ápice. Distifalo sin estructuras laterales aplanadas y sin yuxta. Estilete mediano ausente. Falo con dos palpadores laterales, cada uno con una hendidura longitudinal. Vesícula proyectada medioventralmente en forma de placa (Figura 41) (Buenaventura 2009).

Biología. Desconocida.

Distribución. Zacatlán 1♀ y Xicotepec 1♀, Puebla; Malinalco 2♂, Estado de México; Cuernavaca 1♀, Morelos; Costa Rica y Panamá (Buenaventura 2009).

Material revisado. Tres hembras y dos machos.

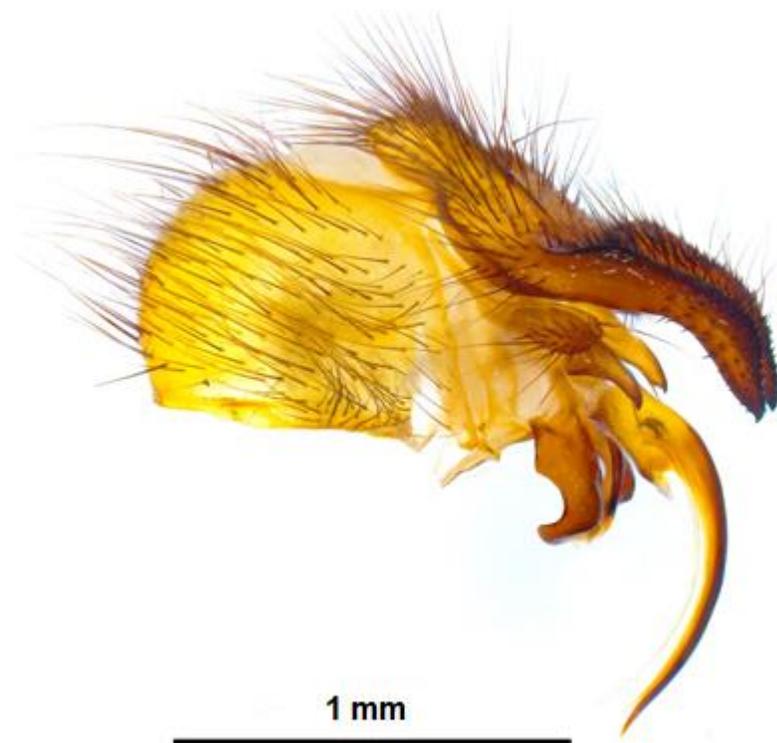


Figura 41. Vista lateral de los terminalia del macho de *Peckia (Euboettcheria) trejosi* (Lopes, 1954).

Ravinia Robineau-Desvoidy, 1863

Diagnosis. Sin sedas escutelares apicales; ctenidio con sedas aplanadas. Tégula de color anaranjado o café claro, algunas veces puede estar algo oscurecida. Parte media de la pared postalar sedosa (Buenaventura *et al.* 2009).

❖ *Ravinia aff acerba* (Walker, 1849)

Diagnosis. Esta especie puede ser separada por la presencia de tres sedas dorsocentrales postsuturales fuertes. Se separa fácilmente por su tégula anaranjada y el epandrio anaranjado. Por lo general, puede ser separado por la presencia de al menos dos sedas acrosticales presuturales fuertes y de color gris oscuro. Cercos de tamaño moderado con ápices paralelos y ligeramente convergentes. (Figura 42) (Dahlem 1989).

Biología. Colectada en heces de humano y perro (Dahem 1989).

Distribución. Mineral del Chico 2♀ 2♂, Hidalgo; Canadá; Estados Unidos (Dahlem 1989).

Material revisado. Dos hembras y dos machos.

Comentarios. Cercana, pero en el árbol con información molecular se separan por lo que se le colocó el nombre presuntivo de especie 3.

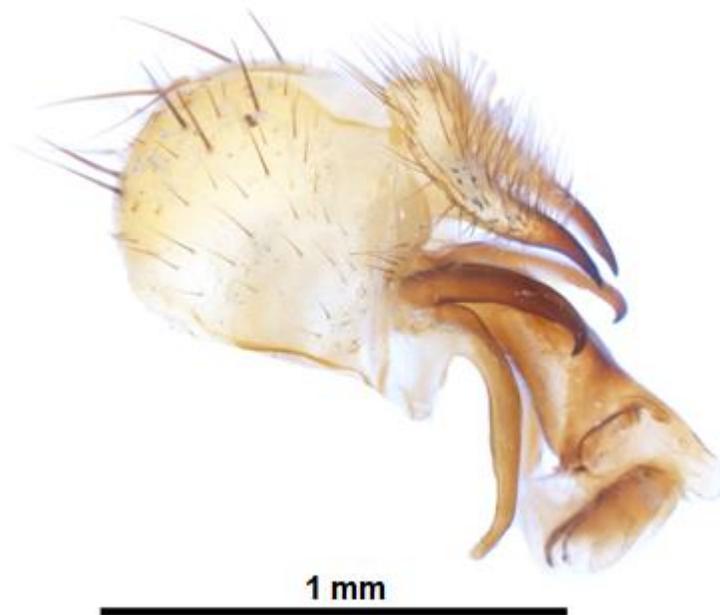


Figura 42. Vista lateral de los terminalia del macho de *Ravinia aff acerba* (Walker, 1849).

❖ *Ravinia anxia* (Walker, 1849)

Diagnosis. Terguito IV con seda marginal mediana, reclinada, bien desarrollada. El margen interior del ápice del cerco suavemente redondeado. Brazos laterales del esternito V no bien desarrollados, dando una forma trapezoidal al esternito. Edeago no fuertemente bulboso en la punta (Figura 43) (Dahlem 1989).

Biología. Coprófaga y recolectada también en cadáver de liebre (Dahlem 1989).

Distribución. Huamantla 2♀, Tlaxcala; Tizayuca 1♀, Hidalgo; Xochimilco 1♀, CDMX; Baja California; Durango; Jalisco; Estado de México; Puebla; Sonora; Zacatecas; Canadá; Estados Unidos (Dahlem 1989).

Material revisado. Cuatro hembras.



Figura 43. Vista lateral de los terminalia del macho de *Ravinia anxia* (Walker, 1849). Imagen tomada de myspecies.info.

❖ *Ravinia dampfi* (Lopes, 1946)

Diagnosis. Protandrio amarillo con sedas doradas y cuatro pares de sedas y epandrio amarillo con sedas escasas; cerco ligeramente curvado, estrechamiento en la región distal, con el ápice doblado adelante; surstilo con sedas, edeago presentando basifalo, distifalo y placa apical fusionados. (Figura 44) (Lopes 2004).

Biología. Colectada en cadáveres de cerdo (García *et al.* 2009).

Distribución. Pedregal de San Ángel 4♂, CDMX; Huamantla 1♀, Tlaxcala; Coacalco 4♀, Estado de México; Metztitlán 3♀, Hidalgo; Xicotepéc 1♀ y Zacatlán 2♀, Puebla; Cerro San Andrés 1♂, Michoacán; Chiapas; Durango (Pape 1996).

Material revisado. 10 hembras y cinco machos.



Figura 44. Vista lateral de los terminalia del macho de *Ravinia dampfi* (Lopes, 1946).

❖ *Ravinia derelicta* (Walker, 1852)

Diagnosis. Protandrio marrón rojizo con pilosidad dorada, con tres pares de sedas y epandrio de color marrón rojizo con sedas escasas; cerco recto, con el ápice ligeramente curvado para el frente; surstilo con sedas, siendo las de la región ventral más desarrolladas; edeago presentando basifalo, distifalo y placa apical fusionados; placa apical formando distalmente dos pares de apófisis; en vista ventral, bilobulado. (Figura 45) (Lopes 2004).

Biología. Se ha registrado que se reproducen en heces bovinas (Lopes 2004).

Distribución. Xochimilco 1♂, CDMX; Michoacán; Nayarit; Tabasco; Veracruz; Canadá; Estados Unidos (Lopes 2004).

Material revisado. Un macho.

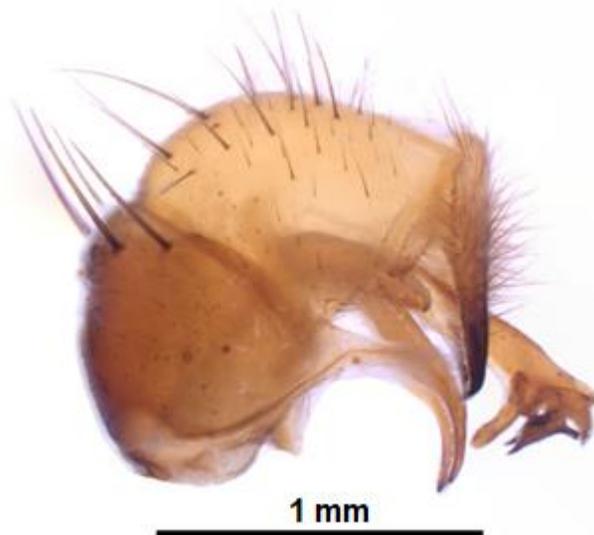


Figura 45. Vista lateral de los terminalia del macho de *Ravinia derelicta* (Walker, 1852).

❖ *Ravinia aff effrenata* (Walker, 1861)

Diagnosis. Protandrio amarillo con pilosidad dorada y tres pares de sedas y epandrio amarillo con sedas escasas; cerco ligeramente curvado hacia delante, con ápice recto; surstilo con sedas, con las de la región más distal desarrolladas; largo y ligeramente curvado, con sedas; edeago presenta basifalo, distifalo y placa apical fusionadas; distifalo presentando ventralmente dos pares de apófisis, curvas, el par proximal, hacia abajo, con extremo crenado y el par distal girado en la dirección opuesta; placa apical en forma de concha con rugosidad, en vista ventral, bilobulado (Figura 46) (Lopes 2004).

Biología. Presenta hábitos necrófagos y coprófagos (Valverde *et al.* 2017)

Distribución. Morelia 1♀, Michoacán; Metztlán 3♀ 2♂, Hidalgo; Xicotepec 2♀, Puebla; Baja California; Sonora; San Luis Potosí; Morelos; Sinaloa; Tamaulipas; Nayarit; Jalisco; Veracruz; Guerrero; Arizona y Texas, Estados Unidos; Cuba; Guatemala; El Salvador; Costa Rica; Panamá; Colombia; Jamaica; Bahamas; Dominica; Perú (Lopes 2004).

Material revisado. Seis hembras y dos machos.

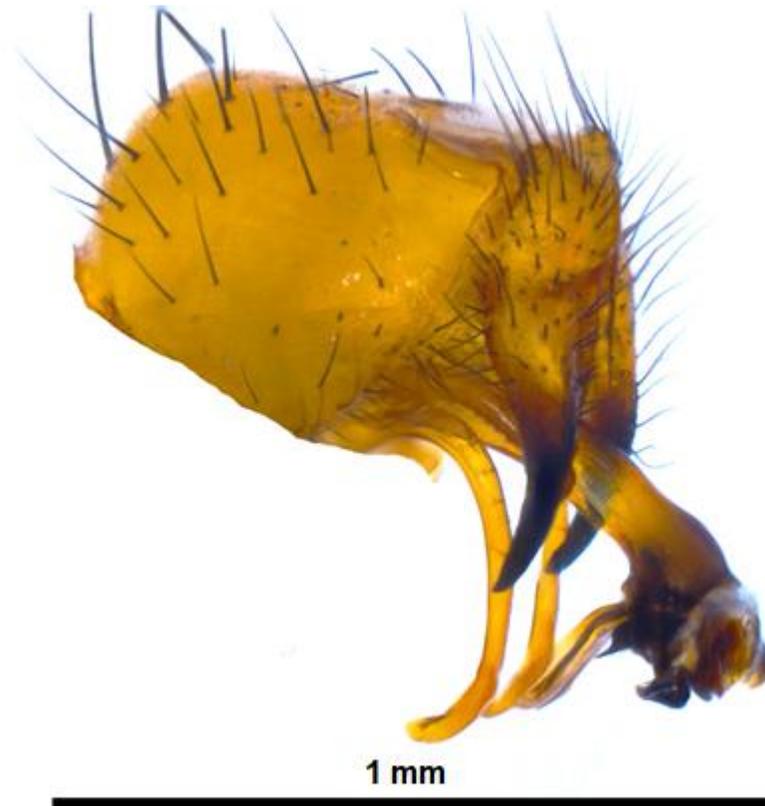


Figura 46. Vista lateral de los terminalia del macho de *Ravinia aff effrenata* (Walker, 1861).

❖ *Ravinia lherminieri* (Robineau-Desvoidy, 1830)

Diagnosis. Esternito V con brazos laterales largos. Edeago sin una placa diferenciada entre las hillas. Margen posterior del edeago en vista lateral suavemente redondeado. Gena pruinosa dorada. Terguito V suele tener un color de fondo bastante anaranjado. Ápice del cerco con márgenes internos casi rectos y robustos. Hilla que se asemeja a un triángulo rectángulo (Figura 47) (Dahlem 1989).

Biología. Se tiene registro en heces bovinas y en cadáveres de cerdos (Dahlem 1989).

Distribución. Pedregal de San Ángel 3♀ 1♂, CDMX; Morelia 1♀, Michoacán; Huamantla 1♀, Tlaxcala; Tizayuca 1♀ y Metztitlán 1♂, Hidalgo; Coacalco 1♀, Estado de México; Xicotepec 1♂, Puebla; San Miguel de Allende 1♂, Guanajuato; Baja California; Baja California Sur; Durango; Morelos; Estados Unidos; Guatemala; Costa Rica.

Material revisado. Siete hembras y cuatro machos.



Figura 47. Vista lateral de los terminalia del macho de *Ravinia Iherminieri* (Robineau-Desvoidy, 1830).

❖ *Ravinia pusiola* (Wulp, 1896)

Diagnosis. La vitta frontal delgada de esta especie sirve para separar a los machos de los de *R. pectinata* y *R. planifrons*. Los machos son muy similares en apariencia externa a *R. tancituro* y algunos *R. acerba*, pero se separan fácilmente por la base de los genitales masculinos. Esternito V con margen anterior cóncavo, un poco más ancho que largo. Ápices de cercos paralelos y ligeramente convergentes, con los márgenes internos sinuosos. Hillas bulbosas dorsalmente y que permanecen bastante anchas ventralmente (Figura 48) (Dahlem 1989).

Biología. Carroñeros y asociados a heces bovinas, humanas y de perro (Dahlem 1989).

Distribución. Pedregal San Ángel 3♀ 10♂ y Xochimilco 1♂, CDMX; Huamantla 1♀ 2♂, Tlaxcala; Río Hondito 1♀, Coacalco 1♀ 2♂ y Metepec 1♀, Estado de México; Tizayuca 1♂, Hidalgo; Cerro San Andrés 2♀, Michoacán; Chiapas; Chihuahua; Durango; Morelos; Puebla; Canadá; Estados Unidos (Dahlem 1989).

Material revisado. Nueve hembras y 16 machos.



Figura 48. Vista lateral de los terminalia del macho de *Ravinia pusiola* (Wulp, 1896).

❖ *Ravinia stimulans* (Walker, 1849)

Diagnosis. Habitualmente con seda vertical exterior bien desarrollada. Quinto esternito generalmente en forma de U, con proyecciones mediales sedosas producidas ventralmente cerca del ápice de los lóbulos posteriores. Cerco con ápices cortos y paralelos. Edeago con vesícula bien desarrollada e hillas con puntas puntiagudas en vista lateral (Figura 49) (Dahlem 1989).

Biología. Generalmente coprófagos. Colectado en heces de caballo, heces humanas, hígado de oveja, hígado de cerdo, intestinos de cabra, corazón de venado, cadáver de pollo y conejo (Dahlem 1989).

Distribución. Pedregal de San Ángel 3♀, CDMX; Morelia 1♀ y Cerro San Andrés 3♀ 2♂, Michoacán; Tizayuca 1♀, Hidalgo; Cuernavaca 1♀, Morelos; Metepec 1♀, Estado de México; San Miguel de Allende 3♂, Guanajuato; Canadá, Estados Unidos (Dahlem 1989).

Material revisado. 10 hembras y cinco machos.



Figura 49. Vista lateral de los terminalia del macho de *Ravinia stimulans* (Walker, 1849).

***Sarcophaga* Meigen, 1826**

Diagnosis. Fémur II sin ctenidio apical posteroventral, puede haber algunas sedas presentes, pero usualmente no están tan estrechamente unidas. Vena R1 sin sedas dorsalmente. Seda apical posteroventral de la tibia III bien diferenciada, su talla es casi igual a la seda apical anteroventral. Parte media de la pared postalar sedosa (Buenaventura *et al.* 2009).

❖ *Sarcophaga (Bercaea) africa* (Wiedemann, 1824)

Diagnosis. Terguito VI reducido; esternito VI casi en forma de placa, brazo izquierdo alcanza al sintergosternito 7 + 8; sintergosternito 7 + 8 en forma de copa con moderada densidad de sedas cortas, margen posterior con cuatro largas sedas. Terguito IX en forma de copa, brazos fuertemente curvados, la superficie cubierta de sedas muy densas; paralóbulos semiparalelos, un tercio basal de color negro con sedas largas y densas; cercos anales con forma de gancho; pregonito negro, en forma de gancho, margen exterior con 4-3 sedas. Postgonito en forma de gancho, margen exterior con 3-2 sedas. Fallo marrón oscuro-negro, basifalo ovalado sin epifalo, parafalo clavado, hipofalo casi en forma de anillo, acrofalo muy corto, de forma cilíndrica (Figura 50) (Faraj y Mawlood 2018).

Biología. Carroñera de importancia médica y veterinaria (Faraj y Mawlood 2018).

Distribución. Pedregal de San Ángel 3♀, CDMX; Morelia 2♀, Michoacán; Cuernavaca 1♀ 1♂, Morelos; Cosmopolita (Faraj y Mawlood 2018).

Material revisado. Seis hembras y un macho.

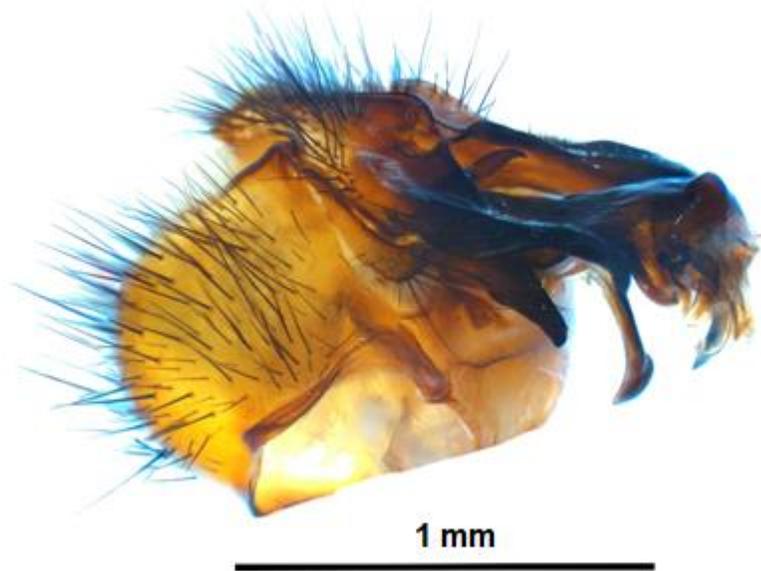


Figura 50. Vista semilateral de los terminalia del macho de *Sarcophaga (Bercaea) africa* (Wiedemann, 1824).

❖ *Sarcophaga (Liosarcophaga) dux* (Thomson, 1869)

Diagnosis. El falo es una estructura corta y ancha que está formada por una base tubular conectada a una vesícula expandida anteroventralmente en forma de trompeta. La yuxta está bifurcada apicalmente. El pregonito y el postgonito están ligeramente curvados hacia arriba apicalmente. Los cercos son puntiagudos y curvados apicalmente (Figura 51) (Sukontason *et al.* 2014).

Biología. Aunque la información sobre *S. (Liosarcophaga) dux* como agente productor de miasis en humanos era muy rara en la literatura, recientemente se descubrió que esta mosca causa miasis auditiva en bebés de cinco días en Tailandia. Con respecto a la miasis en animales, aunque los registros también fueron limitados, se documentaron lesiones cutáneas de camellos en la India. Se ha informado que es un parásito de la langosta y causa miasis del tejido bovino. Se encontraron adultos de *S. (Liosarcophaga) dux* asociados con cadáveres humanos (Sukontason *et al.* 2014).

Distribución. Pedregal de San Ángel 3♂, CDMX; Cuernavaca 1♀ 2♂, Morelos; Tailandia; Malasia; India; Suiza; Madagascar; Sudáfrica; Indonesia; Turquía; China; Japón; Australia; Croacia; Portugal; Irán (Faraj y Mawlood 2018).

Material revisado. Una hembra y cinco machos.

Comentario. Nuevo registro para el continente Americano.



Figura 51. Vista lateral de los terminalia del macho de *Sarcophaga (Liosarcophaga) dux* (Thomson, 1869).

❖ *Sarcophaga (Neobellieria) aff longisterna* (Giroux y Wheeler, 2009)

Diagnosis. Esternito V sin ventana; sintergosternito 7-8, 1.5 veces más largo que el de otras especies del subgénero; tira membranosa entre la yuxta y el tubo fálico; sedas densas, cortas y rígidas en el margen medial de la púa cercal (Figura 52) (Giroux y Wheeler 2009).

Biología. Desconocida.

Distribución. Tlalpujahua 2♀ 3♂, Michoacán; Cerro de San Andrés 1♂, Michoacán; Neártico meridional: Texas (Giroux y Wheeler 2009).

Material revisado. Dos hembras y cuatro machos.

Comentarios. El bulboestilo es diferente a lo registrado en *Sarcophaga (Neobellieria)*.



Figura 52. Vista lateral de los terminalia del macho de *Sarcophaga (Neobellieria) aff longisterna* (Giroux y Wheeler, 2009).

❖ *Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides* (Aldrich, 1916)

Diagnosis. Epandrio rojo; cercos negros no muy grandes ligeramente curvados hacia adelante, de perfil los bordes anterior y posterior casi paralelos, en la punta se escinde el borde anterior, dejando un diente en el borde posterior; la parte adherida de las pinzas está cubierta de densas sedas negras. Placa accesoria amarilla, triangular; postgonito negro, inusualmente robusto, con una punta afilada curvada hacia adelante; pregonito negro, más bien delgado, con punta afilada; tubo fálico en gran parte negrozco; segmento basal corto; segmento distal pequeño en la parte basal, del cual en el anverso proyecta una placa transversal cóncava; en la punta detrás hay una punta afilada, de cada lado de la cual en su base surge un proceso largo y delgado dirigido hacia adelante. Entre estos brazos y de una cavidad apical central surgen dos procesos delgados que se proyectan casi en línea recta fuera del ápice, que tienen un borde aplanado y dentado. Son muy característicos los cuatro procesos delgados, con la punta afilada del segmento distal. Quinto esternito pardo rojizo con su cresta basal muy brillante, la escisión ancha en el fondo, con los lados portando sedas como espinas rígidas, parte de las cuales son bastante largas (Figura 53) (Aldrich 1916).

Biología. Desconocida.

Distribución. Pedregal de San Ángel 8♀ 6♂, Xochimilco 19♀ 8♂ y Chapultepec 8♀ 19♂, CMDX; Tizayuca 35♀ 17♂ y Mineral del Chico 1♀, Hidalgo; Huamantla 5♀ 3♂, Tlaxcala; Coacalco 9♀ 3♂, Estado de México; Xicotepec 1♀, Puebla; Cerro San Andrés 1♂,

Michoacán; San Juan del Río 1♂, Querétaro; San Miguel de Allende 17♂, Guanajuato; Estados Unidos; Canadá (Aldrich 1916).

Material revisado. 86 hembras y 75 machos.



Figura 53. Vista lateral de los terminalia del macho de *Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides* (Aldrich, 1916).

Titanogrypa Townsend, 1917

Diagnosis. Ala con una fuerte espina costal en la unión con la Sc. Vena R₁ sedosa dorsalmente. Sedas dorsocentrales presuturales diferenciadas, por lo menos una es más grande que las sedas notopleurales subprimarias. Márgenes laterales del escutelo con un denso parche de sedas blancas (Buenaventura *et al.* 2009).

❖ *Titanogrypa (Cucullomyia) placida* (Aldrich, 1925)

Diagnosis. Vesícula más larga que ancha, sin saliente en la base, más esclerotizada en el margen distal, mirando hacia afuera en vista ventral; juxta con lóbulos anchos en toda su longitud y tan largos como el tubo fálico; estilos medianos y laterales muy largos que superan a la yuxta en vista lateral, ambos con picos en el ápice (Figura 54) (Barbosa 2019).

Biología. Desconocida.

Distribución. Xicotepec 1 ♂, Puebla; Oaxaca; Sonora; Xalapa, Veracruz; Costa Rica; Colombia; Panamá; El Salvador; Nicaragua (Barbosa 2019).

Material revisado. Un macho.

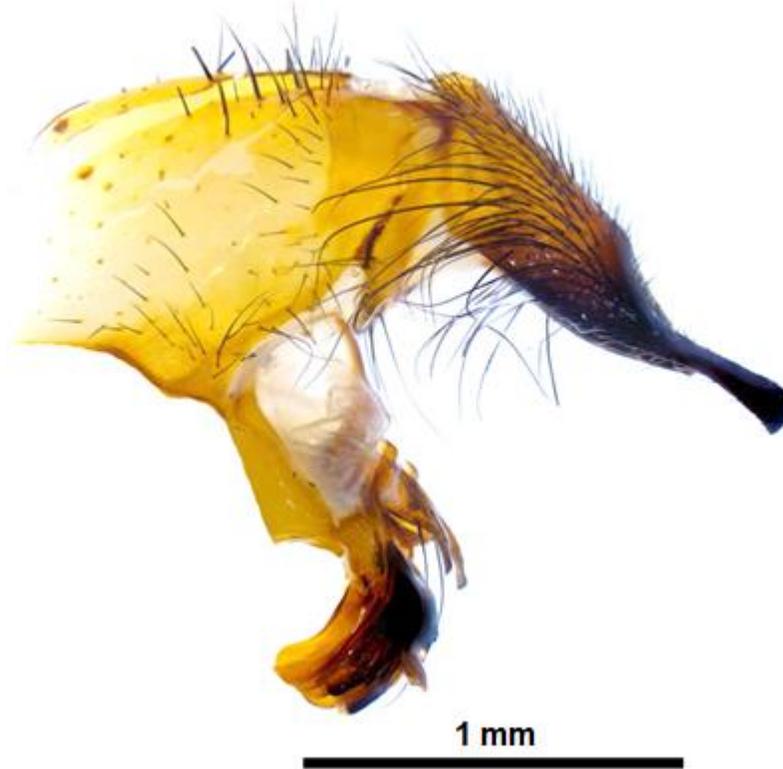


Figura 54. Vista lateral de los terminalia del macho de *Titanogrypa (Cucullomyia) placida* (Aldrich, 1925).

Tripanurga Brauer y Bergenstamm, 1891

Diagnosis. Pared postalar desnuda; vena del ala R1 sedosa dorsalmente; vena del ala R₄₊₅ con sétulas dorsales que alcanzan la vena transversal r-m; medio fémur masculino sin ctenidio; tibia posterior masculina sin seda apical posteroventral; T5 abdominal masculino con margen ventral puntiagudo; ST5 abdominal masculino con una hendidura amplia en forma de V; epandrio más alto que ancho en vista lateral; seda postgonal ligeramente comprimida; falo con una bisagra distinta entre basi- y distifalo; basifalo proximalmente con una apófisis dorsal similar a un epifalo; vesícula trilobulada compuesta por una sección proximal no dividida y dos brazos laterales vesicales; brazos laterales vesicales con proceso denticulado interno; juxta ligeramente empotrada dentro del tubo fálico (Buenaventura y Pape 2018).

Tripanurga aff albicans (Wiedemann, 1830)

Diagnosis. Epandrio negro en la base, espolvoreado como con polen gris y con una fila marginal de unas 10 sedas (Figura 55) (Hall 1938).

Biología. Desconocida.

Distribución. Tizayuca 4♀ 2♂, Hidalgo; Huamantla 1♀, Tlaxcala; Chapultepec 1♀, CDMX; Brasil, Costa Rica (Hall 1938).

Material revisado. Seis hembras y dos machos.

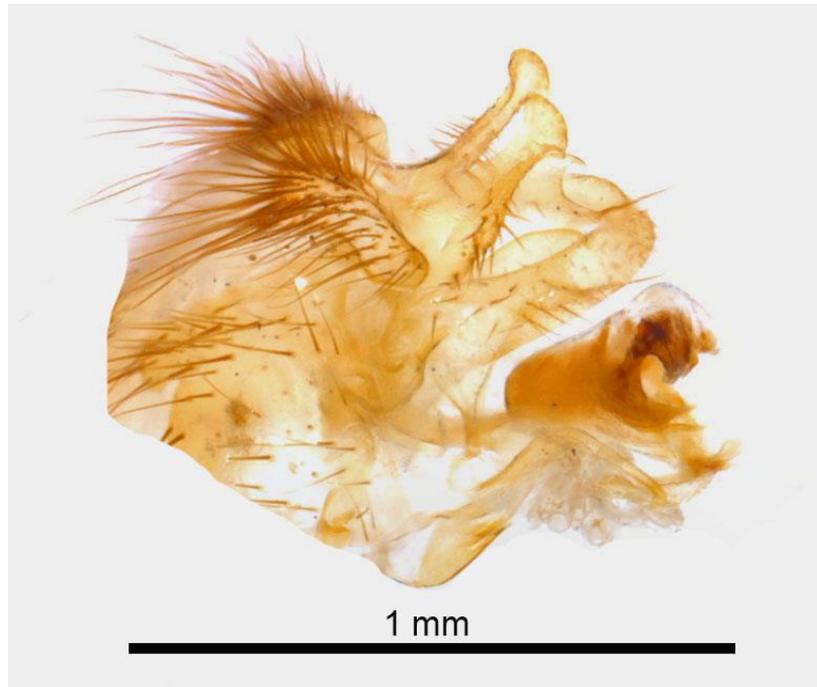


Figura 55. Vista lateral de los terminalia del macho de *Tripanurga aff albicans* (Wiedemann, 1830).

❖ *Tripanurga aurea* (Townsend, 1917)

Diagnosis. Se diferencia de *T. sulculata* por el abdomen más ancho; epandrio más ancho, sedas doradas de la cabeza y el tono cobrizo del resto del cuerpo (Figura 56) (Townsend 1917).

Biología. Desconocida.

Distribución. San Miguel de Allende 2♂, Guanajuato; Baja California; Baja California Sur; Morelos; Sonora; Guerrero; Jalisco; Estados Unidos; Costa Rica; Nicaragua (Townsend 1917).

Material revisado. Dos machos.



Figura 56. Vista lateral de los terminalia del macho de *Tripanurga aurea* (Townsend, 1917). Imagen tomada de myspecies.info.

❖ *Tripanurga aff sulculata* (Aldrich, 1916)

Diagnosis. Epandrio rojo; negruzco en la base, con una fila de sedas gruesas a lo largo del borde posterior. Cercos diminutos, amarillos, la parte libre esbelta, doblada hacia atrás y convergente en el ápice, con más o menos protuberancia en el lado exterior. Como los cercos son divergentes cerca de la base, encierran una abertura ovalada cuando se ven desde atrás. Placa accesoria amarilla, grande, cóncava, más bien ovalada o cuadrangular, tan grandes que ocultan la mayor parte de los órganos internos. Postgonito amarillo, extremadamente delgado y delicado hacia la punta, bastante erguido en posición. Edeago con una porción basal amarilla muy delgada, la parte distal amarillenta, desarrollado hacia atrás desde el segmento basal más de lo normal, con una mancha negra en el costado; sin procesos o placas visibles, excepto en la parte frontal cerca de la punta, donde hay una diminuta fila doble de espinas curvadas y aparentemente ramificada. Quinto esternito muy extirpado, la única parte que muestra son lóbulos amarillos redondeados a cada lado, punteados de negro y cubiertos de sedas largas (Figura 57) (Aldrich 1916).

Biología. Se tiene registro de esta especie infestando heridas de conejos (Jeffery 2011).

Distribución. Tizayuca 1♂, Hidalgo; San Miguel de Allende 1♂, Guanajuato; Estados Unidos (Aldrich 1916).

Material revisado. Dos machos.



Figura 57. Vista ventral de los terminalia del macho de *Tripanurga aff sulculata* (Aldrich, 1916).

7. DISCUSIÓN

7.1 Riqueza, abundancia y distribución

Todas las especies encontradas pertenecen a la subfamilia Sarcophaginae. Esto se explica por la utilización de necrotrampas para realizar el muestreo, ya que sus hábitos son principalmente necrófilos. Además, cuenta con el mayor número de especies, con alrededor de 2, 300 y presenta una mayor distribución en la región Neotropical con respecto a las otras dos subfamilias (Aballay *et al.* 2011; Meiklejohn *et al.* 2013).

En este estudio existen diferencias en las especies encontradas, con lo reportado en trabajos anteriores en México. Se identificaron nueve géneros, mientras que tan solo para la F.E.S. Iztacala en el Estado de México se tenía un registro de 20 (Morales *et al.* 2019). Los géneros que no se recolectaron en este trabajo son *Spirobolomyia* (Townsend, 1917), *Dexosarcophaga* (Townsend, 1917), *Arachnidomyia* (Townsend, 1934), *Liopygia* (Enderlein, 1928), *Fletcherimyia* (Aldrich, 1916), *Tolucamyia* (Dodge, 1965), *Pierretia* (Guiart1 1937), *Argoravinia* (Townsend, 1918), *Anolisimyia* (Dodge, 1955), *Sarcodexia* (Townsend, 1892), *Bellieria* (Robineau-Desvoidy, 1863), *Sarcophagula* (Wulp, 1887), *Sarothromyia* (Brater y Bergenstamm 1891), *Wohlfahrtiopsis* (Townsend, 1917), *Amblycoryphenes* (Townsend, 1918). La diferencia puede deberse en que en el trabajo mencionado utilizaron tres cebos diferentes (excremento humano, calamar y mango fermentado), no enfocados a la fauna cadavérica exclusivamente. Además, su muestreo duró alrededor de un año a diferencia

de algunos sitios de este muestreo en donde las trampas solo se colocaron 15 días. Al ser un estudio exploratorio, nos muestra un primer acercamiento de lo que hay en el distrito de cuencas Toluca-México-Puebla; sin embargo, se recomienda realizar un mayor muestreo estacional para poder caracterizar toda la fauna necrófila presente.

Los géneros con mayor número de especies son: *Blaesoxipha* (7 spp.), reportado previamente como uno de los taxones más ricos en especies dentro de Sarcophagidae (Pape 1994). Al igual que el género *Ravinia* (8 spp.), a pesar de que la mayoría de las especies de este género son coprófagas, sin existir marcada preferencia por el de alguna especie animal en particular. También pueden actuar como parásitas de insectos, necrófagas y causantes de miasis (Dahlem 1989). Por otro lado, el género *Oxysarcodexia* contó con 6 especies, en este trabajo es el género más abundante, y que, junto con *Ravinia* presenta mayor riqueza de especies en la región Neotropical, la asociación de estos se informa con frecuencia en sustratos en descomposición, como heces y cadáveres (Souza 2014). Los géneros *Peckia* (3 spp.), *Boettcheria* (3 spp.), *Helicobia* (2 spp.), *Sarcophaga* (4 spp.) y *Tripanurga* (3 spp.) concuerdan en presentar hábitos coprófagos y necrófilos (Pape 1994). El género con menor número de especies es *Titanogrypa* y el subgénero *Neobellieria* con solo una. Esto puede explicarse porque ambos registran pocas especies en el mundo, *Neobellieria* cuenta con seis que se limitan a Canadá, Estados Unidos, México (Guerrero, Sinaloa, Chiapas), El Salvador, Costa Rica, Brasil y Argentina (Pape 1996). *Titanogrypa* con 17 especies que se limitan a Estados Unidos, Canadá, México (San Luis Potosí y Nayarit), Bolivia, Brasil, Cuba, Guyana y Jamaica. (Barbosa 2019; Giroux y Wheeler 2009; Pape 1996).

En este estudio las especies con mayor abundancia fueron *Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides* y *Oxysarcodexia trivialis*. Estas especies ya habían sido registradas en México (Souza 1946, Pape 1996, Castañeda *et al.* 1999, Téllez 2018); sin embargo, no hay más información sobre su biología o datos de abundancia. Por otro lado, el sitio con mayor abundancia registrada fue la Cantera Oriente, esto se debe a que existía una mayor cantidad de recolectas previas con un periodo de muestreo de un año.

Se tiene un nuevo registro para México de la especie *Sarcophaga (Liosarcophaga) dux* (Thomson 1869), la cual estaba registrada al sur de Europa (Francia), en la región oriental (Tailandia, Malasia, India, Nepal, Arabia Saudita, Egipto, Myanmar, Filipinas, Indonesia, Japón, Corea, Sri Lanka, Taiwán y China), así como en Australia y Hawái (Sukontason *et al.* 2014). Es una especie sinantrópica de importancia médica como vector de enfermedades o productor de miasis, así como para la determinación del IPMmin en medicina forense (Zhang *et al.* 2020).

La familia Sarcophagidae tiene una distribución geográfica mundial, la riqueza se concentra notablemente en regiones de clima tropical y templado cálido y en la región neotropical se encuentran más de 800 especies (Pape 1996). La transformación de

entornos naturales en áreas urbanas y rurales cambia la fauna y la flora locales; sin embargo, algunas especies de dípteros pueden adaptarse a estas nuevas condiciones (sinantropía) (Yepes *et al.* 2013). La familia Sarcophagidae es un componente importante de la fauna sinantrópica, en este trabajo la mayor cantidad de especies se distribuye en sitios con vegetación predominante de bosque de pino-encino; sin embargo, son cercanos a zonas rurales. Una de las especies encontrada, *Peckia (Pattonella) intermutans*, previamente ha mostrado un rechazo total por asentamientos humanos y solo está presente en el bosque (Yepes *et al.* 2013). Esto puede explicar el porqué de los solo dos ejemplares capturados en este estudio.

7.2 Asociación hembras y machos

Se encontró una mayor cantidad de hembras que de machos. Las hembras son mucho más abundantes que los machos en los cadáveres, ya que lo utilizan no solo como fuente de alimento y lugar de apareamiento, sino también como lugar de larviposición. En entomología forense, las especies que se crían sobre cadáveres se consideran la fuente de datos más importante, ya que los datos biológicos de estas especies son fundamentales para estimar el intervalo IPMmin; sin embargo, aún se desconocen las hembras de muchas especies (Pinto *et al.* 2015). Las nulas claves taxonómicas para México y las escasas que hay para la identificación morfológica de hembras (Pinto *et al.* 2015), dificulta la identificación de los ejemplares a nivel de especie. Jordaens *et al.* (2013) realiza un estudio en donde busca evaluar al gen COI como herramienta de diagnóstico molecular para la identificación de especies en *Sarcophaga*; sin embargo, no hace énfasis en la asociación de machos y hembras. En este trabajo fue de utilidad el uso del fragmento del gen COI no solo para delimitar las especies sino también para poder asociar los machos con las hembras y así lograr identificar ambos a nivel de especie.

7.3 Barcoding

De las 33 especies reconocidas con información molecular, 14 contaban con una referencia en Gen Bank, lo que corresponde al 42.42%. La identificación basada en el DNA puede ser una herramienta valiosa para identificar etapas de vida inmaduras o especies morfológicamente similares. Si se compara una secuencia con una biblioteca de secuencias de referencia, aquella que muestre la mayor similitud se puede utilizar para realizar la identificación (Jordaens *et al.* 2013; Sonet *et al.* 2013). La biblioteca de referencia tiene que ser representativa, completa y sin errores de identificación o secuenciación. Existe un problema con el uso de datos COI para identificar especímenes de Sarcophagidae, debido a la limitada proporción de taxones de referencia en GenBank. Sigue siendo de vital importancia la identificación taxonómica y enriquecer las bases de datos moleculares, así como implementar métodos de delimitación de especies que involucren a más de un marcador molecular para darle robustez a las identificaciones. Como resultado de este trabajo se estableció una biblioteca de referencia en que las secuencias generadas han sido curadas e

identificadas con un alto nivel de confianza, de forma que se cuenta con una herramienta para la identificación inusitado en esta familia en México y una de las pocas en el mundo. Se cuenta además con los individuos montados como parte de la Colección de Artrópodos de Referencia Forense (CARF).

7.4 Delimitación de especies e integración de la información

Se ha demostrado que el gen mitocondrial COI es un marcador molecular exitoso para la delimitación de especies de Sarcophagidae (Madeira *et al.* 2016). En este trabajo se compararon cuatro métodos de delimitación: ABGD, distancia genética de 2.3%, GMYC y morfología. Con el método de ABGD se tomó como parámetro una distancia genética de 2.15% y se encontraron 40 MOTU'S, este método fue el más congruente con la morfología en la que se encontraron 32, y se observa que cuando se aumenta la distancia genética a un 2.3% aumentan también el número de especies (48). El análisis de GMYC fue el que más sobre estimó el número de especies (53); por ejemplo, en *Oxysarcodexia trivialis* las separa en cuatro grupos mientras que las demás evidencias concuerdan en que es un solo grupo (Figura 58). Pons *et al.* (2006) respaldan que el análisis de GMYC tiende a sobre estimar la diversidad, señalando de manera predictiva que un estudio hecho en zonas ubicadas en el neotrópico y con organismos de alta diversidad podría arrojar sin dudas complejos de delimitación más grandes que en zonas de dinámicas más estables como Australia, por ejemplo. Por otro lado, las incongruencias por separación de morfoespecies en más de una especie con marcador mitocondrial podrían deberse al hecho de que las entidades a delimitar no fueran monofiléticas para este marcador, por lo que se sugiera utilizar otro marcador ya sea mitocondrial o nuclear para comparar la información; ya que es importante notar que cada marcador tiene sus desventajas. En este caso el COI no es universal, al no ser una herencia clonal en todas las especies y el porcentaje de divergencia interespecífica es desconocido en la mayoría de las especies. Además, se tiene que considerar que los árboles de genes no siempre reflejan el árbol de especies (De la Cadena 2016).

En el caso de distancias genéticas, la divergencia intraespecífica suele estar muy por debajo del 1,5%, mientras que la divergencia interespecífica es $\geq 2-2.5\%$, lo que puede explicar las diferencias encontradas entre los grupos formados por distancias y la morfología. En un trabajo con el género *Sarcophaga* realizado por Jordaens *et al.* (2013) se observó que existe una correlación alta y significativa entre el número de secuencias por especie y la máxima divergencia de secuencia intraespecífica (rango de Spearman $R_{00.53}$, N_{057} , $p < 0,0001$). Esto indica que las bases de datos de referencia no solo deben contener tantas especies de destino como sea posible, sino también debe contener múltiples secuencias de una sola especie y que cubra el mayor rango de distribución. La variación intraespecífica media para *Sarcophaga* estudiada osciló entre 0% y 2,83%. Estudios han manifestado que cualquier método es susceptible de introducir sesgos potenciales, ya sea por los supuestos en que se basan o por lo

parámetros que se utilizan en su aplicación (De la Cadena 2016). ABGD en este caso mostró ser más congruente con la morfología al tener un sustento estadístico que marca el gap en el porcentaje de divergencia que mejor se ajusta a los datos proporcionados.

Por otro lado, la morfología resultó de gran utilidad para la delimitación, a pesar de que solo los machos cuentan con claves taxonómicas que permiten su identificación. En este caso los terminalia de los machos tuvieron la suficiente información para separar a nivel de especie, no encontrando especies crípticas; sin embargo, los análisis moleculares mostraron también ser útiles y congruentes con la morfología para correlacionar a las hembras y así poderlas identificar. Basado en la integración de la información y la congruencia de los distintos métodos de delimitación se encontró un total de 41 MOTU'S de los cuales 33 cuentan con un nombre específico y ocho se asignan a especie presuntiva.

8. CONCLUSIÓN

Basado en la congruencia de los diferentes métodos de delimitación se reconocieron 41 MOTU'S.

Se identificaron un total de 36 especies reconocidas, más seis a nivel de género y ocho asignadas presuntivamente a especie.

La información genética fue útil y concordante con la información morfológica para la identificación y delimitación de especies.

Faltaron por identificar 14 morfoespecies llegando solo a nivel de género con 6 de ellas, esto debido a la falta de machos, y secuencias con las que se pudieran empatar. Además, algunas tampoco lograron ser secuenciadas.

Se cuenta con un nuevo registro que corresponde a la especie *Sarcophaga (Liosarcophaga) dux*.

Una mayor riqueza de especies necrófilas se registró en la vegetación de bosque de pino-encino.

El fragmento del COI es útil para asociar hembras y machos en la familia Sarcophagidae, incluso para identificar a nivel de especie a las hembras.

9. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aballay F., Murúa A., Acosta J. y Centeno N. 2008. Primer registro de artropodofauna cadavérica en sustratos humanos y animales en San Juan, Argentina. *Revista Sociedad Entomológica Argentina* 67(3-4): 157-163.
- Aballay F., Fernández F., Mulieri P. y Urquiza S. 2011. Sarcophagidae (Diptera) de importancia forense en la puna de Catamarca, Argentina: a ovoviviparidad como ventaja en condiciones de extrema aridez. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 70 (3-4): 255-266.
- Aldrich J. 1914. [Description of *Sarcophaga kellyi*.] Pp. 443-446 XV en: Kelly E. 1914. A new sarcophagid parasite of grasshoppers. *Journal of Agricultural Research* 2: 435-446.
- Aldrich J. 1916. *Sarcophaga and allies in North America*. Thomas Say Foundation Lafayette. Estados Unidos. 301.
- Andrade K., Mello C., Núñez C. y Erendira E. 2020. Flesh Flies (Diptera: Sarcophagidae) Attracted to a Snake Carcass (*Boa constrictor*) in Yucatan Peninsula, Mexico. *Journal of Medical Entomology* tjaa115.
- Arif I. y Khan H. 2009. Molecular markers for biodiversity análisis of wildlife animals: a brief review. *Animal Biodiversity and Conservation* 32: 9-17.
- Aristizábal A., Groot H., Camacho G., Realpe E. y Paredes M. 2016. Análisis de las secuencias Citocromo Oxidasa I y Espaciadores Ribosomales Transcritos Internos (ITS I y II y 5.8S) para la identificación de especies de interés forense. *Entomología médica y forense* 3: 695-706.
- Assis L. 2009. Coherence, correspondence, and the renaissance of morphology in phylogenetic systematics. *Cladistics* 25: 528–544.
- Ávalos O. 2005. Bombyliidae (Insecta: Diptera) de Quilamula en el área de Reserva Sierra de Huautla, Morelos, México. Tesis para obtener el título de licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. 70.
- Barbosa T. 2019. Sarcophagidae (Diptera) no bioma caatinga: revisão taxonômica do subgênero *Titanogrypa* (*Cucullomyia*) e avaliação do potencial de espécies como bioindicadoras de conservação ambiental. Tesis para obtener el título de doctorado. Universidade Federal de Pernambuco. 165.
- Barreto M., Burbano M. y Barreto P. 2002. Flies (Calliphoridae, Muscidae) and beetles (Silphidae) from human cadavers in Cali, Colombia. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 97: 137–138.
- Battán M., Arnaldos M., Romera E., Martínez M. y García M. 2002. Nuevos datos sobre la fauna entomológica en cadáveres en la Región Neotropical. Evaluación de técnicas de muestreo. V congreso argentino de Entomología: 18.
- Battan M., Arnaldos M., Rosso B. y García M. 2005. Estudio preliminar de la comunidad sarcosaprófaga en Córdoba (Argentina): aplicación a la entomología forense. *Anales de Biología* 27: 191-201.

- Battán M., Linhares X., Ross B. y García D. 2010. Decomposition and dipteran succession in pig carrion in central Argentina: ecological aspects and their importance in forensic science. *Medical and Veterinary Entomology* 24: 16-25.
- Bourel B., Bouyer L., Hedouin V., Cailliez D. y Gosset D. 1999. Necrophilous insect succession on rabbit carrion in sand dune habitats in northern France. *Journal of Medical Entomology* 36: 420-425.
- Braack L. 1987. Community dynamics of carrion-attendant arthropods in tropical african woodland. *Oecologia* 72: 402-409.
- Brousseau P., Giroux M. y Handa T. 2020. First record on the biology of *Sarcophaga* (*Bulbostyla*) (Diptera, Sarcophagidae). *ZooKeys* 909: 59-66.
- Brower A. 1994. Rapid morphological radiation and convergence among races of the butterfly *Heliconius erato* inferred from patterns of mitochondrial DNA Evolution. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 91: 6491-6495.
- Bruno C. y Balzarini M. 2009. Distancias genéticas entre perfiles moleculares obtenidos desde marcadores multilocus multialélicos. *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias* 41 (3): 171-182.
- Buenaventura E. 2009. Revisión del género *Peckia* Robineau-Desvoidy, 1830 (Diptera: Sarcophagidae) y análisis filogenético de sus subgéneros. Tesis para obtener el título de maestría. Universidad Nacional de Colombia. 218.
- Buenaventura E., Camacho G., García A. y Wolff M. 2009. Sarcophagidae (Diptera) de importancia forense en Colombia: claves taxonómicas, notas sobre su biología y distribución. *Revista Colombiana de Entomología* 35 (2): 189-196.
- Buenaventura E., Szpila K., Cassel B., Wiegmann B. y Pape T. 2019. Anchored hybrid enrichment challenges the traditional classification of flesh flies (Diptera: Sarcophagidae). *Systematic Entomology* 1-21.
- Buenaventura E. y Pape T. 2018. Phylogeny, evolution and male terminalia functionality of Sarcophaginae (Diptera: Sarcophagidae). *Zoological Journal of the Linnean Society* 183 (4): 808-906.
- Carew M. y Hoffmann A. 2015. Delineating closely related species with DNA barcodes for routine biological monitoring. *Freshwater Biology* 60: 1545-1560.
- Carstens B., Pelletier T., Reid N. y Satler J. 2013. How to fail at species delimitation. *Molecular ecology* 22: 4369-4383.
- Carvalho M., Bockmann F., Amorim D., Branda C., Vivo M., Figueiredo J., Britski H., Pinna M., Menezes N., Marques F., Papavero N., Cancellato E., Crisci J., McEachran J., Schelly R., Lundberg J., Gill A., Britz R., Wheeler Q., Stiassny M., Parenti L., Page L., Wheeler W., Faivovich J., Vari R., Grande L., Humphries C., DeSalle R., Ebach M. y Nelson G. 2007. Taxonomic Impediment or Impediment to Taxonomy? A Commentary on Systematics and the Cybertaxonomic-Automation Paradigm. *Evolutionary Biology* 34: 140-143.

- Carvalho M., Bockmann F., Amorim D. y Brandão C. 2008. Systematics must embrace comparative biology and evolution, not speed and automation. *Evolutionary Biology* 35: 150–157.
- Castañeda A., Equihua A., Valdés J., Barrientos A., Ish-Am G. y Gazit S. 1999. Insectos polinizadores del aguacareto em los estados de México y Michoacán. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 5: 129–136.
- Chávez D., Rendón S., Balderrama E. y Mercado A. 2012. Investigación de fauna cadavérica forense y determinación del interval *post mortem* a través del estudio de muestras entomológicas en Cochabamba, Bolivia. *Revista de investigación e información en salud* 3(7): 4-18.
- Contreras R., Castañeda D. y González A. 2007. Gimnospermas. In Biodiversidad de la Faja Volcánica Transmexicana, Luna I., Morrone J. y Espinosa D. Universidad Nacional Autónoma de México 129-138.
- Dahlem A. 1989. A revision of the genus *Ravinia* (Diptera: Sarcophagidae). Tesis para obtener el título de doctorado. Michigan State University 218.
- Dahlem A. y Downes W. 1996. Revision of the genus *Boettcheria* in America North of Mexico (Diptera: Sarcophagidae). *Insecta Mundi* 10 (1-4): 77-103.
- Darriba D., Taboada G., Doallo R. y Posada D. 2012. jModelTest 2: more models, new heuristics and parallel computing. *Nature Methods* 9 (8): 772.
- Dayrat B. 2005. Towards integrative taxonomy. *Biological Journal of the Linnean Society* 85 (3): 407-417.
- De la Cadena G. 2016. Eliminación de impedimentos taxonómicos y ecológicos en “hot-spots” de biodiversidad mediante herramientas moleculares: los Chrysomelidae y sus asociaciones tróficas en el bosque seco tropical de Nicaragua. Tesis para obtener el grado de doctorado. Universidad de Barcelona. 404.
- De Luna E., Guerrero J. y Chew T. 2005. Sistemática biológica: avances y direcciones en la teoría y los métodos de la reconstrucción filogenética. *Hidrobiológica* 15 (3): 351-370.
- De Queiroz K. 2005. A Unified Concept of Species and Its Consequences for the Future of Taxonomy. *Proceedings of the California Academy of Sciences* 56 (18): 196-215.
- Dodge H. 1965. The Sarcophagidae (Diptera) of the West Indies. II. Jamaica1. *Annals of the Entomological Society of America* 58 (4): 497-517.
- Domínguez O. y Vázquez E. 2009. Filogeografía: aplicaciones en taxonomía y conservación. *Animal Biodiversity and Conservation* 32: 59-70.
- Drummond A., Suchard J., Xie A. y Rambaut A. 2012. Bayesian phylogenetics with BEAUti and the BEAST 1.7. *Molecular Biology and Evolution* 29: 1969-1973.
- Escalante T., Sánchez V., Morrone J. y Linaje M. 2007. Areas of endemism of Mexican terrestrial mammals: a case study using species'ecological niche modeling, parsimony analysis of endemism and goloboff fit. *Interciencia-Caracas* 32 (3): 151.

- Escalante T., Szumik C. y Morrone J. 2009. Areas of endemism of Mexican mammals: reanalysis applying the optimality criterion. *Biological Journal of the Linnean Society* 98 (2): 468-478.
- Faraj A. y Mawlood N. 2018. Morphological study of flesh fly stages, *Sarcophaga africa* (Wiedemann) (Diptera: Sarcophagidae). *Journal of Education and Science –Pure Sciences* 27 (2): 28-38.
- Ferrari L. 2000. Avances en el conocimiento de la Faja Volcánica Transmexicana durante la última década. *Boletín de la Sociedad Geológica Mexicana* 53: 84-92
- Flores O. y Canseco L. 2007. Riqueza de la herpetofauna. In Biodiversidad de la Faja Volcánica Transmexicana, Luna I., Morrone J. y Espinosa D. Universidad Nacional Autónoma de México 407-420.
- Flores L., Sánchez H., Ibáñez S., García M. 2008. Insectos sarcosaprófagos asociados a la descomposición cadavérica de *Sus scrofa* en Texcoco, México. *Sociedad mexicana de entomología* 764-768.
- Flores L. 2009. Sucesión de entomofauna cadavérica utilizando como biomodelo cerdo blanco, *Sus scrofa* L. Tesis doctorado. Colegio de Postgraduados Montecillo, Texcoco, Edo. De México.104.
- Flores V. y Dale W. 1995. Un estudio sobre ecología de las moscas Sarcophagidae en la costa central peruana. *Revista peruana de Entomología* 38: 13-17.
- Folmer O., Black M., Hoeh W., Lutz R. y Vrijenhoek R. 1994. DNA primers for amplification of mitochondrial cytochrome c oxidase subunit I from diverse metazoan invertebrates. *Molecular Marine Biology and Biotechnology* 3 (5): 294-299.
- Fujisawa T. y Barraclough T. 2013. Delimiting Species Using Single-Locus Data and the Generalized Mixed Yule Coalescent Approach: A Revised Method and Evaluation on Simulated Data Sets. *Systematic Biology* 62 (5): 707-724.
- Fujita M., Leaché A., Burbrink F., McGuire J. y Moritz C. 2012. Coalescent-based species delimitation in an integrative taxonomy. *Ecology and Evolution* 27 (9): 480-488.
- Gámez N., Escalante T., Rodríguez G., Linaje M. y Morrone J. 2012. Caracterización biogeográfica de la Faja Volcánica Transmexicana y análisis de los patrones de distribución de su mastofauna. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 83: 258-272.
- García A. 2004. Estudio de la sucesión de insectos en cadáveres en Alcalá de Henares (Comunidad Autónoma de Madrid) utilizando cerdos domésticos como modelos animales. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 34: 263-269.
- García F., Valdés M., Pastraña E., Sánchez F. y Cisneros B. 2009. Identificación y abundancia estacional de géneros de la familia Sarcophagidae (Diptera) sobre carroña de puerco en un área semidesértica de Coahuila. *Folia Entomológica Mexicana* 48 (3): 151-160.

- García F. y Valdés M. 2012. Listado de géneros de la familia Sarcophagidae (Diptera) asociados a carroña en Torreón, Coahuila. *Sociedad Mexicana de Entomología* 897-901.
- García M., Arnaldos M., Lozano E. y Luna A. 2004. La entomología forense en España. En: Calabuig J. y Villanueva C. *Medicina Legal y Toxicológica*. Sexta edición, España. 1395.
- Giroux M. y Wheeler T. 2009. Systematics and Phylogeny of the Subgenus *Sarcophaga* (*Neobellieria*) (Diptera: Sarcophagidae). *Annals of the Entomological Society of America* 102(4): 567-587.
- Goff M., García M., Arnaldos M., Lozano E. y Luna A. 2004. Entomología cadavérica: fundamentos y aplicación. Referencia a la entomología española. *Medicina Legal y Toxicológica*. Sexta edición 253-262.
- Goldstein P., De Salle R., Amato G. y Voger A. 2000. Conservation genetics at the species boundary. *Conservation Biology* 14: 120–131.
- Gómez A., Orozco M. y Ferrari L. 2005 Petrogénesis ígnea de la Faja Volcánica Transmexicana. *Boletín de la Sociedad Geológica Mexicana* 72: 227-285.
- González A., González L., Martínez I., Archilla F., Higuera J. y Jiménez G. 2011. Estimación del intervalo post-emersión de un cadáver hallado en un embalse en Granada (España). *Cuadernos de Medicina Forense* 17(3): 137-144.
- Grassberger M. y Frank C. 2004. Initial Study of Arthropod Succession on Pig Carrion in a Central European Urban Habitat. *Journal of Medical Entomology* 41(3): 511- 523.
- Gilarriortua M., Saloña M. y Pancorbo M. 2015. Uso de vestigios moleculares en entomología forense. *Ciencia forense* 12: 29-72.
- Guindon S. y Gascuel O. 2003. A simple, fast and accurate method to estimate large phylogenies by maximum-likelihood. *Systematic Biology* 52: 696-704.
- Guo Y., Cai J., Chang Y., Li X., Liu Q., Wang X., Wang X., Zhong M., Wen J., Wang J. 2011. Identification of forensically important Sarcophagid flies (Diptera: Sarcophagidae) in China, based on COI and 16S rDNA gene sequences. *Journal of Forensic Sciences* 56 (6): 1534-1540.
- Guo Y., Zha L., Yan W., Li P., Cai J. y Wu L. 2014. Identification of forensically important sarcophagid flies (Diptera: Sarcophagidae) in China based on COI and period gene. *International Journal of Legal Medicine* 128: 221-228.
- Hall D. 1937. New muscoid flies (Diptera) in the United States National Museum. *Proceedings of the United States National Museum* 84: 201-216.
- Hall D. 1938. New South American Sarcophagidae (Diptera). *The Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico* 22 (2): 171-175.
- Halffter G. y Moreno C. 2005. Significado biológico de las diversidades alfa, beta y gamma. *Sociedad entomológica aragonesa* 4: 5-18.
- Huelsenbeck J. y Ronquist F. 2001. MRBAYES: Bayesian inference of phylogeny. *Bioinformatics* 17: 754-755.

- Huelsenbeck J. 2001. Bayesian Inference of Phylogeny and Its Impact on Evolutionary Biology. *Science* 294 (5550): 2310-2314.
- Ibáñez-Bernal S. 2017. Actualización del Catálogo de Autoridades Taxonómicas de los Dípteros (Diptera: Insecta) de México. Instituto de Ecología AC. Red Ambiente y Sustentabilidad. Informe final-SNIBCONABIO proyecto JE006. Ciudad de México.
- INEGI, (16/12/2016). 'Conjunto de Datos Vectoriales de Uso de Suelo y Vegetación. Escala 1:250 000. Serie VI (Capa Union)', escala: 1:250 000. edición: 1. Instituto Nacional de Estadística y Geografía. Aguascalientes, México.
- James M. 1947. The flies that cause myiasis in man. Washington, DC: United States Government Printing Office.
- Jeffery T. 2011. Morphological and molecular techniques for the differentiation of myiasis-causing Sarcophagidae. *Graduate Theses and Dissertations* 10390.
- Jiménez A. y Hortal J. 2003. Las curvas de acumulación de especies y la necesidad de evaluar la calidad de los inventarios biológicos. *Revista Iberoamericana de Aracnología* 8: 151-161.
- Jordaens K., Sonet G., Richet R., Dupont E., Braet Y. y Desmyter S. 2013. Identification of forensically important *Sarcophaga* species (Diptera: Sarcophagidae) using the mitochondrial COI gene. *International Journal of Legal Medicine* 127 (2): 491-504.
- Knipling E. 1936. A comparative study of the first-instar larvae of the genus *Sarcophaga* (Calliphoridae, Diptera), with notes on the biology. *The Journal of Parasitology* 22 (5): 417-454.
- Knoll T. 2012. Adobe Photoshop CS6. Versión 13.0. Adobe Incorporated.
- Kozlov M. y Whitworth T. 2002. Population densities and diversity of Calliphoridae (Diptera) around a nickel-copper smelter at Monchegorsk, Northwestern Russia. *Entomologica Fennica* 13 (2): 98-104.
- Kumar S. Tamura K. y Nei M. 1993. MEGA: Molecular Evolutionary Genetics Analysis, version 1.01. The Pennsylvania State University, University Park, PA 16802.
- Leclercq M. 1978. Entomologie et Médecine Légale. Datation de la mort. Editorial Masson. París. 100.
- Lin X., Stur E. y Ekrem T. 2015. Exploring genetic divergence in a species-rich insect genus using 2790 DNA barcodes. *Plos One* 10.
- Lopes H. 2004. Redescricao dos machos de dez espécies neotropicais de *Ravinia* Robineau-Desvoidy, 1863 (Diptera, Sarcophagidae). *Arquivos do Museu Nacional* 62: 45-66.
- Luo A., Ling C., Ho S. y Zhu C. 2018. Comparison of Methods for Molecular Species Delimitation Across a Range of Speciation Scenarios. *Systematic Biology* 67 (5): 830-846.

- Madeira T., Souza C., Cordeiro J. y Thyssen J. 2016. The use of DNA barcode for identifying species of *Oxysarcodexia* Townsend (Diptera: Sarcophagidae): A preliminary survey. *Acta Tropica* 161: 73-78.
- Magaña C. 2001. La entomología forense y su aplicación a la medicina legal. Data de muerte. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 28:49-57.
- Márquez D. 2019. Delimitación de especies de los géneros *Pyropia*/*Porphyra* (Bangiales, Rhodophyta) de la Costa Peruana en base a marcadores moleculares. Tesis para obtener el grado de licenciatura, Universidad Nacional Agraria La Molina. 84.
- Martínez E., Jaramillo F., Escoto J., Rodríguez M., Posadas F. y Medina E. 2009. Estudio comparativo preliminar de la sucesión de insectos necrófagos en *Sus scrofa* intoxicados con paratión metílico, en tres periodos estacionales. *Revista Mexicana de Ciencias Farmacéuticas* 40(3): 5-10.
- Martínez O. 2015. La taxonomía integral y su importancia para la conservación. *Ciencia y conservación* 6: 54-64.
- McAlpine J., Peterson B., Shewell G., Teskey H., Vockeroth J., y Wood D. 1987. Manual of Nearctic Diptera Volume 2. Canadian Cataloguing. 1332.
- Marshall D., Hill K., Cooley J. y Simon C. 2011. Hybridization, mitochondrial DNA phylogeography, and prediction of the early stages of reproductive isolation: lessons from New Zealand cicadas (Genus *Kikihia*). *Systematic Biology* 60 (4): 482-502.
- Medina L. y Pérez J. 2008. DNA Barcode, una alternativa para identificar especies del Complejo Midas Cichlidae en Nicaragua. *Encuentro* 81: 99-111.
- Meiklejohn K. 2012. Taxonomy and systematics of the Australian *Sarcophaga* s.l. (Diptera: Sarcophagidae). Tesis para obtener el grado de doctorado, University of Wollongong. 182.
- Meiklejohn K., Wallman J. y Downton M. 2011. DNA-based identification of forensically important Australian Sarcophagidae (Diptera). *International Journal of Legal Medicine* 125: 27-32.
- Meiklejohn K., Wallman J., Pape T., Cameron S. y Downton M. 2013. Utility of CAOI, CAD and morphological data for resolving relationships within the genus *Sarcophaga* (*sensu lato*) (Diptera: Sarcophagidae): a preliminary study. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 69: 133-141.
- Mello C., Mariluis J. Silva P., Patitucci L. y Mulieri P. 2014. Sarcophagidae. En Roiz S.; Claps L. y Morrone J. *Biodiversidad de Artrópodos* 475-490.
- Merritt R., Benbow M. y Hudson P. 2002. Wetland macroinvertebrates of Prentiss Bay, Lake Huron, Michigan: Diversity and functional group composition. *The Great Lakes Entomologist* 35: 149-160.
- Miller M., Pfeiffer W., y Schwartz T. 2010. Creating the CIPRES Science Gateway for inference of large phylogenetic trees en *Proceedings of the Gateway Computing Environments Workshop (GCE)*.1 - 8.

- Molano C. 2016. Sistemática de quirópteros presentes en localidades de los municipios de Tolu Viejo, Colosó y Corozal del departamento de Sucre. Tesis para obtener el título de biólogo. Universidad de Sucre. 77.
- Molina C., Hernández M., Luy Q., Gallardo B., Gutiérrez R., Galindo y Miranda N. 2012. Distribución de dípteros asociados en las fases de degradación cadavérica de humanos en el Distrito Federal, México. *Sociedad Mexicana de Entomología* A, C. II Simposio Latinoamericano de Entomología Forense 12 (2): 1749-1755.
- Molina H., Nava H., Luy J., Gallardo M., Gutiérrez S., Galindo N. 2013. Distribución de dípteros asociados con las fases de degradación cadavérica de humanos en el Distrito Federal, México. *Entomología mexicana* 12: 1749-1755.
- Morales A., Rivera A. y Trejo J. 2019. Estudio faunístico de Calliphoridae, Muscidae y Sarcophagidae (Diptera:Brachicera) de la F.E.S. Iztacala, Tlalneplanta, Estado de México. *Entomología mexicana* 6: 91-97.
- Morrone J., Escalante T. y Rodríguez G. 2017. Mexican biogeographic provinces: Map and shapefiles. *Zootaxa* 4277 (2): 277-279.
- Navarro A., Noriega A., Peterson A., Oliveras I. y Gordillo A. 2007. Diversidad, endemismo y conservación de las aves. En Biodiversidad de la Faja Volcánica Transmexicana, Luna I., Morrone J. y Espinosa D. Universidad Nacional Autónoma de México 461-484.
- Norman E. 1973. Arthropod and nematode parasites, parasitoids, and predators of Acrididae in America north of Mexico. *Technical bulletin No. 1460*. Agricultural Research Service, Washington, D.C. 261-286.
- Ornelas C., Bastir M. y Doadrio I. 2014. Morphometric variation between two morphotypes within the *Astyanax* Baird and Girard, 1854 (Actinopterygii: Characidae) genus, From a Mexican tropical lake. *Journal of morphology* 275 (7): 721-731.
- Ortiz R. 2017. Establecimiento de la colección de artrópodos de referencia forense para la licenciatura en Ciencia Forense de la UNAM. Tesis licenciatura. UNAM, México.
- Otero J. 2015. La Wolphartiosis en Ganado Ovino de la Provincia de Albacete: Aspectos Epidemiológicos y Sanitarios. Tesis doctorado. Universidad de Murcia, España.
- Padial J., Miralles A., De la Riva I. y Vences M. 2010. The integrative future of taxonomy. *Frontiers in zoology* 7 (1): 16.
- Papadopoulou A., Anastasiou I. y Vogler A. 2010. Revisiting the insect mitochondrial molecular clock: the mid-Aegean trench calibration. *Molecular Biology and Evolution* 27 (7): 1659-1672.
- Pape T. 1994. The World *Blaesoxipha* Loew, 1861 (Diptera: Sarcophagidae). *Entomologica Scandinavica Supplement* 45: 251.
- Pape T. 1996. Catalogue of the Sarcophagidae of the World (Insecta:Diptera). *Memoirs on Entomology, International* (8): 568.

- Pape T., Wolff M. y Amat E. 2004. Los califóridos, éstridos, rinofóridos y sarcófagidos (Diptera: Calliphoridae, Oestridae, Rhinophoridae, Sarcophagidae) de Colombia. *Biota Colombiana* 5 (2): 201-208.
- Pape T., Blagoderov V. y Mostovski M. 2011. Order Diptera Linnaeus, 1758. In: Zhang ZQ (Ed.) *Animal biodiversity: An outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness*. *Zootaxa* 3148: 212-221.
- Peceros F. 2011. Sucesión entomológica asociada a procesos de descomposición de carcasas de cerdo (*Sus scrofa* L., 1758) en la provincia de Huarochirí. Tesis de licenciatura, Universidad Nacional Mayor de San Marcos. 146.
- Peckham D. 1991. Consequences relating to the inclusion of female Sarcophagids (Diptera) as prey of *Oxybelus sparideus* (Hymenoptera, Sphecidae). *Annals of the Entomological Society of America* 84 (2): 170–173.
- Pekbey G. y Hayat R. 2013. New records and updated distributions of *Blaesoxipha* Loew, 1861 (Diptera: Sarcophagidae) from Turkey. *Journal of the Entomological Research Society* 15 (3): 25-36.
- Peña C. 2011. Métodos de inferencia filogenética. *Revista Peruana de Biología* 18 (2): 265-267.
- Pérez J. y Carvajal D. 2013. Código de barras genético para la identificación de dípteros de importancia forense. *Revista Facultad de Ciencias Forenses y de la Salud* 9: 51-66.
- Pigliucci M., Murren C. y Schlichting C. 2006. Phenotypic plasticity and evolution by genetic assimilation. *Journal of Experimental Biology* 209 (12): 2362-2367.
- Pinto K., Mello C. y Carvalho C. 2011. Pictorial identification key for species of Sarcophagidae (Diptera) of potential forensic importance in southern Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia* 55 (3): 333-347.
- Pinto K., Moura M. y Mello C. 2015. Comparative morphology and identification key for females of nine Sarcophagidae species (Diptera) with forensic importance in Southern Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia* 59 (3): 177-187.
- Pohjoismáki J., Karhunen P., Goebeler S., Sau P. y Sääksjärvi I. 2010. Indoors forensic entomology: colonization of human remains in closed environments by specific species of sarcosaprophagous flies. *Forensic Science International* 199: 38–42.
- Pons J., Barraclough T., Gómez J., Cardoso A., Durán D., Hazell S., Kamoun S., Sumlin W. y Vogler A. 2006. Sequence-based species delimitation for the DNA taxonomy of undescribed insects. *Systematic biology* 55 (4): 595-609.
- Puillandre N., Lambert A., Brouillet S. y Achaz G. 2011. ABGD, Automatic Barcode Gap Discovery for primary species delimitation. *Molecular Ecology* 21 (8): 1864-1877.
- Rambaut A. 2009. FigTree version 1.3.1 [computer program] <http://tree.bio.ed.ac.uk> .

- Rambaut A. y Drummond A. 2009. Tracer version 1.5 [computer program] <http://beast.bio.ed.ac.uk> .
- Rambaut A. y Drummond A. 2010. TreeAnnotator version 1.7.4 (computer program). [<http://beast.bio.ed.ac.uk>].
- Ramírez T. 2020. La filogenómica como herramienta fundamental en el estudio de la diversidad biológica. *Revista Latinoamericana de Herpetología* 3: 33-48.
- Remedios M. 2014. Sucesión de entomofauna cadavérica en cuerpos de *Sus scrofa* L., (cerdo blanco) en un ambiente de bosque. Tesis maestría U de la R, Facultad de Ciencias Montevideo 80.
- Reeves W., Pape T. y Adler P. 2000. Biological notes on New World Sarcophagidae (Diptera). *Studia dipterologica* 7: 497-500.
- Rodríguez K., Quijas S., Cupul F. y Navarrete J. 2015. Literatura científica sobre artrópodos asociados a cadáveres: estudio observacional. *Acta universitaria* 25 (6): 20-29.
- Romera E., Arnaldos M., García M. y González D. 2003. Los Sarcophagidae (Insecta, Diptera) de un ecosistema cadavérico en el sureste de la Península Ibérica. *Anales de Biología* 25: 49-63.
- Romero P. y Ramírez R. 2011. Divergencia intraespecífica y código de barras de DNA en *Systrophia helicycloides* (Gastropoda, Scolodontidae). *Revista peruana de biología* 18 (2): 201-208.
- Ronquist F. y Huelsenbeck J. 2003. MRBAYES 3: Bayesian phylogenetic inference under mixed models. *Bioinformatics* 19: 1572-1574.
- RStudio Team. 2020. RStudio: Integrated Development for R. RStudio, PBC, Boston, MA URL <http://www.rstudio.com/>.
- Saitou N. y Nei M. 1987. The Neighbor-joining method: a new method for reconstructing phylogenetic trees. *Molecular biology and evolution* 4 (4): 406-425.
- Sambrook J., Fritsch E. y Maniatis T. 1989. Molecular cloning: a laboratory manual. Edición 2. *Cold spring harbor laboratory press* 1546.
- Samways M. 1994. Insect conservation biology. Chapman y Hall. London, Nueva York 376.
- Sanders D. y Dorson R. 1966. The insect complex associated with bovine manure in Indiana. *Annals of the Entomological Society of America* 59 (5): 955–959.
- Schlick B., Steiner F., Seifert B., Stauffer C., Christian E. y Crozier R. 2010. Integrative Taxonomy: A Multisource Approach to Exploring Biodiversity. *Annual Review of Entomology* 55: 421–38.
- Sonet G., Jordaens K., Braet Y., Bourguignon L., Dupont E., Backeljau T., De Meyer M., y Desmyter S. 2013. Utility of GenBank and the Barcode of Life Data Systems (BOLD) for the identification of forensically important Diptera from Belgium and France. *ZooKeys* (365): 307–328.

- Souza C. 2014. Diversidade de espécies e abordagem filogenética do gênero *Oxysarcodexia* Townsend, 1917 (Diptera: Sarcophagidae). Tesis para obtener el título de doctorado. Universidade Estadual de Campinas. 223.
- Souza C., Pape T. y Thyssen P. 2020. *Oxysarcodexia* Townsend, 1917 (Diptera: Sarcophagidae) a centennial conspectus. *Zootaxa* 4841 (1): 001-126.
- Souza H. 1946. Sarcophagidae do México, capturados pelo professor A. Dampf. (Diptera). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 44 (1): 119-146.
- Stamatakis A. 2014. RAxML Version 8: A tool for Phylogenetic Analysis and Post-Analysis of Large Phylogenies. *Bioinformatics* 30 (9): 1312-1313.
- Suárez M., Téllez O., Lira R. y Villaseñor J. 2013. Una regionalización de la Faja Volcánica Transmexicana con base en su riqueza florística. *Botanical Sciences* 91 (1): 93-105.
- Sukontason K., Sanit S., Klong T., Tomberlin J. y Sukontason K. 2014. *Sarcophaga* (Liosarcophaga) *dux* (Diptera: Sarcophagidae): A flesh fly species of medical importance. *Biological research* 47: 1-9.
- Swofford D. 1998. PAUP; Phylogenetic Analysis Using Parsimony (and other Methods). Sunderland Massachusetts: Sinauer Associates.
- Téllez I. 2018. Código de barras genético de especies de dípteros necrófilos de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel, Ciudad de México. Tesis licenciatura UNAM, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza 122.
- Torres A. y Luna I. 2006. Análisis de trazos para establecer áreas de conservación en la Faja Volcánica Transmexicana. *Interciencia* 31 (12): 849-855.
- Townsend C. 1917. Genera of the dipterous tribe Sarcophagini. *Proceedings of the Biological Society of Washington* 30: 189-197.
- Torretti R. 2010. La proliferación de los conceptos de especie en la biología evolucionista. *Revista de Teoría, Historia y Fundamentos de la Ciencia*, 25 (3): 325-377.
- Valverde C., Buenaventura E., Sánchez J. y Wolff M. 2017. Flesh flies (Diptera: Sarcophagidae: Sarcophaginae) from the Colombian Guajira biogeographic province, an approach to their ecology and distribution. *Zoologia (Curitiba)* 34: e12277.
- Vairo K., Mello C. y Carvalho C. 2011. Pictorial identification key for species of Sarcophagidae (Diptera) of potential forensic importance in southern Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia* 55 (3): 333-347.
- Vásquez M. y Liria J. 2012. Morfometría geométrica alar para la identificación de *Chrysomya albiceps* y *C. megacephala* (Diptera: Calliphoridae) de Venezuela. *Revista de Biología Tropical* 60 (3): 1249-258.
- Velasco de León P., Arellano J., Silva A. y Yussim S. 2007. Aspectos geológicos y paleontológicos. In Biodiversidad de la Faja Volcánica Transmexicana, Luna I., Morrone J. y Espinosa D. Universidad Nacional Autónoma de México 25-38.
- Vieites D., Wollenberg K., Andreone F., Köhler J., Glaw F. y Vences M. 2009. Vast underestimation of Madagascar's biodiversity evidenced by an integrative

- amphibian inventory. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 106: 8267–8272.
- Villaseñor J. y Ortiz E. 2007. La familia Asteraceae. *In* Biodiversidad de la Faja Volcánica Transmexicana, Luna I., Morrone J. y Espinosa D. Universidad Nacional Autónoma de México 289-310.
 - Wiens J. y Servedio M. 1999. Species delimitation in systematics: inferring diagnostic differences between species. *The Royal Society* 267: 631-636.
 - Will K., Mishler B. y Wheeler Q. 2005. The perils of DNA barcoding and the need for integrative taxonomy. *Systematic Biology* 54: 844–851.
 - Wolff M., Uribe A. Ortiz A. y Duque P. 2001. A preliminary study of forensic entomology in Medellín, Colombia. *Forensic Science International* 120: 53-59.
 - Wulp F. 1896 Fam. Muscidae [part]. Pp. 281-288, 289-304 in: Godman, F.D. & Salvin, O. (eds), *Biologia Centrali-Americana*. Class Insecta. Diptera. Vol. 2, 489 pp., 13 pls. London.
 - Yepes D., Sánchez J., Mello C. y Echeverri M. 2013. Synantropy of Sarcophagidae (Diptera) in La Pintada, Antioquia-Colombia. *Revista de Biología Tropical* 61 (3): 1275–1287.
 - Zaidi F., Wei S., Shi M. y Chen X. 2011. Utility of multi-gene loci for forensic species diagnosis of blowflies. *Journal of Insect Science* 11 (59): 1-12.
 - Zhang X., Li Y., Shang Y., Ren L., Chen W., Wang S. y Guo Y. 2020. Development of *Sarcophaga dux* (diptera: Sarcophagidae) at constant temperatures and differential gene expression for age estimation of the pupae. *Journal of Thermal Biology* 93: 102735.

10. ANEXO

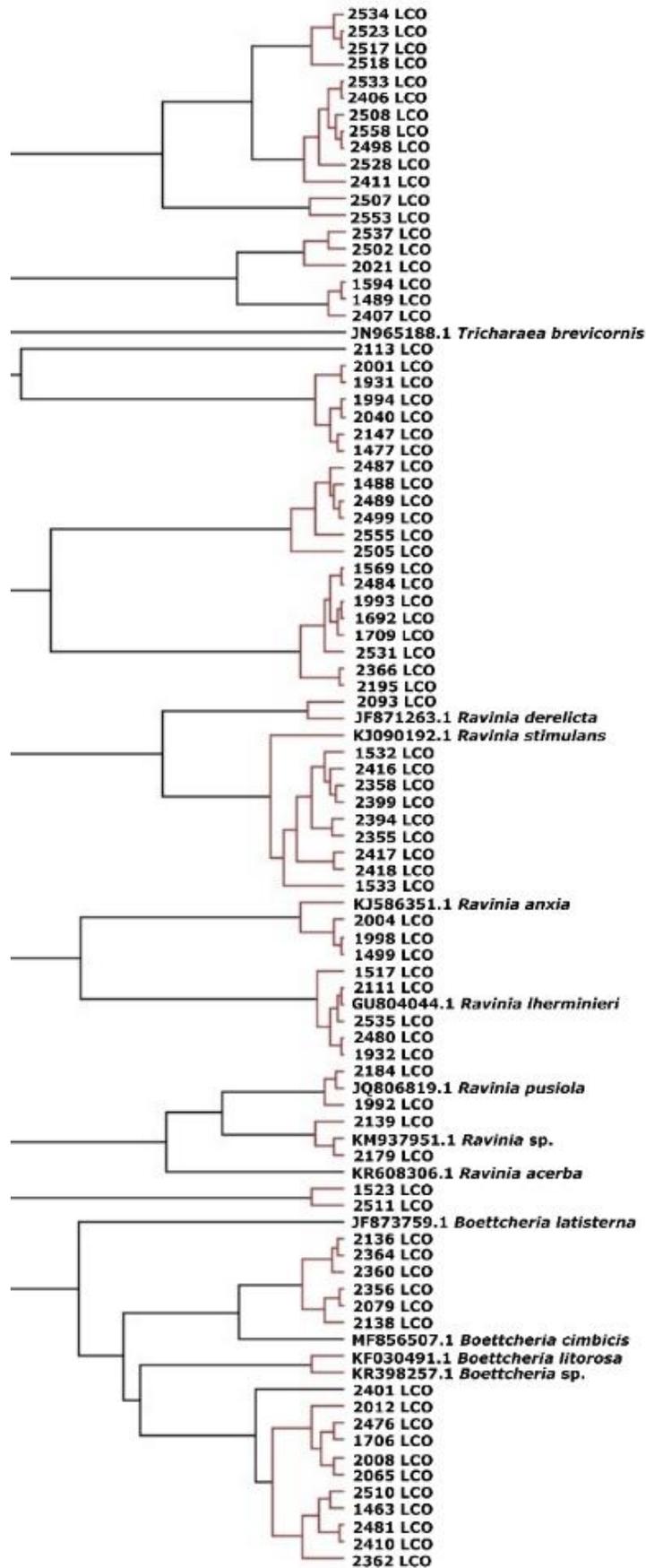
Cuadro 4. Listado de las especies encontradas en este estudio y la localidad en la que fueron recolectadas.

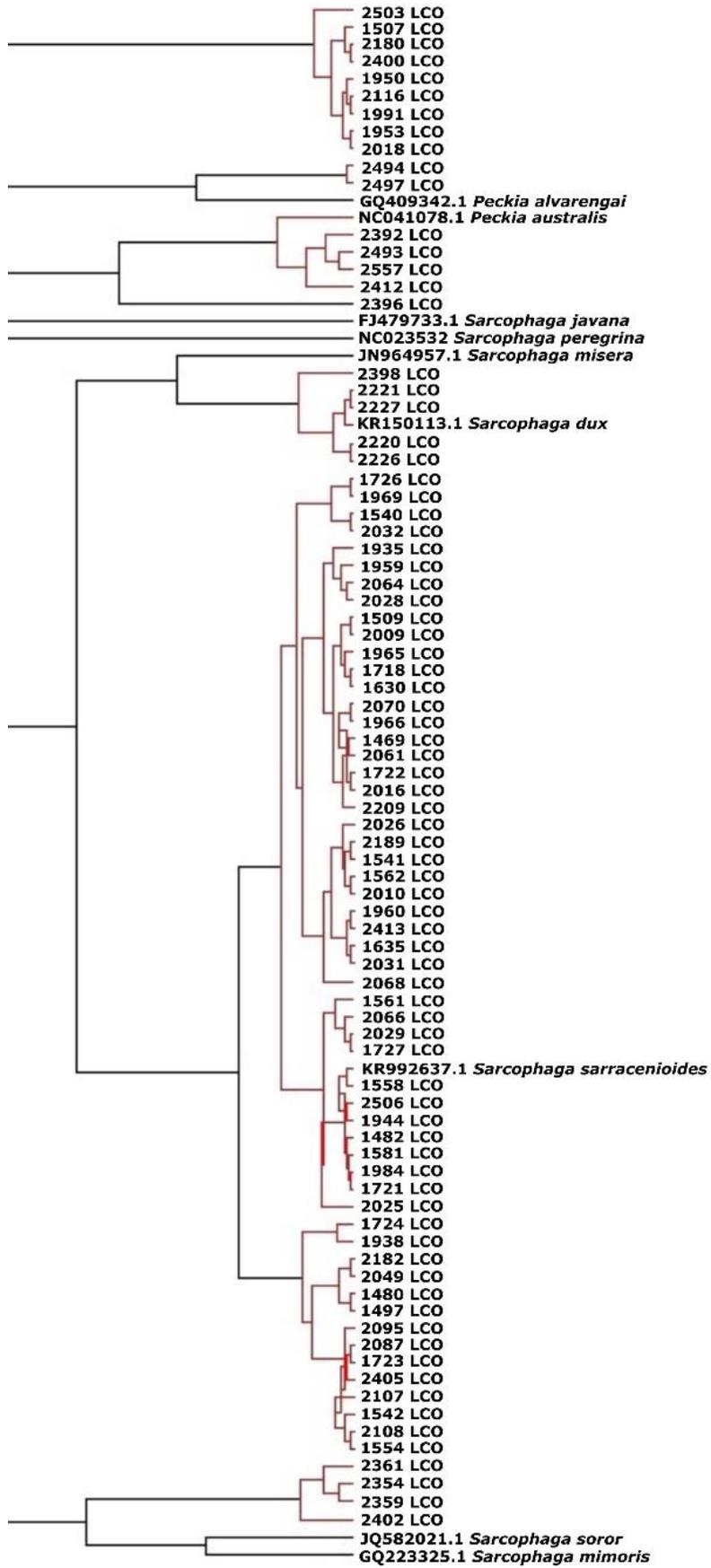
LUGAR	ESPECIES
Jardín Botánico, UNAM	<i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) dampfi</i> , Especie 1, Especie 4, <i>Boettcheria mexicana</i> , <i>Ravinia dampfi</i> , <i>Oxysarcodexia perneta</i> , <i>Oxysarcodexia trivialis</i> , <i>Oxysarcodexia ventricosa</i> , <i>Ravinia lherminieri</i> , <i>Ravinia pusiola</i> , <i>Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides</i> , <i>Helicobia rapax</i>
Cantera UNAM	<i>Blaesoxipha aff mex</i> , <i>Blaesoxipha (Gigantotheca) plinthopyga</i> , <i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) dampfi</i> , <i>Boettcheria mexicana</i> , <i>Boettcheria praevolans</i> , <i>Ravinia dampfi</i> , <i>Oxysarcodexia diana</i> , <i>Oxysarcodexia bakeri</i> , <i>Oxysarcodexia perneta</i> , <i>Oxysarcodexia trivialis</i> , <i>Oxysarcodexia ventricosa</i> , <i>Ravinia lherminieri</i> , <i>Ravinia pusiola</i> , <i>Ravinia stimulans</i> , <i>Sarcophaga (Bercaea) africa</i> , <i>Sarcophaga (Liosarcophaga) dux</i> , <i>Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides</i>
Canalillo Cerro del agua Morelia Michoacán	<i>Blaesoxipha (Gigantotheca) plinthopyga</i> , <i>Peckia (Peckia) chrysostoma</i> , <i>Ravinia aff effrenata</i> , <i>Oxysarcodexia trivialis</i> , <i>Oxysarcodexia ventricosa</i> , <i>Ravinia lherminieri</i> , <i>Ravinia stimulans</i> , <i>Sarcophaga (Bercaea) africa</i>
Tercera sección de Chapultepec, CDMX	<i>Blaesoxipha (Gigantotheca) aff cessator</i> , <i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) dampfi</i> , Especie 2, <i>Boettcheria mexicana</i> , <i>Boettcheria praevolans</i> , <i>Tripanurga aff albicans</i> , <i>Oxysarcodexia trivialis</i> , <i>Oxysarcodexia ventricosa</i> , <i>Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides</i>
El Carmen, Tizayuca, Hidalgo	<i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) dampfi</i> , <i>Boettcheria praevolans</i> , <i>Tripanurga sulculata</i> , <i>Tripanurga albicans</i> , <i>Oxysarcodexia bakeri</i> , <i>Oxysarcodexia trivialis</i> , <i>Oxysarcodexia ventricosa</i> , <i>Ravinia lherminieri</i> , <i>Ravinia pusiola</i> , <i>Ravinia stimulans</i> , <i>Ravinia anxia</i> , <i>Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides</i>
Parque Nacional El Chico, Mineral del Chico Hidalgo	<i>Blaesoxipha (Gigantotheca) aff cessator</i> , <i>Blaesoxipha aff mex</i> , <i>Boettcheria maerens</i> , <i>Ravinia aff acerba</i> , <i>Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides</i>
Estación biológica La Malinche, Huamantla, Tlaxcala	<i>Blaesoxipha (Gigantotheca) aff cessator</i> , <i>Blaesoxipha aff mex</i> , Especie 12, <i>Boettcheria maerens</i> , <i>Boettcheria mexicana</i> , <i>Boettcheria praevolans</i> , <i>Blaesoxipha (Abapa) deleta</i> , <i>Ravinia dampfi</i> , <i>Tripanurga aff albicans</i> , <i>Oxysarcodexia trivialis</i> , <i>Ravinia lherminieri</i> , <i>Ravinia pusiola</i> , <i>Ravinia aff acerba</i> , <i>Ravinia anxia</i> , <i>Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides</i>
San Gregorio Ejidos Xochimilco	<i>Blaesoxipha (Gigantotheca) aff cessator</i> , <i>Blaesoxipha aff mex</i> , <i>Oxysarcodexia perneta</i> , <i>Oxysarcodexia trivialis</i> , <i>Oxysarcodexia ventricosa</i> , <i>Ravinia derelicta</i> , <i>Ravinia pusiola</i> , <i>Ravinia anxia</i> , <i>Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides</i>

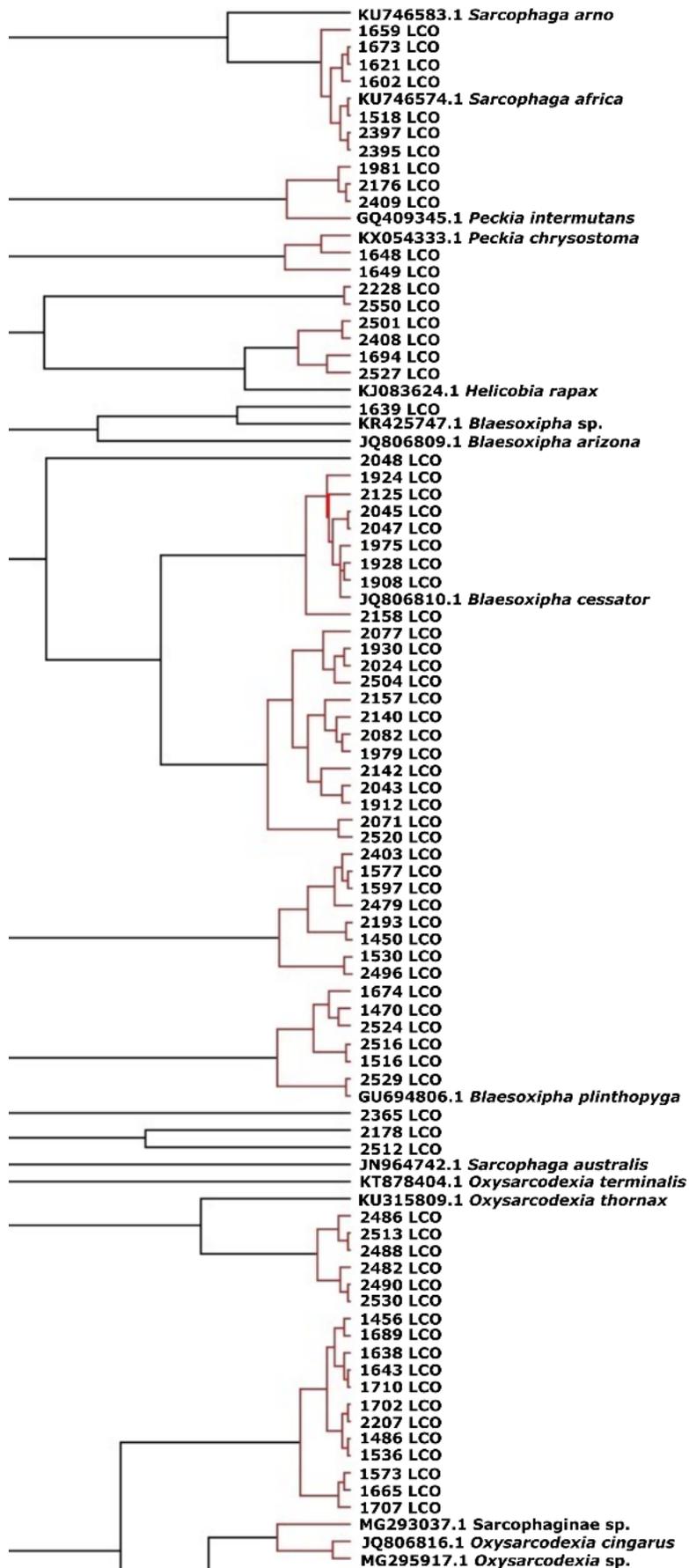
Piedra Canteada Nanacamilpa Tlaxcala	<i>Blaesoxipha aff mex</i> , <i>Boettcheria maerens</i> , <i>Boettcheria mexicana</i> , <i>Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides</i>
Sierra de Guadalupe San Francisco Coacalco	<i>Blaesoxipha (Gigantotheca) aff cessator</i> , <i>Blaesoxipha aff mex</i> , <i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) dampfi</i> , Especie 4, <i>Boettcheria praevolans</i> , <i>Ravinia dampfi</i> , <i>Oxysarcodexia pernetta</i> , <i>Oxysarcodexia trivialis</i> , <i>Oxysarcodexia ventricosa</i> , <i>Peckia (Pattonella) intermutans</i> , <i>Ravinia lherminieri</i> , <i>Ravinia pusiola</i> , <i>Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides</i>
Río Hondito Ocoyoacac Edo. De México	<i>Boettcheria maerens</i> , <i>Ravinia pusiola</i>
Metztlán	<i>Blaesoxipha (Gigantotheca) plinthopyga</i> , <i>Ravinia dampfi</i> , <i>Oxysarcodexia bakeri</i> , <i>Ravinia aff effrenata</i> , <i>Oxysarcodexia conclausa</i> , <i>Ravinia lherminieri</i> , <i>Helicobia rapax</i>
Cascadas Tulimán	<i>Blaesoxipha (Gigantotheca) aff cessator</i> , <i>Blaesoxipha aff mex</i> , <i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) dampfi</i> , Especie 2, Especie 4, Especie 8, Especie 11, Especie 13, <i>Boettcheria maerens</i> , <i>Boettcheria mexicana</i> , <i>Boettcheria praevolans</i> , <i>Ravinia dampfi</i> , <i>Oxysarcodexia pernetta</i> , <i>Oxysarcodexia trivialis</i> , <i>Peckia (Euboettcheria) trejosi</i> , <i>Helicobia rapax</i>
Xicotepec	<i>Blaesoxipha (Gigantotheca) plinthopyga</i> , Especie 7, Especie 8, Especie 9, <i>Ravinia dampfi</i> , <i>Helicobia morionella</i> , <i>Oxysarcodexia bakeri</i> , <i>Ravinia aff effrenata</i> , <i>Oxysarcodexia conclausa</i> , <i>Peckia (Euboettcheria) trejosi</i> , <i>Ravinia lherminieri</i> , <i>Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides</i> , <i>Titanogrypa cucullomyia placida</i>
Cerro San Andrés	<i>Sarcophaga (Neobellieria) aff longisterna</i> , Especie 10, <i>Boettcheria mexicana</i> , <i>Ravinia dampfi</i> , <i>Oxysarcodexia trivialis</i> , <i>Ravinia pusiola</i> , <i>Ravinia stimulans</i> , <i>Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides</i>
Parque Nacional Rayón Tlalpujahua	<i>Sarcophaga (Neobellieria) aff longisterna</i> , <i>Blaesoxipha (Acanthodotheca) dampfi</i> , Especie 10, <i>Boettcheria maerens</i> , <i>Boettcheria mexicana</i> , <i>Boettcheria praevolans</i>
Barranca de cocheros Querétaro	Especie 4, <i>Oxysarcodexia bakeri</i> , <i>Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides</i> , <i>Helicobia rapax</i>
Malinalco Malikualli	<i>Boettcheria praevolans</i> , <i>Oxysarcodexia bakeri</i> , <i>Peckia (Pattonella) intermutans</i> , <i>Peckia (Euboettcheria) trejosi</i> ,
Cuernavaca Morelos	Especie 6, <i>Peckia (Euboettcheria) trejosi</i> , <i>Ravinia stimulans</i> , <i>Sarcophaga (Bercaea) africa</i> , <i>Sarcophaga (Liosarcophaga) dux</i> , <i>Helicobia rapax</i>
Metepc Toluca	<i>Ravinia pusiola</i> , <i>Ravinia stimulans</i>

Guanajuato

Especie 5, Especie 13, Especie 14, *Tripanurga aurea*, *Blaesoxipha (Speciosia) speciosa*, *Blaesoxipha (Kellymyia) kellyi*, *Ravinia Iherminieri*, *Ravinia stimulans*, *Sarcophaga (Liosarcophaga) sarracenioides*







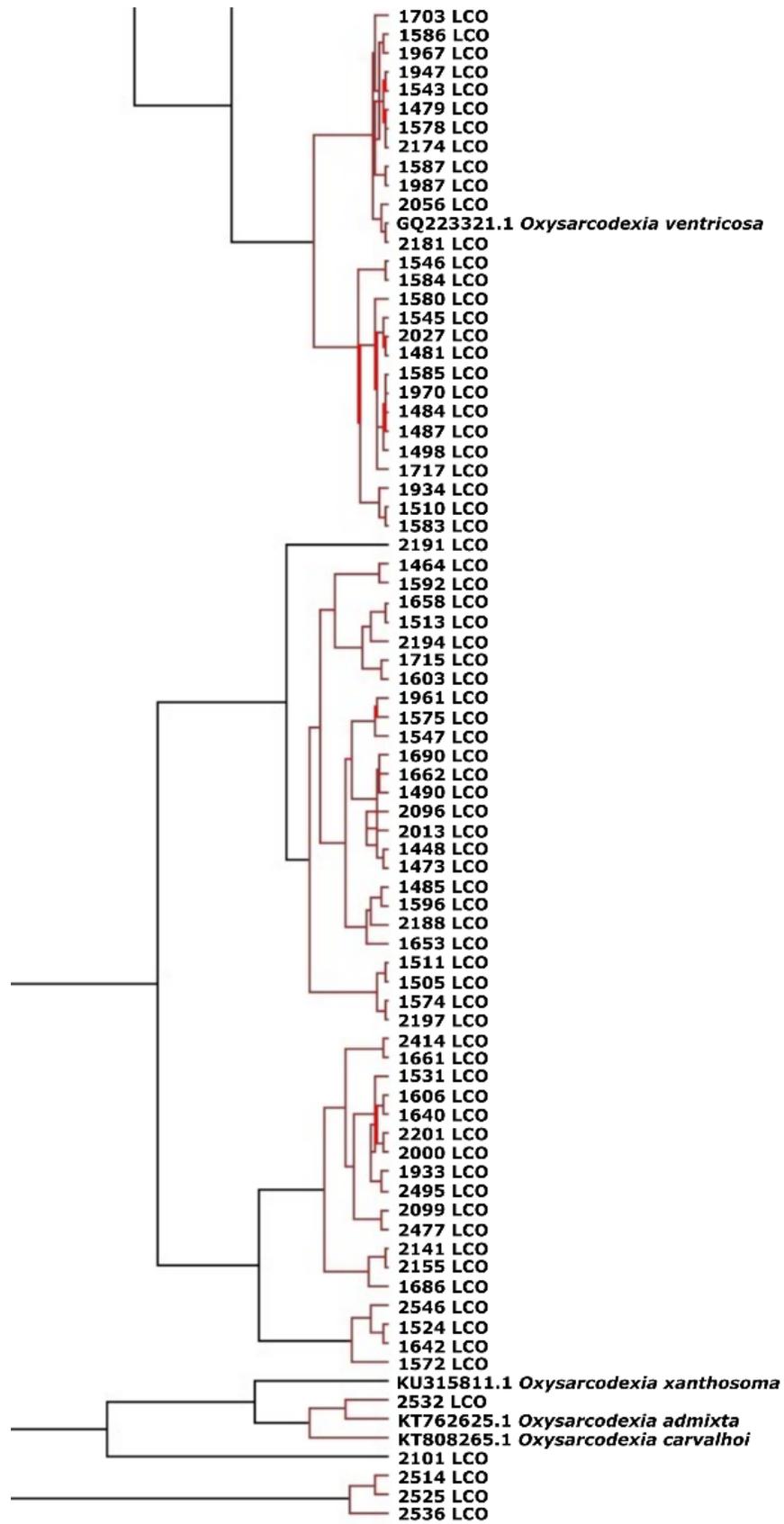
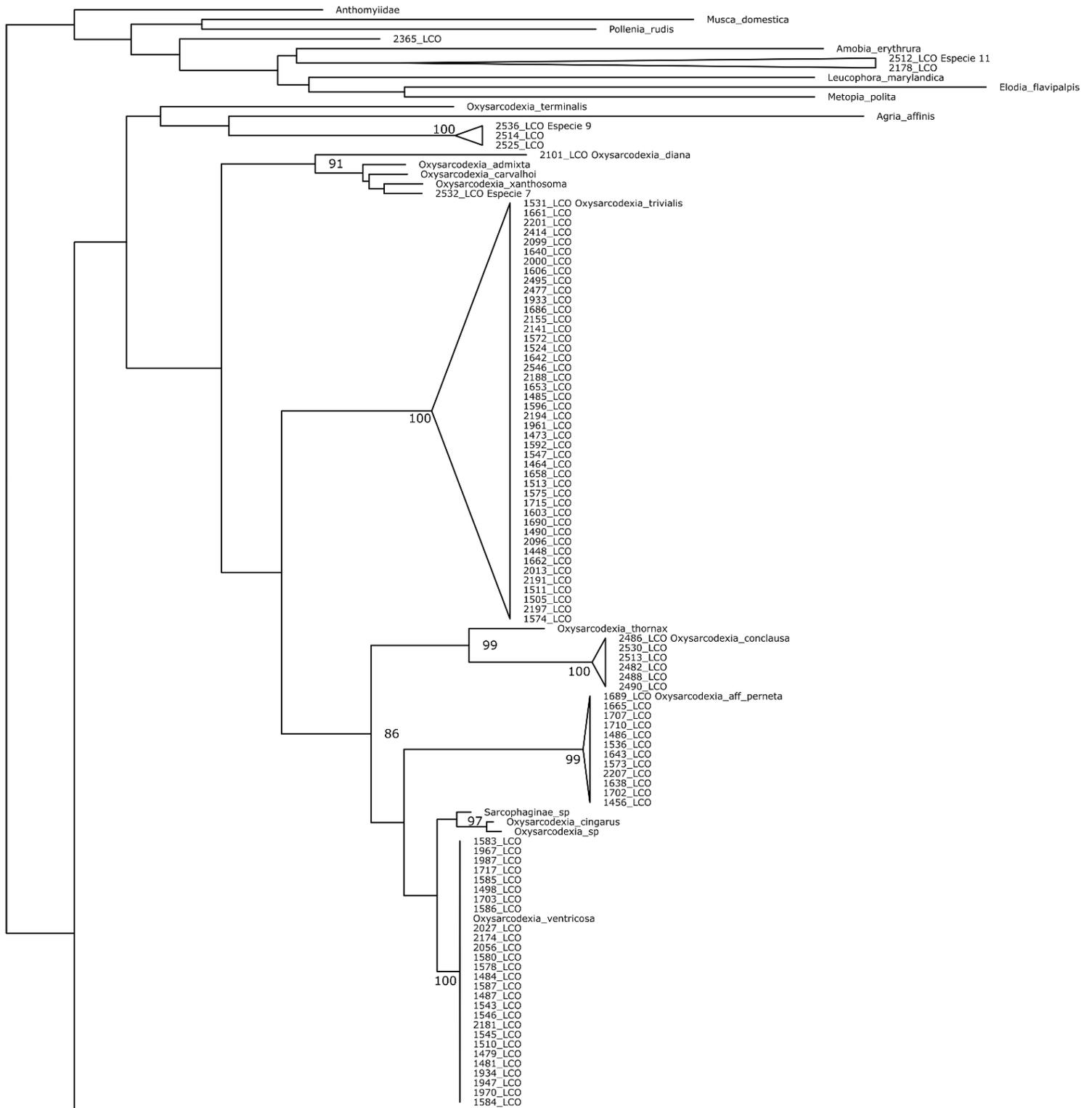


Figura 58. Árbol resultante de GMYP.



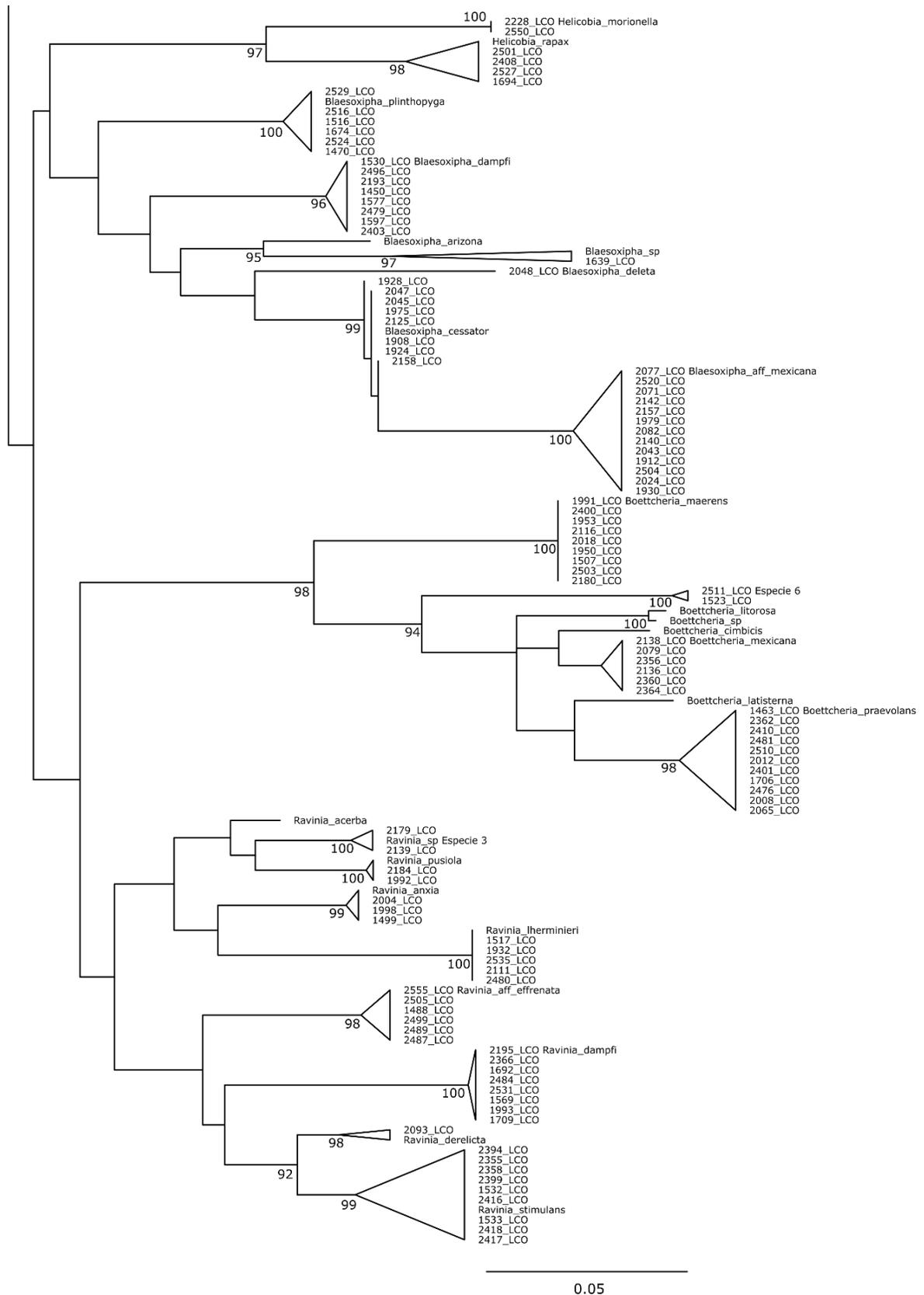
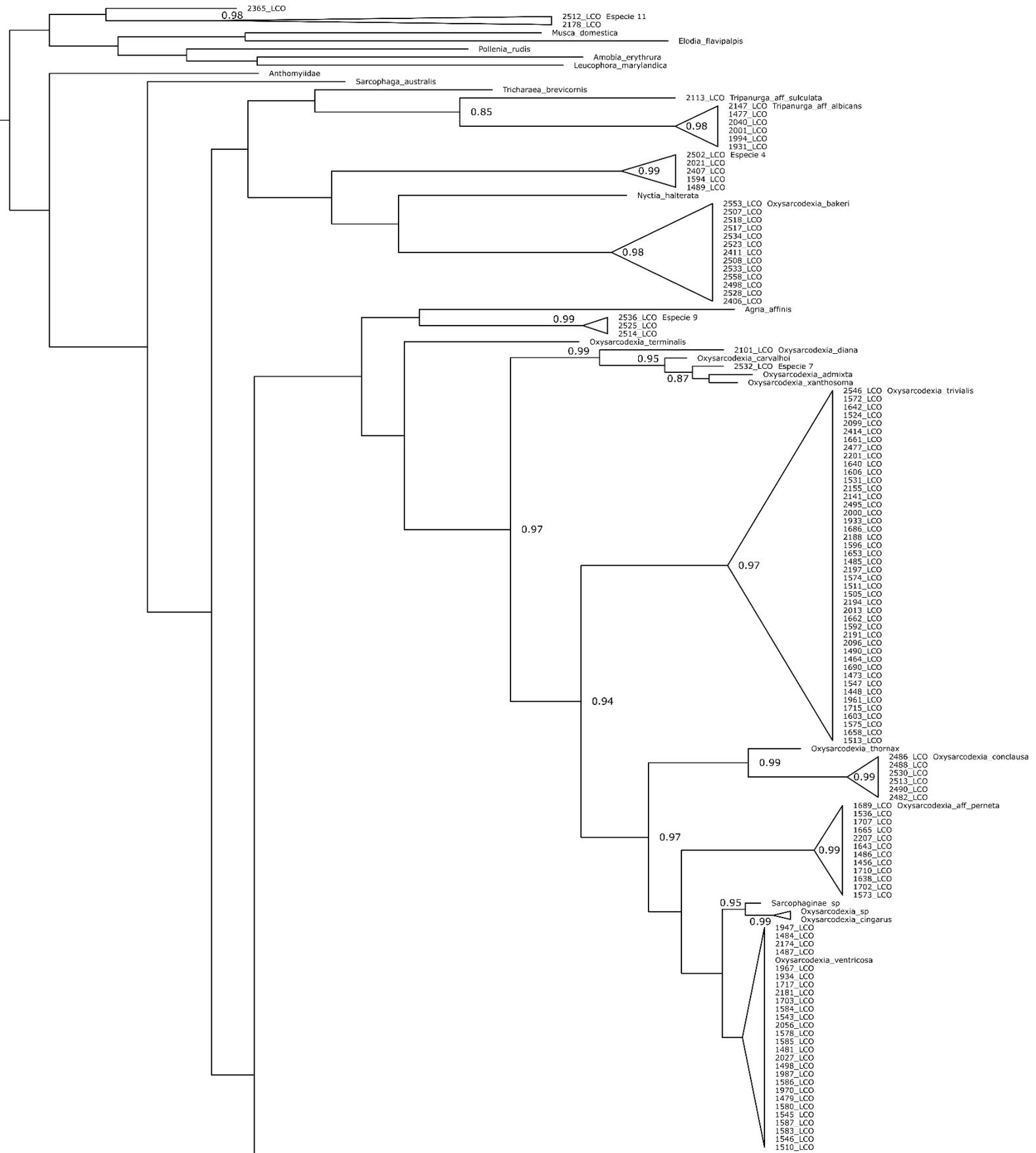
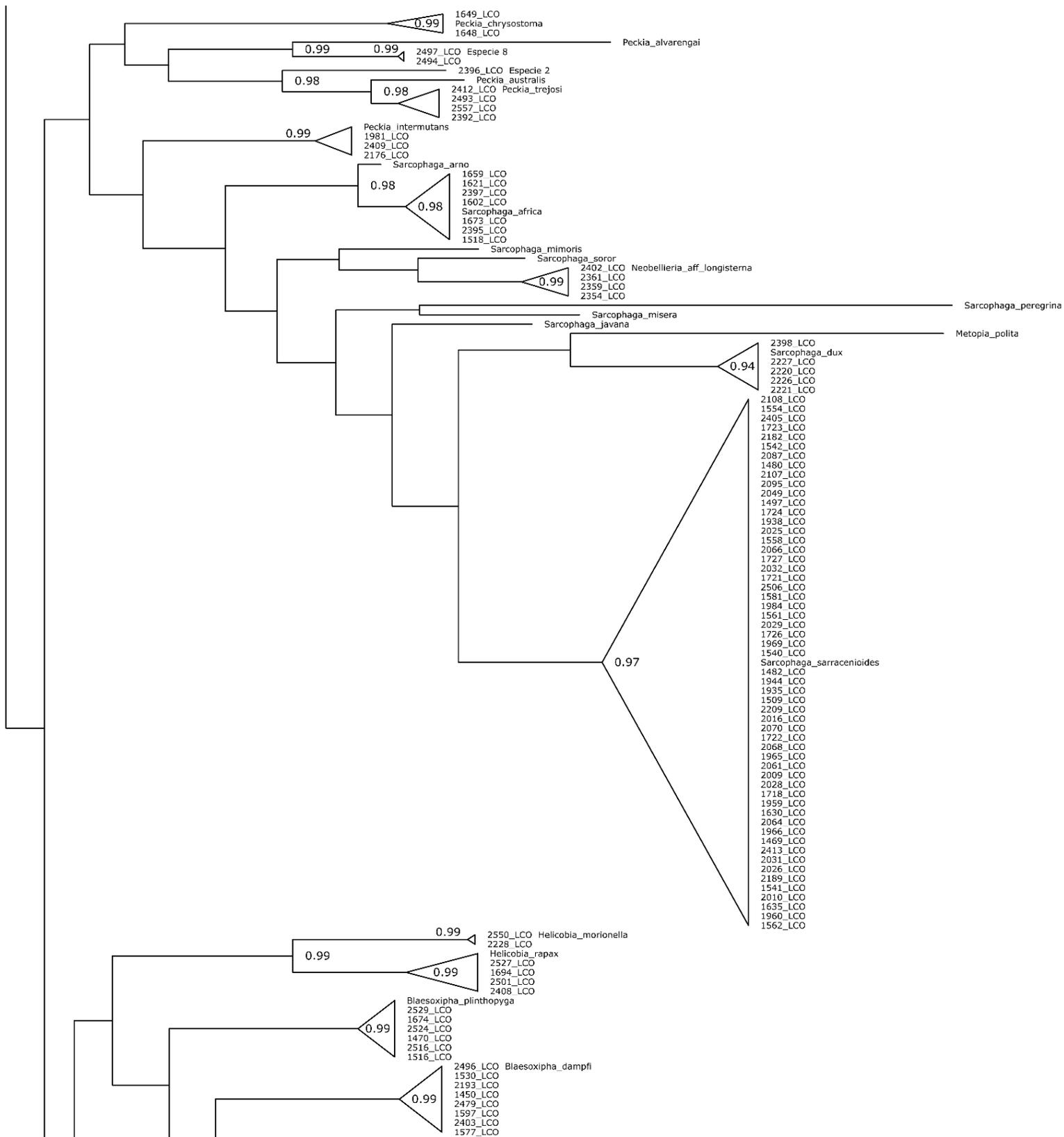


Figura 59. Árbol resultante del análisis de Raxml.





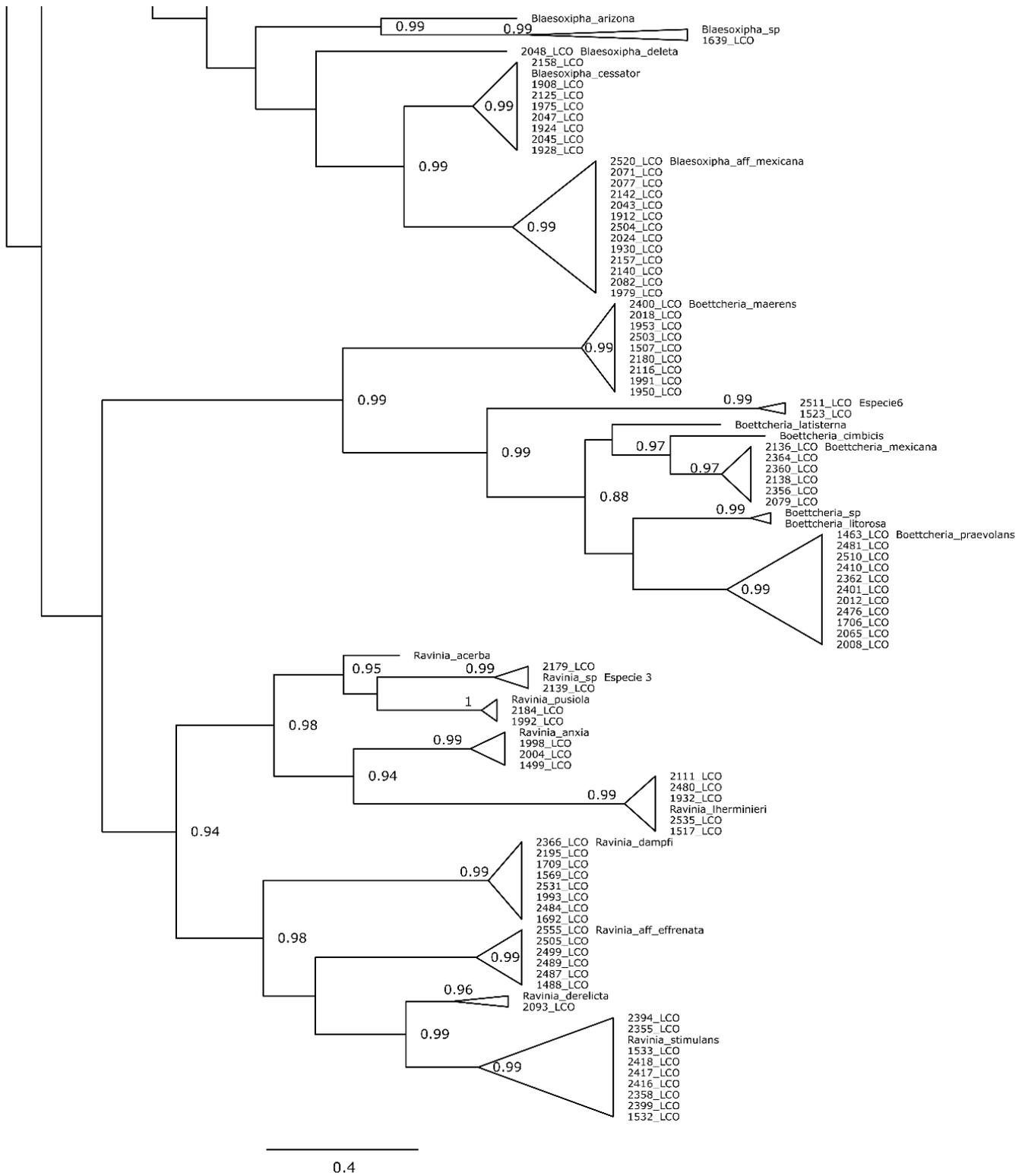


Figura 60. Árbol resultante de MrBayes.