

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
“ANTONIO NARRO”
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS**



Dípteros (Insecta: Diptera) saprófagos y coprófagos de Matamoros, Coahuila

POR:

EZEQUIEL BECERRIL ORTA

TESIS

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA

OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO

MARZO DE 2013

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA "ANTONIO NARRO"

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

TESIS QUE SOMETE A LA CONSIDERACIÓN DEL H. JURADO EXAMINADOR

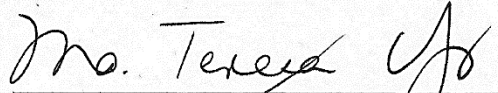
COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER

EL TÍTULO DE:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

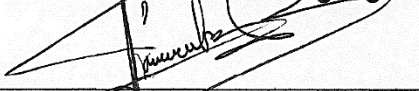
APROBADA

PRESIDENTE:



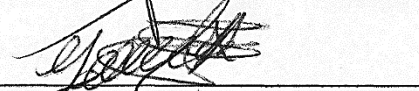
Dra. Ma. Teresa Valdés Pérezgasga

VOCAL:



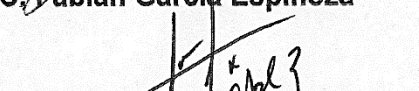
Dr. Francisco Javier Sánchez Ramos

VOCAL:



M.C. Fabián García Espinoza

VOCAL SUPLENTE:

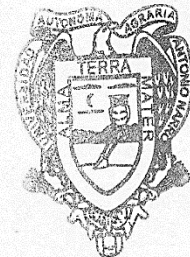


M.C. Javier López Hernández

COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE
CARRERAS AGRONÓMICAS:



Dr. Francisco Javier Sánchez Ramos



Coordinación de la División de
Carreras Agronómicas

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO

MARZO DE 2013

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA "ANTONIO NARRO"

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS

Dípteros (Insecta: Diptera) saprófagos y coprófagos de Matamoros, Coahuila

POR:

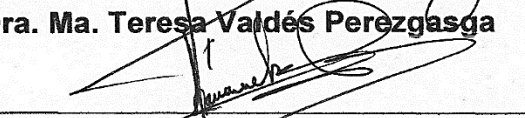
EZEQUIEL BECERRIL ORTA

APROBADA POR EL COMITÉ PARTICULAR DE ASESORÍA

ASESOR PRINCIPAL:


Dra. Ma. Teresa Valdés Pérezgasga

ASESOR:


Dr. Francisco Javier Sánchez Ramos

ASESOR:

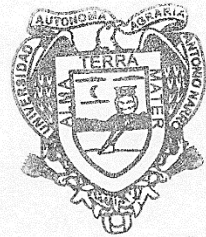

M.C. Fabián García Espinoza

ASESOR:


M.C. Javier López Hernández

**COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE
CARRERAS AGRONÓMICAS:**


Dr. Francisco Javier Sánchez Ramos



**Coordinación de la División de
Carreras Agronómicas**

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO

MARZO DE 2013

AGRADECIMIENTOS

A **Dios**, por haberme dado la vida y ser la luz que guía mi camino y porque en todo momento siempre ha estado conmigo para poder cumplir con el objetivo anhelado de terminar mi carrera y enfrentar una nueva etapa de mi vida.

A la **Virgen de Guadalupe**, por ser mi guía y mi fuerza de voluntad que hizo posible mi sueño, apoyándome en los momentos más difíciles de mi vida.

A mi **Alma Mater**, la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, por ser parte fundamental de mi formación académica.

A la **Dra. Ma. Teresa Valdés Perezgasga**, quien me orientó y me brindó la oportunidad de trabajar con ella, en su proyecto tan interesante de entomología forense.

Al **M.C. Fabián García-Espinoza**, quien estuvo en este proyecto apoyándome haciendo ésta tesis tan suya como mía.

A mis **maestros**, por la enseñanza impartida, en especial al M.C. Javier López Hernández, Dr. Francisco Javier Sánchez Ramos, Ing. Bertha Alicia Cisneros Flores, y al Ph.D. Vicente Hernández H.

Al **personal del Departamento de Parasitología**, en especial a la Sra. Graciela Armijo Y. y a la Ing. Gabriela Muñoz D. por brindarme el apoyo necesario para culminar con este trabajo.

A la **M.C. Elizabeth Flores Medida**, quien estuvo a mi lado desde el primer momento en que llegue a la carrera, siendo pilar importante de mi logro, ofreciéndome todo su apoyo a su manera.

Al Sr. **Hugo Rocha Gutiérrez**, quien brindo su apoyo en la realización del presente trabajo.

A mis **compañeros de clase**, Alma Carlina Chirino López y a Bardomiano García Espinoza, por ser amigos incondicionales y a mis compañeros de generación 2008-2012.

A **Karla Iscis Herrera Ávila** por ser ayuda primordial en gran parte de este trabajo, auxiliándome cuando más lo requería.

A mis **amigos de la infancia**, que estuvieron conmigo todos estos años compartiendo muchas cosas y apoyándome donde estuviesen.

DEDICATORIAS

A mis padres:

Ma. de Jesús Orta Piedra y Juan Becerril López, por estar en mi vida cada segundo siendo los mejores padres. Quienes toda mi vida me han guiado, y ahora gracias a ellos termino mi carrera.

A mis hermanos:

A Marina, por el apoyo que me diste, no solo en el transcurso de la carrera, sino que también a lo largo de mi vida siendo mi ejemplo a seguir.

A Lizbeth, me apoyaste cuando lo necesite siempre estuviste ahí para cuando lo necesitara a pesar de la distancia.

A Misael, fuiste el que más puso a prueba mis decisiones, nuestra relación a simple vista no ha sido la mejor, pero gracias a eso mi carácter se ha forjado te lo agradeceré siempre hermano.

A mi abuela:

Josefina Piedra Aguilar, donde quiera que te encuentres gracias por ser mi ángel guardián y haberme cuidado todo el tiempo, siempre te recordaré.

RESUMEN

Durante los meses de febrero, mayo y julio del 2012 se estableció un experimento dividido en tres etapas. La primera etapa preliminar, se estableció en el campo experimental de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro-Unidad Laguna para determinar el cebo ideal, mientras que las dos etapas subsecuentes se realizaron en el municipio de Matamoros, Coahuila para determinar la abundancia y diversidad de dípteros muscoideos sarcosaprófagos de las familias Calliphoridae, Muscidae y Sarcophagidae. Se colectaron larvas LIII y prepupas de las familias Calliphoridae y Sarcophagidae. La abundancia de estas familias se presentó en la especie *Chrysomya rufifacies* (Maquart, 1843) (Calliphoridae), el género *Euboettcheria* spp. (Townsend, 1927) (Sarcophagidae) y *Musca* (Linnaeus, 1758) (Muscidae). Esta última representada en dos morfoespecies. La mayor diversidad de las familias se presentó en la etapa de primavera contando con tres especies de califóridos, siete géneros de sarcófagidos y un género de múscidos.

Palabras clave: Entomología forense, Calliphoridae, Sarcophagidae, Muscidae, abundancia y diversidad.

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN	1
Objetivos	2
Objetivo General	2
Objetivos específicos	3
Hipótesis.....	3
2. REVISIÓN DE LITERATURA	4
2.1. La entomología forense y su utilidad.....	4
2.2. Trascendencia de la entomología forense a lo largo de la historia.....	4
2.3. Presencia de los artrópodos en el transcurso de la degradación de un cadáver.....	5
2.3.1. Especies necrófagas.....	7
2.3.2. Especies parásitas y depredadoras de los necrófagos.....	7
2.3.3. Especies omnívoras.....	7
2.3.4. Especies accesorias.....	7
2.5. Principales familias de dípteros de importancia forense	8
2.6. La Familia Calliphoridae	8
2.6.1. Ubicación taxonómica de los califóridos.....	9
2.6.2. Biología y hábitos de los Califóridos.....	10
2.6.2.1. Adulto.....	10
2.6.2.2. Huevos.....	11
2.6.2.3. Larva.....	11
2.7. La Familia Sarcophagidae.....	13
2.7.1. Ubicación taxonómica de los sarcófagidos	14
2.7.2. Biología y hábitos de los sarcófagidos.....	15
2.7.2.1. Adulto.....	15
2.7.2.2. Huevo.....	15
2.7.2.3. Larva.....	16
2.8. La Familia Muscidae	17
2.8.1. Ubicación taxonómica de los múscidos.....	18
2.8.2. Biología y hábitos de los múscidos.....	18
2.8.2.1. Adulto.....	18
2.8.2.2. Huevo.....	19
2.8.2.3. Larva.....	19
2.9. El Intervalo postmortem, su importancia y sus métodos de calculo.....	19
2.10. Diversidad y abundancia, la importancia de la geografía y estacionalidad.....	22

3. MATERIALES Y MÉTODOS	24
3.1. Sitio de estudio.....	24
3.2. Trabajo de campo	24
3.2.1. Estudio preliminar.....	24
3.2.2. Trampas utilizadas y protección de cebos.....	24
3.2.3. Colecta de especímenes.....	29
.....	30
3.2.4. Estudio de primavera	31
3.2.5. Estudio de verano.....	32
3.3. Trabajo de laboratorio	32
4. RESULTADOS	39
4.1. Estudio preliminar	39
4.3. Segunda etapa – Verano.....	41
4.4. Representación pictográfica de géneros y especies colectadas e identificadas.....	42
4.4.1. Calliphoridae	43
4.4.1.1. Chrysomya rufifacies	43
4.4.1.2. Lucilia cuprina.....	44
4.4.1.3. Lucilia sericata.....	44
4.4.2. Sarcophagidae.....	45
4.4.2.1. Amobia spp.....	45
4.4.2.2. Arachnidomyia spp.....	46
4.4.2.3. Archimimus spp.	49
4.4.2.4. Boettcheria spp.....	49
4.4.2.5. Euboettcheria spp.	50
4.4.2.6. Neosarcophaga spp.....	52
4.4.2.7. Spirobolomyia spp.....	53
4.4.2.8. Tolucomyia spp.....	54
4.4.3.1. Musca spp.....	56
5. DISCUSIÓN.....	58
6. CONCLUSIONES	61
7. LITERATURA CITADA	62

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Base de la trampa WOT.	25
Figura 2. Recipiente contenedor del cebo compuesto.	25
Figura 3. Cuerpo de la trampa WOT anclado a la base.	26
Figura 4. Recipiente superior del cuerpo de la trampa.	27
Figura 5. Recipiente inferior del cuerpo de la trampa.	27
Figura 6. Cabeza de cerdo utilizada para captura de larvas LIII y prepupas.	28
Figura 7. Jaula que sirvió de protección de grandes carroñeros.	29
Figura 8. Frascos contenedores de dípteros colectados.	30
Figura 9. Recolección de larvas y prepupas de la necrotrampa.	30
Figura 10. Trampa WOT colocada en el sitio de estudio.	31
Figura 11. Necrotrampa (cabeza de cerdo) colocada en el sitio de estudio.	32
Figura 12. Alimentando larvas de LII para que completen su desarrollo.	33
Figura 13. Jaula donde se pusieron a pupar las larvas LII.	34
Figura 14. Especímenes montados con alfileres entomológicos.	35
Figura 15. Caja entomológica con especímenes colectados.	35
Figura 16. Captura de datos y etiquetado de especímenes ya identificados.	36
Figura 17. Microscopio estereoscópico utilizado para visualización de dípteros.	37
Figura 18. Dispositivo giratorio (malacanchoncha) para facilitar la visualización de los dípteros a identificar.	37
Figura 19. Claves taxonómicas para la identificación de dípteros.	38
Figura 20. Familias de dípteros recolectadas en el estudio de primavera.	40
Figura 21. Familias de dípteros recolectadas en el estudio de verano.	41
Figura 22. Sección basal de la vena tallo setosa de <i>Ch. rufifacies</i> (de Amat, 2008).	43
Figura 23. Ámpula mayor con setas tiesas erectas de <i>Ch. rufifacies</i> (de Amat, 2008).	43
Figura 24. Vista posterior de la cabeza mostrando setas debajo de seas verticales interiores, lado izquierdo <i>L. sericata</i> , lado derecho <i>L. cuprina</i> (de whitworth, 2006).	44
Figura 25. Arista pubescente o desnuda de <i>Amobia</i> spp. (de Shewell, 1987).	46
Figura 26. Vista lateral del tórax de <i>Amobia</i> spp. (de Shewell, 1987).	46
Figura 27. Arista plumosa de <i>Arachnidomyia</i> spp. (de Shewell, 1987).	47
Figura 28. Hileras de setas frontales abruptamente divergentes en la antena de <i>Arachnidomyia</i> spp. (de Shewell, 1987).	48
Figura 29. Par de setas presuturales acrosticales presentes de <i>Arachnidomyia</i> spp. (de Shewell, 1987).	48
Figura 30. Cara extendida más debajo de vibrisas de <i>Archimimus</i> spp. (de Shewell, 1987).	49
Figura 31. Trocánter posterior con varias espinas en vista posterior de <i>Boettcheria</i> spp. (de Shewell, 1987).	50
Figura 32. Arista plumosa larga de <i>Euboettcheria</i> spp. (de Shewell, 1987).	52
Figura 33. Terguito 6 en la hembra dividido angostamente por membrana en el medio de <i>Neosarcophaga</i> spp. (de Shewell, 1987).	53
Figura 34. Vena transversal dm-cu sinuosa de <i>Spirobolomyia</i> spp. (de Shewell, 1987). ..	54
Figura 35. Parafacial pruinosa, pilosa inconspicuamente de <i>Tolucamyia</i> spp. (de Shewell, 1987).	55
Figura 36. Aristas setosas de <i>Musca</i> spp. (de Hockett y Vockeroth, 1987).	56
Figura 37. Calipter anterior amplio de <i>Musca</i> spp. (de Hockett y Vockeroth, 1987).	57

Figura 38. Vena M inclinada bruscamente hacia el frente (de Hockett y Vockeroth, 1987).
..... 57

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Clasificación a nivel subfamilia de los sarcófágidos según varios autores. 15
Cuadro 2. Mezclas de cebos utilizados en el experimento..... 27
Cuadro 3. Total de especímenes recolectados en las trampas WOT primera etapa –
primavera..... 40
Cuadro 4. Total de especímenes recolectados en la necrotrampa en primavera. 41
Cuadro 5. Total de especímenes recolectados en las trampas WOT en verano. 42
Cuadro 6. Total de especímenes recolectados en la necrotrampa en verano..... 42

1. INTRODUCCIÓN

Los insectos son el grupo de animales más exitosos y abundantes del mundo, con cerca de un millón de especies descritas. Muchas especies de moscas (Diptera) y escarabajos (Coleoptera) son atraídas por los cadáveres, donde se alimentan, viven y crían dependiendo de sus preferencias biológicas y del estado de descomposición (Yusseff, 2009).

Cadáveres de animales en proceso de descomposición están en constante cambio creando un micro hábitat efímero dando paso al desarrollo de un gran número de artrópodos necrófagos. Durante este proceso el cadáver pasa por una serie de etapas biológicas, químicas y físicas, desde su estado en fresco hasta la esqueletización (Anderson y VanLaerhoven, 1996a). Del estudio de todo esto se encarga la entomología forense; la cual interpreta información suministrada por los insectos que fungen como testigos en un deceso en hechos violentos donde la patología clásica no pudo resolver el caso (Pujol-Luz *et. al.*, 2008).

Algunas de las especies necrófagas del orden Diptera caracterizadas por su atracción hacia los cadáveres, de donde se alimentan, viven y crían dependiendo de sus preferencias biológicas y del estado de descomposición del cadáver (Yusseff, 2009).

Los dípteros de las familias Calliphoridae y Sarcophagidae son, junto con Muscidae, las familias más comunes en este tipo de medios. Sin embargo, la distribución poblacional regularmente no es la misma, los califóridos (moscas verde-azul) son dominantes, los sarcófagidos (moscas de carne), aunque con poblaciones menores, aparecen de forma regular sobre los cadáveres en descomposición (Martinez-Sanchez *et. al.*, 2000).

Sin embargo, las condiciones ambientales de cada región y la propia región biogeográfica en donde se encuentre son determinantes para el desarrollo de los dípteros ya que a mayor temperatura y mayor humedad relativa el insecto se desarrollará más rápido (Magaña, 2001).

En trabajos previos en la Región Lagunera (García, 2008; Rojas, 2008; Ríos, 2009; Valdés, 2009; Cruz, 2010; López, 2010 y Saldívar, 2010) se han identificado varios géneros y especies de importancia forense, tanto de Calliphoridae como de Sarcophagidae. Las especies de califóridos que se encontraron son: *Ch. rufifacies*, *Ch. megacephala*, *Co. macellaria*, *L. sericata*, *L. eximia*, *L. silvarum* y *L. cuprina*. La falta de claves específicas para Sarcophagidae ha causado que los especímenes encontrados sólo hayan sido identificados hasta género (García, 2012).

Es así como el presente trabajo se basa en el estudio de las principales familias necrófagas de importancia forense en la Comarca Lagunera, teniendo como propósitos principales dentro del estudio: la contribución al conocimiento de los dípteros de importancia forense, tanto en su diversidad y abundancia estacional, así como de su taxonomía y el incremento de la base de datos de insectos sarcosaprófagos y coprófagos de la Comarca Lagunera.

Objetivos

Objetivo General

Contribuir al conocimiento sobre dípteros muscoideos e incrementar la base de datos de insectos sarcosaprófagos y coprófagos en la Comarca Lagunera de Coahuila y Durango.

Objetivos específicos

Recolectar adultos, larvas LIII y prepupas de las trampas colocadas en el sitio de estudio y su posterior identificación en el laboratorio.

Criar larvas LIII y prepupas de las familias Calliphoridae y Sarcophagidae hasta alcanzar el estado adulto.

Comparación de abundancia estacional de dípteros entre dos épocas del año (primavera y verano).

Hipótesis

El cambio de estación y las condiciones climáticas a lo largo del año, a través de las diferentes estaciones, afecta la abundancia y diversidad de dípteros muscoideos saprófagos y coprófagos.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. La entomología forense y su utilidad

La entomología forense es la rama de la ciencia forense en la que se utiliza información del ciclo biológico de los insectos (Anderson, 1995). Esta ciencia combina conocimientos entomológicos con los de medicina legal para intentar esclarecer incógnitas que presentan cadáveres encontrados en circunstancias particulares, para determinar el tiempo transcurrido entre la muerte y el hallazgo de un cadáver conocido como intervalo postmortem (IPM) (Yusseff, 2007).

2.2. Trascendencia de la entomología forense a lo largo de la historia

Se sabe que a lo largo de la historia los insectos han sido una herramienta eficaz en la detección de delitos, por lo cual un gran número de investigadores hablan sobre la entomología forense y su historia (Benecke, 2001; Greenberg y Kunich, 2002).

El primer documento sobre un caso resuelto por la entomología forense se remonta al siglo XIII y se encuentra en un manual chino de medicina legal, el cual refiere a un homicidio en el que apareció un labrador degollado por una hoz. Se describe que el día después de la muerte, el investigador pidió a todos los labradores que pusieran su herramienta de trabajo (hoz) en el piso. Marcas invisibles de sangre atrajeron moscas a una única hoz. Confrontado con la evidencia el dueño de la hoz confesó su crimen (Benecke, 2001).

El uso de insectos en la rama forense empezó a utilizarse como ciencia a mediados del siglo XIX. En el año 1850, Bergeret hizo la primera determinación del tiempo de muerte en un cadáver, basándose en el desarrollo de las larvas y pupas que contenía. Este fue uno de los primeros casos en que la evidencia entomológica fue admitida en un tribunal de justicia (Goff, 2000).

Posteriormente, Megnin expandió los métodos de sus predecesores, proponiendo que un cuerpo expuesto al aire sufre una serie de cambios, y caracterizó la sucesión regular de artrópodos que aparecen en cada estado de descomposición (Keh, 1985).

Yusseff (2007), menciona que en el año 1978, Leclercq publicó "Entomología y Medicina Legal: Datación de la Muerte" y, en 1986, Smith publicó "Manual de Entomología Forense". A partir de este momento la trayectoria de la entomología forense ha venido en ascenso. Muchos autores han dedicado su tiempo y conocimientos a estos estudios, dando lugar a innumerables casos policiales en los que han contribuido los entomólogos. Uno de los trabajos más destacados es la obra de Jason Byrd y James Castner, titulada "Forensic Entomology: The Utility of Arthropods in Legal Investigations", publicado en el año 2001.

2.3. Presencia de los artrópodos en el transcurso de la degradación de un cadáver

Según Torrez (2006), los artrópodos asociados a los cadáveres se estudian con el fin de esclarecer muertes en casos judiciales. Usualmente son los primeros y más importantes invertebrados que colonizan un cadáver animal (Catts y Goff, 1992; Amendt *et al.* 2000; Smith, 1986).

Dentro de los artrópodos se encuentra la clase Hexapoda, la principal fauna carroñera asociada a cadáveres (Goff y Odom, 1987). Se sabe que existe un conjunto de especies de insectos que son atraídos por restos de cadáveres en descomposición, los cuales juegan un papel clave en el proceso de descomposición (Anderson y Cervenka, 2001).

Ciertas especies de los órdenes Diptera y Coleóptera son representantes importantes de la fauna necrófaga encontrados sobre carroña en la mayoría de casos (Greenberg, 1991).

Diptera es el orden más abundante en la materia orgánica en descomposición, otros son depredadores o parásitos de insectos. Por lo regular, los cuerpos en descomposición son rápidamente invadidos por moscas necrófagas de las familias Calliphoridae, Sarcophagidae y Muscidae. Esto da como resultado una invasión inmediata gracias al gran número de huevos y larvas de mosca derivados de las condiciones de comida abundante (Smith, 1986).

A medida que el cuerpo se degrada y se agotan los recursos alimenticios, se va convirtiendo en una atractiva oportunidad de alimentación para otras especies diferentes de insectos que les servirá como fuente de alimentación y reproducción. Algunas especies de las familias Piophilidae, Cleridae y Nitidulidae son normalmente relacionadas con el cadáver durante las últimas etapas de descomposición y finalmente la familia Dermestidae (Coleoptera) es atraída por los restos secos (Payne y King, 1970).

Dado que muchos de estos insectos carroñeros son atraídos durante las diferentes etapas de descomposición, se ha demostrado que existe determinada secuencia o sucesión para la invasión de cada una de estas especies (Bourel *et al.*, 1999).

Según Goff (1993), la mayor parte de estos insectos son clasificados en función del papel ecológico que juegan dentro de la descomposición de un cadáver, quedando organizados en cuatro categorías de la siguiente manera.

2.3.1. Especies necrófagas. Son los insectos que se alimentan del cuerpo. Incluyen muchos de los dípteros y coleópteros. Las especies de este grupo pueden ser las más significativas para estimar el intervalo post mortem en los primeros estadios de la descomposición.

2.3.2. Especies parásitas y depredadoras de los necrófagos. Según Smith (1986), éste es el segundo grupo más significativo de los insectos asociados a cadáveres, e incluye himenópteros (parásitos de larvas y puparios de dípteros), y coleópteros que son necrófagos en los primeros estados de desarrollo y se vuelven depredadores en los últimos estadios de su desarrollo (Goodbrod y Goff, 1990).

2.3.3. Especies omnívoras. En esta categoría se incluyen insectos como las hormigas, avispas y algunos escarabajos, que se alimentan tanto del cadáver, como de los artrópodos asociados a él. Según Early y Goff (1986), cuando las poblaciones de estas especies son muy numerosas pueden provocar retraso en la tasa de descomposición del cuerpo, ya que disminuye la población de necrófagos.

2.3.4. Especies accesorias. Esta categoría incluye organismos que utilizan el cadáver como una extensión de su propio hábitat natural, como es el caso de los colémbolos, arañas y crustáceos entre otros. También pueden incluirse aquí a los ácaros de las familias Acaridae, Lardoglyphidae y Winterschmidtidae, que se alimentan de los hongos y mohos que crecen sobre el cadáver (Goff *et al.*, 1988).

2.4. Diptera, orden de mayor interés forense

Los dípteros conforman uno de los órdenes más grandes de insectos, contando con más de 86,000 especies descritas las cuales son comúnmente conocidas como moscas, más de 16,000 de estas especies se encuentran en Norteamérica. Aunque existen grandes diferencias entre los dípteros, se caracterizan por poseer un sólo par

de alas usadas para volar y un segundo par de “alas” muy reducidas, con forma de un pequeño mazo llamados hálteres, los cuales son utilizados para estabilizar el vuelo de estos insectos (Byrd y Castner, 2010b).

Algunas especies del orden Diptera se relacionan directamente con cuerpos en descomposición dándoseles el nombre de necrófagos, siendo éstas responsables casi en su totalidad de la degradación de un cadáver (Smith, 1986).

Otros grupos de moscas también se alimentan de restos en descomposición, pero no son tan comunes y por lo general no contribuyen significativamente a la degradación de los tejidos. Las hembras grávidas de las moscas siguen los estímulos físicos y químicos del medio ambiente para encontrar sustratos adecuados para la oviposición o larviposición (Wallman, 2001; Gautreau, 2007).

2.5. Principales familias de dípteros de importancia forense

Los dípteros de las familias Calliphoridae, Muscidae y Sarcophagidae son los más comunes en la descomposición de un cadáver, tanto en etapa larval como en etapa adulta, siendo así las familias más útiles en la evidencia forense. Hay muchas otras familias asociadas a la descomposición o a remanentes de ésta y la importancia que tienen para determinar el IPM varía de un caso a otro; algunas de estas familias son Fannidae, Phoridae, Sepsidae, Piophilidae, Sphaeroceridae, Drosophilidae, Syrphidae (Goff y Catts, 1997).

2.6. La Familia Calliphoridae

De acuerdo con Triplehorn y Johnson (2005), la familia Calliphoridae se encuentra prácticamente en todas partes del mundo, son de tamaño parecido al de la mosca doméstica o un poco más grande de color verde o azul metálico. Este grupo de moscas es considerado de gran importancia económica. Esta familia de moscas

cuenta con cerca de 1,000 especies en alrededor de 150 géneros (Shewell, 1987; Byrd y Castner, 2010b).

Muchas especies de califóridos son famosos por sus hábitos necrófagos, siendo los primeros en llegar al cadáver y explotar al máximo la comida que tienen a su disposición dejando fuera de competencia a otros géneros de moscas. Cuando la carroña no está disponible, estos insectos pueden alimentarse de estiércol y otros tipos de desechos en descomposición para lograr su supervivencia (Gillott, 1995; Hutton y Wasti, 1980).

Dentro de esta familia se encuentran los géneros *Lucilia*, *Calliphora*, *Cochliomyia* y *Chrysomya*, que son los más importantes en entomología forense. Los adultos son moscas más o menos robustas de tamaño mediano que miden de 4 a 16 mm. La mayoría de las especies tienen colores metálicos brillantes (azul, verde, bronce y negro), sin embargo algunos géneros pueden presentar un color mate u opaco como *Pollenia* y *Opsodexia* (Flores, 2008).

2.6.1. Ubicación taxonómica de los califóridos

Siguiendo la clasificación propuesta por McAlpine (1989) y respaldada por Triplehorn y Johnson (2005), la clasificación taxonómica de Calliphoridae queda como se muestra a continuación (García, 2012).

Dominio: Eukarya
 Reino: Animal
 Phylum: Arthropoda
 Clase: Hexapoda-Insecta
 Orden: Diptera
 Suborden: Brachycera (Cyclorhapha y Orthorrhapha)
 Sección: Schizophora
 Subsección: Calyptratae
 Superfamilia: Oestroidea
 Familia: Calliphoridae

Whitworth (2006), de acuerdo con Hall (1948) agrupa a las especies de esta familia en cinco subfamilias (para la región Neártica), que son: Calliphorinae, Chrysomyiinae, Luciliinae, Polleniinae y Melanomyiinae.

Según Amat *et al.* (2008) las subfamilias presentes en el Neotrópico son: Mesembrinellinae, Calliphorinae, Chrysomyiinae, Toxotarsinae y Rhiniinae.

Rognes (1991), enlista las especies de Calliphoridae de Fennoscandia y Dinamarca en siete subfamilias: Chrysomyiinae, Helicoboscinae, Luciliinae, Melanomyiinae, Polleniinae, Rhiniinae y Rhinophorinae. Esta agrupación es considerada válida aun cuando se trabaje con califóridos de todo el mundo.

2.6.2. Biología y hábitos de los Califóridos

2.6.2.1. Adulto. Tanto la hembra como el macho adulto de los califóridos miden entre 6 y 14 mm de longitud. El tamaño del adulto depende de la especie y de la disponibilidad de alimento durante el desarrollo larval. La mayoría de estas especies son de apariencia metálica, con rangos de color que van del verde brillante o de azul a bronce o negro brillante. En algunas especies, una cubierta de pelos finos, polvo o microtomentum cubre la coloración metálica brillante de la epicutícula de la mosca (Byrd y Castner, 2010b).

El adulto es más ancho que alto, de perfil cerca de la mitad hasta casi tres cuartos tan largos como altos. El frente presenta una pendiente regular, raramente prominente. El eje antenal de igual tamaño o menor que el eje vibrisal. La lúnula expuesta, desnuda, brillante. Las setas frontales alcanzando el pedicelo. La placa fronto-orbital y margen de vitta frontal usualmente con pelos largos, finos y casi siempre numerosos (Shewell, 1987a).

La mayoría de las hembras de Calliphoridae son ovíparas. Las especies comunes llamadas moscas azul botella o verde botella (Calliphorini, Luciliini) ovipositan en el interior de carnes frescas o cocinadas, pescado o productos lácteos y al aire libre en cadáveres de todo tipo. Algunas de estas especies son atraídas también a excremento y por lo tanto pueden ser transmisoras de patógenos intestinales. Probablemente el daño económico más visible es causado por las larvas del llamado gusano barrenador del ganado, *Cochliomyia hominivorax* (Shewell, 1987a).

2.6.2.2. Huevos. Los huevos son de 0.9-1.5 mm de longitud y de 0.3-0.4 mm de ancho, de color blanco brillante, oscureciendo con la edad a grisáceo de forma ovoide alargada, ligeramente arqueado, en vista lateral plana o ligeramente cóncava y convexa dorso-ventralmente y corión con un leve reticulado. Presentan un área mediana estrecha, delimitada por carinas paralelas las cuales se unen posteriormente. El área mediana funciona como un plastrón, permitiendo al huevo respirar cuando se encuentra sumergido en agua (Shewell, 1987a; Rognes, 1991).

2.6.2.3. Larva. La larva es de color amarillo pálido a blanco, cilíndrica o cónica en su parte anterior, por lo general cinco veces más larga que ancha. Segmentos con bandas más o menos completas de pequeñas espinas reclinadas hacia delante; últimos cinco segmentos o más, con bandas de espinas proclinadas posteroventralmente; rara vez la cutícula se observa con prominentes espinas reclinadas uniformes. El esqueleto cefalofaríngeo bien desarrollado, mandíbulas con pares de ganchos fuertes (Shewell, 1987a; Rognes, 1991).

Las larvas de la mayoría de los califóridos son vermiformes, con el cuerpo puntiagudo hacia adelante y con fuertes ganchos bucales. Las larvas de algunas

especies del género *Chrysomya* poseen procesos carnosos que le dan una apariencia “peluda” (Byrd y Castner, 2010b).

La alta fecundidad de los califóridos y el rápido desarrollo larvario crean una intensa competencia contra otras especies, por alimento y espacio (Hutton y Wasti, 1980). Las larvas del primer instar miden alrededor 2 mm de largo, generalmente con la punta roma, labrum rudimentario y con ganchos en la mandíbula, a veces con mandíbulas fuertes y conectando con el borde vestigial o ausente. Espiráculo anterior ausente o en parte con flecos de pelos finos (Shewell, 1987a; Rognes, 1991).

Las larvas de segundo instar son de 2-9 mm largo, similares al tercer instar, pero con esqueleto cefalofaríngeo relativamente débil y espiráculo posterior con sólo dos aberturas (Shewell, 1987a; Rognes, 1991).

Las larvas de tercer instar miden de 9-22 mm de longitud. Mandíbulas largas, fuertemente conectadas, a veces con accesorios orales entre sus puntas; *cornu* dorsal de esclerito tentorofaríngeo sin abertura (Shewell, 1987a; Rognes, 1991).

En los dos primeros instar larvales la alimentación es mayor que el tercer instar larval en el cual la larva entra en un estado de reposo. En esta etapa se aleja de la fuente de alimento y busca un sitio adecuado para prepupar, sin embargo algunos de los individuos pueden encontrar en el cadáver un sitio seguro para prepupar. Esta etapa se caracteriza por un acortamiento del cuerpo y una inactividad aparente. La etapa prepupal es seguida por el estado de pupa, que se caracteriza por el endurecimiento de la cutícula (Morris 1991; Williams y Richardson 1984).

Las condiciones más importantes que afectan el establecimiento y desarrollo de las larvas tienen que ver directamente con la competencia originada en el cadáver, el tamaño de la carroña, la temperatura y la humedad (Denno y Cothran, 1976).

Denno y Cothran (1976), señalan que el establecimiento y desarrollo de larvas de Calliphoridae se retrasa cuando la temperatura nocturna y la humedad relativa son bajas. Cuando los recursos alimenticios son escasos, se ha observado que algunas especies de califóridos ovipositan larvas de primer instar en lugar de huevos consiguiendo ahorro de tiempo de desarrollo (Blackith y Blackith 1989; Kamal 1958). Esta estrategia es muy poco común, sin embargo se debe tomar en cuenta en la colecta de estos insectos para determinar el intervalo del tiempo de muerte.

Es importante señalar que mientras los sarcófágidos pupan entre la ropa o en los pliegues del cuerpo y aprovechan los orificios naturales para sus puestas, los califóridos se entierran para realizar la pupación y prefieren hacer sus propios orificios (Magaña, 2001).

2.7. La Familia Sarcophagidae

Los sarcófágidos son conocidos comúnmente como moscas de la carne. Cuentan con una diversidad de casi 2,000 especies descritas en alrededor de 400 géneros; aproximadamente 327 especies se encuentran en Estados Unidos y Canadá. Representantes de esta familia son encontrados alrededor del mundo, con la mayoría de especies en regiones tropicales o de clima templado (Shewell, 1987b; Byrd y Castner, 2010b).

Muchas especies de sarcófágidos son carroñeras alimentándose de los tejidos de cadáveres en descomposición, algunas parasitan a los vertebrados y muy pocas a invertebrados (Aspoas, 1994). Los cuerpos en descomposición atraen a varias especies diferentes de sarcófágidos dependiendo de la época del año y la zona geográfica. Aspoas (1994), encontró que la mayor abundancia de especies ocurre durante el verano.

En las zonas con clima cálido templado y zonas tropicales, los sarcófagos son considerados colonizadores primarios de la carroña. En las regiones más frías, los miembros de esta familia son considerados colonizadores secundarios de la carroña en comparación con los califóridos (Early y Goff, 1986).

2.7.1. Ubicación taxonómica de los sarcófagos

Siguiendo la clasificación propuesta McAlpine (1989) y Triplehorn y Johnson (2005), la clasificación de los dípteros y en especial de Sarcophagidae queda de la siguiente manera (García, 2012).

Dominio: Eukarya
 Reino: Animal
 Phylum: Arthropoda
 Clase: Hexapoda-Insecta
 Orden: Diptera
 Suborden: Brachycera (Cyclorhapha y Orthorrhapha)
 Sección: Schizophora
 Subsección: Calyptratae
 Superfamilia: Oestroidea
 Familia: Sarcophagidae

Aunque Shewell (1987b) propone la agrupación de Sarcophagidae en dos subfamilias (Sarcophaginae y Miltogramminae), existen trabajos anteriores como el de Aldrich (1916) en donde para Norteamérica se describen 145 especies pertenecientes a sólo 16 géneros sin considerar subfamilia alguna. Williston (1908), en su “Manual of North American Diptera” sostiene que aunque esta familia comprende unos cuantos géneros, tiene un gran número de especies presentando una lista de 12 géneros. Pape (1996) enumera 2,600 especies agrupadas en tres subfamilias.

Uno de los sistemas de clasificación de sarcófagos está basado en opiniones de científicos norteamericanos como Roback (1954) y Downes (1955); ellos dividen a

Sarcophagidae en Miltogrammatinae (originalmente escrito como Miltogramminae) y Sarcophaginae.

García-Espinoza y Valdés-Perezgasga (2012), compilan diferentes clasificaciones a nivel subfamilia de los sarcófagidos según varios autores, tal y como se muestra en el cuadro 1.

Cuadro 1. Clasificación a nivel subfamilia de los sarcófagidos según varios autores.

Autor	Año	Subfamilias
Strobl	1894	Sarcophaginae, Miltogramminae, Paramacronychiinae y Macronychinae
Aldrich	1916	145 especies pertenecientes a solo 16 géneros sin considerar subfamilia alguna de sarcófagidos de Norteamérica
Pape	1987, 1996	Miltogrammatinae, Paramacronychiinae, Sarcophaginae (Género Macronychia incluido en Miltogrammatinae)
Roback	1954	Miltogrammatinae (originalmente escrito como Miltogramminae) y Sarcophaginae
Downes	1955	Miltogrammatinae, Sarcophaginae
Lopes	1969	Sarcophaginae, miltogramminae, Paramacronychiinae y Macronychinae con mayor relación filogenética
Shewell	1987	Sarcophaginae, Miltogramminae

2.7.2. Biología y hábitos de los sarcófagidos

2.7.2.1. Adulto. Moscas robustas, en su mayoría de color gris claro, 2.5-18.0 mm de largo. Coloración gris o negra, muchas con tres franjas negras en el tórax. Parte dorsal del abdomen frecuentemente con mosaicos de mancha gris claro y oscura. Tórax con cuatro cerdas notopleurales (dos grandes y dos pequeñas intercaladas); subescutelo no desarrollado, cerdas merales presentes. Alas con vena M con un doblez siempre presente. Abdomen con el extremo posterior a menudo rojizo o anaranjado, especialmente en los machos (Zumbado, 2006).

2.7.2.2. Huevo. Los huevos son de 0.5-3.5 mm de longitud y de .12-0.8 mm de ancho. En casi todos los casos, la incubación parece ocurrir en el útero o justo antes de la larviposición. Por lo tanto, las descripciones publicadas sobre huevo son raras.

Hilton (1981), ilustra huevos de *Neobellieria bullata* (Parker) bajo alta ampliación y dice que se asemejan a los de Calliphoridae.

2.7.2.3. Larva. La larva es de color blanco amarillento o pálido, generalmente cilíndrica alargada o cónica en su parte anterior. Segmentos completos a excepción del primero, bandas posteriores con espinas o dentículos, campo espiracular hundido en la cavidad posterior. Esqueleto cefalofaríngeo grande, mandíbula por lo general fuerte con ganchos, a veces rudimentaria durante el primer instar (Miltogramminae) (Shewell, 1987b).

Las larvas de primer estadio miden alrededor de 0.5-5.0 mm de largo, generalmente con labrum desarrollado como un gancho mediano fuerte; esclerito mandibular reducido a pequeñas placas basales y apicales delgadas dentadas (Miltogramminae). Mientras que Sarcophaginae tiene labrum reducido o ausente, el cual puede observarse como una pequeña placa triangular conformando mandíbulas fuertes (Shewell, 1987b).

Las larvas de segundo instar miden alrededor de 4.0-10.0 mm de largo. Similares al tercer instar pero espiráculo posterior con solo dos aberturas. El tercer instar larval mide alrededor de 9.5-20.0 mm de largo, mandíbula grande más o menos fuerte de forma curva (Shewell, 1987b).

Denno y Cothran (1976) encontraron que el ciclo de vida de los sarcófagidos era generalmente más corto en comparación con el de los califóridos. Las larvas de los sarcófagidos se desarrollan más rápidamente en el otoño y se convierten en pupas, que posteriormente entran en diapausa. La eclosión ocurre en la primavera por lo que suelen no observarse en los meses de invierno en las zonas templadas cálidas y regiones tropicales.

Los sarcófágidos están relativamente limitados en su capacidad de reproducción, ya que éstos depositan menor cantidad de larvas que califóridos y múscidos. Sin embargo, muchos de los sarcófágidos son ovovivíparos, lo que significa que las hembras ponen larvas de primer instar en lugar de huevos (Gillott, 1995). Esta adaptación puede compensar de manera significativa la baja fecundidad, el desarrollo del óvulo se produce en el interior de la hembra, por lo tanto las larvas de sarcófágidos deben de tener a su disposición inmediata carroña para ser los primeros en desarrollarse sobre el cadáver en descomposición (Denno y Cothran 1976).

Se han consignado hábitos caníbales en esta familia, alimentándose de larvas de su misma especie o de califóridos. Ésto sucede cuando el alimento es escaso y limitado (Blackith y Blackith 1989). A pesar de que estas moscas son comúnmente asociadas a cadáveres en descomposición, su utilización forense, a menudo está limitada debido a la falta de conocimientos de taxonomía, la variabilidad de su presencia y a la abundancia de carroña (Arnaldos *et al.* 2004).

2.8. La Familia Muscidae

Estas moscas son bastante comunes en una gran variedad de hábitats, por lo general se asocian a ambientes humanos. Las especies de esta familia se crían en lugares cercanos a basura, excrementos y carroña de las cuales se alimentan (Smith, 1986). Triplehorn y Johnson (2005), mencionan que en la actualidad se conocen alrededor de 620 especies de múscidos solo el norte de América.

Debido a sus hábitos alimenticios, los múscidos son asociados a la carroña en el proceso de descomposición donde los órganos internos están expuestos, siendo invasores secundarios sobre un cadáver en descomposición, sin embargo no se reproducen sobre el cadáver (De Souza y Linhares, 1977).

2.8.1. Ubicación taxonómica de los múscidos

Siguiendo la clasificación propuesta por McAlpine (1989) y respaldada por Triplehorn y Johnson (2005), la clasificación taxonómica de Muscidae queda como se muestra a continuación.

Dominio: Eukarya
 Reino: Animal
 Phylum: Arthropoda
 Clase: Hexapoda-Insecta
 Orden: Diptera
 Suborden: Brachycera (Cyclorrhapha y Orthorrhapha)
 Sección: Schizophora
 Subsección: Calyptratae
 Superfamilia: Oestroidea
 Familia: Muscidae

Henning (1965), agrupa a 15 géneros de la región Neotropical y la parte sur de la región Neártica dejando fuera de la clasificación a la pequeña tribu Eginini debido a su dudosa posición taxonómica.

Algunos grandes géneros existentes casi en todo el mundo son: *Coenosia*, *Limnophora* Robineau-Desvoidy, *Helina* Robineau-Desvoidy y *Phaonia* Robineau-Desvoidy (Huckett, 1965).

2.8.2. Biología y hábitos de los múscidos

2.8.2.1. Adulto. Moscas de tamaño variable, desde pequeño hasta mediano, 3-12 mm de largo. Coloración generalmente gris a negra, algunas especies son amarillentas con manchas en las alas. Probóscide bien desarrollada, con labelos carnosos tipo almohadilla. Tórax con dos cerdas notopleurales, subesculeto no desarrollado y cerdas merales ausentes. La vena A₂ no alcanza el margen posterior del ala y la vena M carece de doblez, a excepción de *Musca domestica* (Zumbado, 2006).

2.8.2.2. Huevo. Los huevos son de color pálido, generalmente alargado oval, aplanado de la parte posterior y redondeado en la parte anterior, contienen un par de nervios débiles (Vockeroth, 1972)

2.8.2.3. Larva. Larva es de forma subcilíndrica o deprimida estrechándose hacia delante, con engrosamiento cuticular, con cresta y espículas. Mandíbulas generalmente fusionadas o adheridas a excepción de Fanniinae en la cual se encuentran separadas, de tamaño igual o desigual. Esclerito mandibular usualmente presente pero ausente en Fanniinae, Stomoxyinae, y algunos Muscinae. Esclerito dental en la base de la mandíbula separada o fusionada. Hipofaringe bien desarrollada. Larva formada por ocho segmentos con un par de patas falsas; espiráculo posterior con tres aberturas dispuestas en un arco alrededor de la cicatriz ecdisial (Huckett y Vockeroth, 1987).

Las larvas se producen en muchos hábitats donde se encuentre materia en descomposición, siendo en su mayoría coprófagos, sarcófagos o bien facultativos e incluso depredadores de presas más pequeñas (James, 1948).

Unas pocas especies de múscidos chupan sangre de pollos, otras se desarrollan en gramíneas. Los adultos en conjunto, muestran hábitos alimenticios variados: consumen material vegetal o animal en descomposición, néctar, polen y sangre de vertebrados; algunos son depredadores de otros insectos (Zumbado, 2006)

2.9. El Intervalo postmortem, su importancia y sus métodos de calculo

Uno de los aspectos más importantes de la entomología forense es la estimación del IPM a partir de las indicios entomológicos, o a partir del grado de desarrollo de la fauna instalada sobre el cadáver (Arnaldos *et al.*, 2006). El IPM, es un término que puede ser usado indistintamente y es empleado para definir el tiempo que

ha transcurrido desde el momento en que ocurrió la muerte hasta que es hallado el cuerpo (Buchan y Anderson, 2001).

Durante las primeras 72 horas después de la muerte, el médico forense puede proporcionar una determinación precisa del tiempo transcurrido desde la muerte. Históricamente, éste se ha basado en la condición del cuerpo así como algunos factores, tales como la disminución de la temperatura corporal. Más allá de este tiempo, existe menos información médica con la cual correlacionar el IPM (Magaña, 2001).

Los entomólogos forenses pueden proveer una medida o estimación del IPM, basados en los estados del ciclo de vida de especies recuperadas del cadáver, o desde la sucesión de insectos presentes en el cuerpo. Esta estimación puede proporcionarse en un periodo de horas, semanas o años transcurridos desde que ocurrió la muerte (Magaña, 2001; Yusseff, 2007).

A pesar de todo, es muy importante tener en cuenta, que la entomología forense se basa en el estudio de elementos biológicos, por lo que posee las limitaciones inherentes a la propia variabilidad de estos elementos. La determinación del IPM es en realidad la determinación de la actividad de los artrópodos (Goff, 1993).

Existen dos métodos para determinar el tiempo transcurrido desde la muerte usando la evidencia de los insectos. El primero utiliza la edad de las larvas y la tasa de desarrollo. El segundo método utiliza la sucesión de insectos en la descomposición del cuerpo. Ambos métodos se pueden utilizar por separado o conjuntamente, dependiendo del tipo de restos que se estén estudiando. Por lo general, en las primeras fases de la descomposición las estimaciones se basan en el estudio del crecimiento de una o dos especies de insectos, particularmente dípteros, mientras que

en las fases más avanzadas se utiliza la composición y grado de crecimiento de la comunidad de artrópodos encontrada en el cuerpo y se compara con patrones conocidos de sucesión de fauna para el hábitat y condiciones más próximas (Magaña, 2001).

La determinación precisa del IPM proporciona un intervalo de tiempo entre la muerte y el examen o el hallazgo de un cuerpo. Esto es a menudo un factor importante tanto en los procedimientos penales como civiles. No sólo puede ayudar a identificar a las víctimas, sino que también puede ayudar a detener a un delincuente involucrado en un homicidio. Sin embargo, esta determinación está plagada de dificultades debido a la variabilidad de los factores que pueden afectar el inicio de los procesos de descomposición (Lo, 2007).

En casi todos los casos, una muestra de los insectos colectados se fijan y preservan para ser usados en la estimación del IPM basado en datos entomológicos, mientras que otra parte de la muestra tomada puede ser criada hasta el estado adulto para su identificación. El momento de preservación es el punto en el tiempo desde el cual uno puede calcular hacia atrás el tiempo de la muerte, y es muy importante documentar este tiempo como registro del indicio (Wells y Lamotte, 2010).

Según Jerson y Miller (2001), se necesita un conocimiento detallado de las especies necrófagas y de los cambios que suceden en su ciclo de vida ante las variaciones de las condiciones ambientales para determinar el intervalo post-mortem.

El problema de la determinación del tiempo transcurrido desde la muerte es complejo y debe ser tratado con mucha cautela, pues existen con frecuencia muchos factores desconocidos, que hacen difícil llegar a conclusiones definitivas (Magaña, 2001).

2.10. Diversidad y abundancia, la importancia de la geografía y estacionalidad

El principal problema al que se enfrenta la entomología forense es la realización de estudios de campo de la comunidad sarcosaprófaga, aunque son estudios básicos, su importancia es fundamental al momento de reconocer artrópodos indicadores de cada región, habitat y estación anual (VanLerhoven y Anderson, 1999; Davis y Goff, 2000; Lopes de Carvalho y Linhares, 2001; Camacho, 2005).

Según Arnaldos *et al.* (2006) y Anderson (2001), las condiciones faunísticas de cada región geográfica o climática, están marcadas por múltiples factores; entre ellos se encuentra, las condiciones ambientales de cada región. Para ello es necesario el conocimiento de las faunas regionales para evitar posibles errores en la interpretación de evidencias en casos forenses.

Muchas especies de insectos son relativamente cosmopolitas, pero las especies implicadas en la descomposición varían de una región a otra, por lo tanto la descomposición de cada región geográfica es bastante diferente (MacGregor, 1999; Anderson, 2001).

Las estaciones del año representan una categorización del clima y ejercen gran impacto sobre la flora y fauna de una región geográfica, a la vez que sobre la colonización de los insectos en la carroña. Muchas moscas califóridas varían en presencia y abundancia dependiendo de la estación en la que ocurre la muerte (Johnson, 1975; Goddard y Lago, 1985; Introna *et al.*, 1991; Davies, 1999; Schroeder *et al.*, 2003; Sharanowski *et al.*, 2008).

La abundancia relativa de ciertos insectos es muy importante en diferentes estaciones del año y deberá tomarse en cuenta para realizar estudios de sucesión insectil a través del año, lo cual ayudará a desarrollar bases de datos válidas que

incluyan a todas las especies presentes en una región determinada (Anderson, 2001b). Cuando se conoce la estacionalidad de las especies carroñeras en un área en particular, se puede inferir que los insectos constituirán una herramienta valiosa para determinar la estación en que los restos fueron colonizados (Dillon y Anderson, 1995; Anderson y VanLaerhoven, 1996a; Dillon, 1997).

Muy pocos de los estudios de sucesión utilizan más de un modelo animal de observación, por lo que resulta sumamente difícil realizar inferencias de tales estudios en donde no existen repeticiones para una situación en particular. Es prioritario realizar más estudios sucesionales masivos para desarrollar bases de datos más completas y certeras para cada zona geográfica y estación del año (Anderson, 2001b; Sharanowski *et al.*, 2008).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Sitio de estudio

El estudio se llevó a cabo en una parcela agrícola sin cultivar, propiedad del C. José Galindo García; dicha propiedad se encuentra ubicada en el municipio de Matamoros, Coahuila (25° 30' 59" N, 103° 12' 58.8" W). El municipio de Matamoros forma parte de la región conocida como Comarca Lagunera, ubicándose en el área biogeográfica denominada Desierto Chihuahuense. La Comarca Lagunera tiene una elevación de 1120 msnm, predominando un clima semidesértico con lluvias escasas durante el verano, registrándose una precipitación anual de 250 mm.

3.2. Trabajo de campo

3.2.1. Estudio preliminar

Estudio preliminar fue establecido en el mes de febrero del 2012 en el campo experimental de la UAAAN-UL (25°33'23" N, 103°21'59" W). Esta etapa se realizó para determinar el cebo ideal que sería utilizado en las trampas Wind Oriented Trap (WOT) modificadas por Cole (1996) para la colecta de adultos y el cebo ideal para la necrotrampa que sería utilizada en las etapas subsecuentes del experimento.

3.2.2. Trampas utilizadas y protección de cebos

Para la captura de adultos se utilizó un modelo de trampas tipo WOT modificada, compuesta por una base cuadrada de madera provista por cuatro puntos de apoyo, los cuales la mantienen fija al suelo. En la superficie de la base se encuentra adherida una tapa con rosca que sirve para anclar el recipiente plástico inferior (Fig. 1). Dentro del recipiente inferior, sobre la base, se colocó un envase de aproximadamente 500 ml, éste sirvió de contenedor para el cebo utilizado (Fig. 2).



Figura 1. Base de la trampa WOT.



Figura 2. Recipiente contenedor del cebo compuesto.

Sobre la base de madera se encuentra anclado el cuerpo de la trampa, el cual se compone de dos recipientes circulares de plástico transparente (Fig. 3). Cada uno de estos recipientes tiene una medida de 18.5 cm de altura y de 14.5 cm de diámetro. El recipiente inferior está provisto de seis perforaciones circulares de aproximadamente 25 mm de diámetro, los cuales permiten la salida de olores

provenientes de la mezcla cebada (atrayente) y la entrada de los dípteros. Además en su interior se encuentra una malla que evita el contacto directo de los dípteros con el cebo (Fig. 4). Al recipiente superior se le insertó un cono de malla con una abertura en el centro, el cual permite el paso de los dípteros hacia la parte más superior de la trampa, evitando a su vez el escape hacia abajo de los especímenes capturados que pasan los dípteros, evitando a su vez el escape hacia abajo de la trampa. La parte superior se encuentra sellada con una tapa de rosca como se muestra en la Figura 5; ésta tapa facilita la recolección de los especímenes capturados.



Figura 3. Cuerpo de la trampa WOT anclado a la base.



Figura 4. Recipiente superior del cuerpo de la trampa.



Figura 5. Recipiente inferior del cuerpo de la trampa.

Las trampas para adultos utilizadas durante el estudio se cebaron con diferentes mezclas, tal cómo se puede observar en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Mezclas de cebos utilizados en el experimento.

Etapa	Preliminar (50 ml Na_2S^*)	Primavera (100 ml de agua)	Verano (100 ml de agua)
Pollo/CarneRes/Estiércol	X		
CarneRes/Pescado/Estiércol	X	X	
HígadoRes/Pescado/Estiércol	X		
Pollo/Pescado/Estiércol	X		X
CarneRes/HígadoRes/Estiércol	X		
Pollo/HígadoRes/Estiércol	X		

* 50 ml de Sulfuro de Sodio al 5% (GPR – $\text{Na}_2\text{S} \cdot x\text{H}_2\text{O}$ - 30% Na_2S)

En el estudio preliminar se utilizó 50 ml de sulfuro de sodio al 5%.

Tal como señala Cole (1996), el sulfuro de sodio incrementa y prolonga la atracción del cebo hacia las moscas.

Para la captura de inmaduros (larvas LIII y prepupas), se utilizaron cabezas de cerdo de aproximadamente 6 kg como necrotrampas (Fig. 6). Las necrotrampas se protegieron con una jaula de armazón de varilla de 3/8'' de 0.75 m x 0.6 m x 0.5 m recubierta con malla pajarera, la parte inferior de las jaulas se dejó descubierta para facilitar el manejo de las necrotrampas (Fig. 7). Éstas se anclaron con una varilla de 1/4'' de 0.60 m de longitud, lo anterior para evitar daños por mamíferos y aves carroñeras.



Figura 6. Cabeza de cerdo utilizada para captura de larvas LIII y prepupas.



Figura 7. Jaula que sirvió de protección de grandes carroñeros.

3.2.3. Colecta de especímenes

A partir de las trampas WOT modificadas, colocadas en el sitio de estudio, se recolectaron durante cinco días adultos de Calliphoridae, Sarcophagidae, Muscidae y otros dípteros.

Los dípteros atrapados eran extraídos de las trampas y colocados para su preservación en frascos con etanol al 70% (Fig. 8). Posteriormente eran llevados al laboratorio de Parasitología de la UAAAN UL para su respectiva identificación.



Figura 8. Frascos contenedores de dípteros colectados.

De las necrotrampas colocadas, se recolectaron larvas LIII y prepupas. Se hicieron observaciones diarias para poder determinar el momento de la colecta de los inmaduros; las recolecciones se llevaron a cabo en el quinto y sexto día después de la colocación de las necrotrampas (Fig. 9).



Figura 9. Recolección de larvas y prepupas de la necrotrampa.

3.2.4. Estudio de primavera

Durante la primavera del 2012 (del 29 de abril al 2 de mayo) se colocaron dos trampas WOT cebadas con una mezcla compuesta de trozos de carne de res, pescado, estiércol de bovino (50 g c/u) y agua (150 ml), las cuales se colocaron a una distancia de 20 metros una de otra (Figura 10).



Figura 10. Trampa WOT colocada en el sitio de estudio.

Durante el periodo que va del 11 al 15 de mayo se colocó una necrotrampa en el sitio de estudio conformada por una cabeza de cerdo (Fig. 11) la cual se dejó expuesta durante cinco días al intemperie a partir de la cual se recolectaron estados inmaduros de las moscas.



Figura 11. Necrotrampa (cabeza de cerdo) colocada en el sitio de estudio.

3.2.5. Estudio de verano

Durante el verano del 2012 (del 24 al 28 de junio) se colocaron dos trampas WOT cebadas con una mezcla compuesta de trozos de pollo, pescado, estiércol de bovino (50 g c/u) y agua (150 ml), las cuales se colocaron a una distancia de 20 metros una de otra.

Durante el periodo que va del 24 al 29 de mayo se colocó una necrotrampa en el sitio de estudio conformada por una cabeza de cerdo la cual se dejó expuesta durante seis días al intemperie a partir de la cual se recolectaron estados inmaduros de las moscas.

3.3. Trabajo de laboratorio

Las larvas LIII tanto de primavera como verano y las LII de verano, que aún no completaban su desarrollo se transportaron al cuarto de cría (Fig. 12), donde se criaron hasta el estado adulto, siguiendo la metodología propuesta por Valdés (2009); se

siguió también el método mencionado para el cuidado y cría hasta el estado adulto de todos los especímenes recolectados.



Figura 12. Alimentando larvas de LII para que completen su desarrollo.

Las prepupas colectadas en campo fueron traspasadas de los frascos de colecta a charolas con aserrín donde éstas puparon, colocando sobre la charola una jaula con armazón de madera y cubierta con tela-tul para evitar el escape y facilitar el manejo al momento de la emergencia de los adultos (Fig. 13).



Figura 13. Jaula donde se pusieron a pupar las larvas LII.

Una vez ocurrida la emergencia los especímenes fueron alimentados con una solución de agua y miel a razón de 10:2 hasta que éstos pasaban de tenerales a la completa madurez.

Los adultos emergidos fueron sacrificados colocándolos en un congelador a -20°C durante 5 minutos aproximadamente. Los especímenes sacrificados se montaron con alfileres entomológicos (Fig. 14) y se procedió a colocarlos en cajas para colecciones entomológicas (Fig. 15). Estos se registraron en la base de datos y se les colocó su respectiva etiqueta (Fig. 16).



Figura 14. Especímenes montados con alfileres entomológicos.

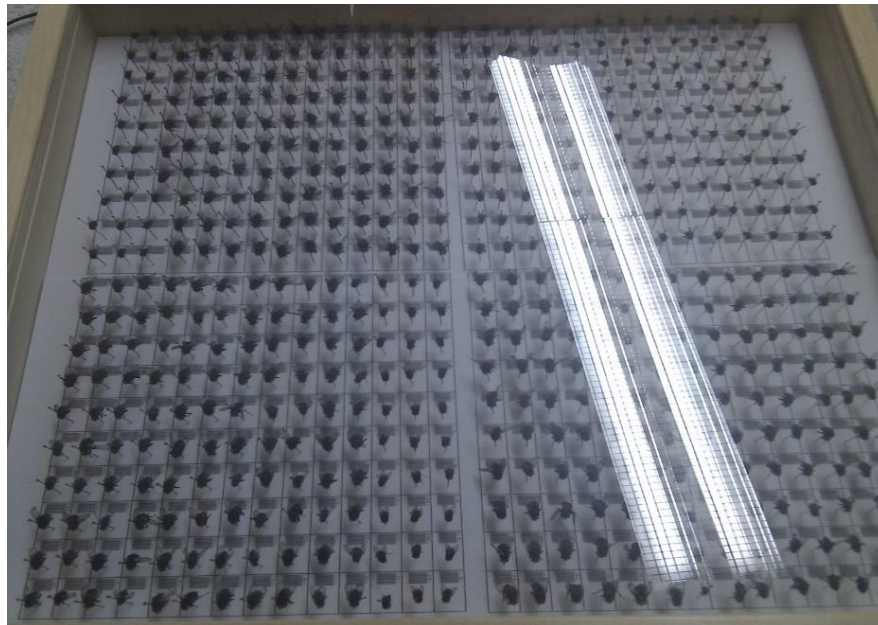


Figura 15. Caja entomológica con especímenes colectados.

Número	Folio	Colecto	Sitio	Época	Trampa	Familia	Género/Especie	Clave	Cantidad	Observaciones
1	0001	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Archimimus	Archi	1	
2	0002	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Boettcheria	Boett	1	
3	0003	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Archimimus	Archi	1	Arachnidomyia??
4	0004	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Archimimus	Archi	1	
5	0005	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Boettcheria	Boett	1	
6	0006	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Archimimus	Archi	1	Posible múscido
7	0007	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Arachnidomyia	Arach	1	
8	0008	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Archimimus	Archi	1	
9	0009	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Archimimus	Archi	1	
10	0010	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Archimimus	Archi	1	
11	0011	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Boettcheria	Boett	1	
12	0012	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Archimimus	Archi	1	
13	0013	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Boettcheria	Boett	1	
14	0014	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Archimimus	Archi	1	
15	0015	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Archimimus	Archi	1	
16	0016	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Boettcheria	Boett	1	
17	0017	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Boettcheria	Boett	1	
18	0018	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Archimimus	Archi	1	
19	0019	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Archimimus	Archi	1	
20	0020	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Archimimus	Archi	1	
21	0021	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Euboettcheria	Euboe	1	Hembra
22	0022	EWP	Matamoros	Primavera	Wot Traps	Sarcophagidae	Archimimus	Archi	1	

Figura 16. Captura de datos y etiquetado de especímenes ya identificados.

La identificación se realizó hasta género y/o especie observando el espécimen con ayuda del microscopio estereoscópico (Fig. 18). La mosca se colocó en un dispositivo giratorio (Fig. 19) (“*malacanchoncha*” genérico de un soporte para insectos). Se utilizaron las claves taxonómicas de Shewell (1987b) y Whitworth (2006) para Sarcophagidae y Calliphoridae, respectivamente (Fig. 20). Para la identificación a nivel familia de otros dípteros se utilizaron los recursos de Cannings y Scudder (2006), Delvare *et al.* (2002) y Zumbado (2006).



Figura 17. Microscopio estereoscópico utilizado para visualización de dípteros.



Figura 18. Dispositivo giratorio) (malacanchoncha) para facilitar la visualización de los dípteros a identificar.

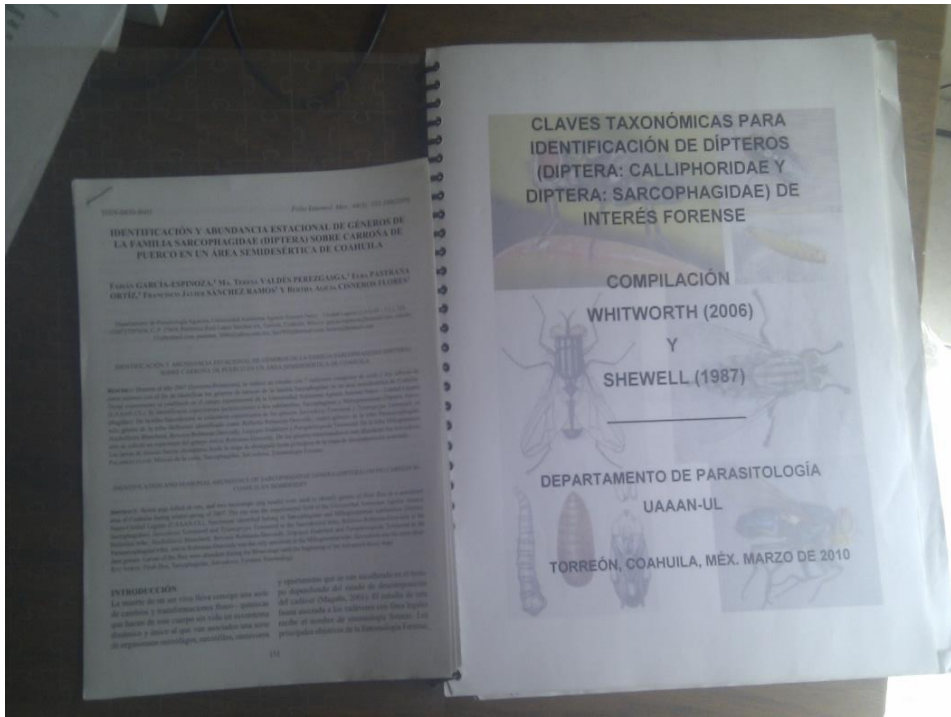


Figura 19. Claves taxonómicas para la identificación de dípteros.

4. RESULTADOS

4.1. Estudio preliminar

La colecta durante el estudio preliminar arrojó como resultado la recolección de dípteros de las familias Calliphoridae, Muscidae y Sarcophagidae.

Al terminar con las recolectas durante el estudio preliminar se contabilizaron los especímenes encontrados. De acuerdo a la abundancia obtenida, se determinó que en las dos etapas siguientes del estudio se utilizarían cabezas de cerdo como necrotrampas. Para la colecta de adultos se utilizaron trampas WOT, cebadas con dos mezclas diferentes para cada estación. La mezcla utilizada en el estudio de primavera estuvo compuesta por carne de res, pescado, estiércol de bovino y agua; la mezcla utilizada en el estudio de verano estuvo compuesta por carne de pollo, pescado, estiércol de bovino y agua, dado que en éstas se colectó el mayor número de especímenes durante el estudio preliminar.

4.2. Primera etapa – Primavera

Durante el estudio de primavera se recolectaron un total de 1055 especímenes, todos ellos representantes de tres familias de Diptera, a saber, Calliphoridae, Muscidae y Sarcophagidae (Fig. 21).

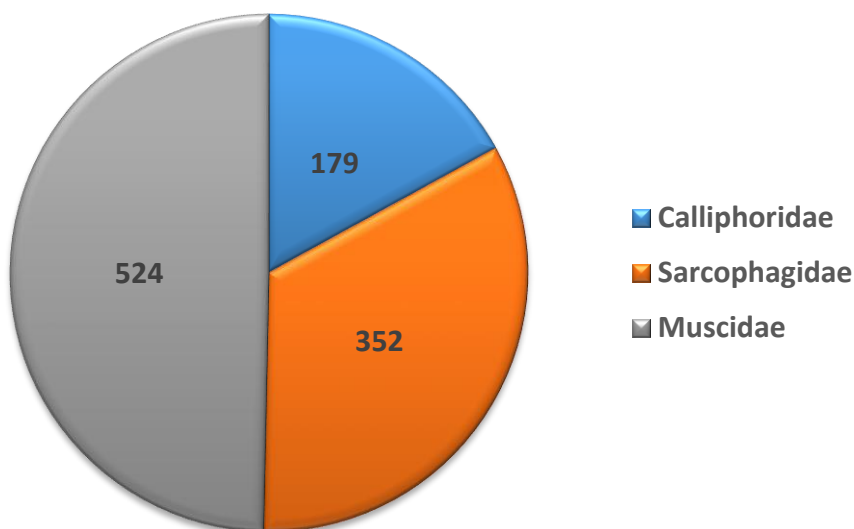


Figura 20. Familias de dípteros recolectadas en el estudio de primavera.

En las trampas WOT se recolectaron 639 ejemplares de tres familias de dípteros (Calliphoridae, Muscidae y Sarcophagidae), de los cuales se identificaron ocho géneros de la familia Sarcophagidae, un género de la familia Muscidae y una especie de la familia Calliphoridae. El género *Musca* fue el más abundante con 524 especímenes identificados, representando el 81.5% del total recolectado en trampas WOT (Cuadro 3).

Cuadro 3. Total de especímenes recolectados en las trampas WOT primera etapa – primavera.

Familia	Genero/Especie	WOT
<i>Calliphoridae</i>	<i>L. sericata</i> (Meigen, 1826)	15
<i>Sarcophagidae</i>	<i>Amobia</i> spp. Robineau-Desvoidy, 1830	1
	<i>Arachnidomyia</i> spp Townsend, 1934	2
	<i>Archimimus</i> spp. Reinhard, 1952	43
	<i>Boettcheria</i> spp. Parker, 1914	32
	<i>Euboettcheria</i> spp. Townsend, 1927	11
	<i>Neosarcophaga</i> spp. Shewell, 1987	4
	<i>Spirobolomyia</i> spp. Townsend, 1917	6
	<i>Tolucamyia</i> spp. Dodge, 1965	1
	<i>Muscidae</i>	<i>Musca</i> spp. Linnaeus, 1758

En las necrotrampas se capturaron 416 ejemplares de dos familias de dípteros (Calliphoridae y Sarcophagidae), de los cuales se identificaron tres especies de la familia Calliphoridae y 1 género de la familia Sarcophagidae. *Euboettcheria*, género perteneciente a Sarcophagidae, representó el taxón más abundante con un número de 252 especímenes (Cuadro 4).

Cuadro 4. Total de especímenes recolectados en la necrotrampa en primavera.

Familia	Genero/Especie	Necrotrampa
Calliphoridae	<i>L. cuprina</i> Wiedemann, 1826	3
	<i>L. sericata</i>	158
	<i>Ch. rufifacies</i> (Maquart, 1843)	3
Sarcophagidae	<i>Euboettcheria</i>	252

4.3. Segunda etapa – Verano

Durante el estudio de verano se recolectaron un total de 1491 especímenes, todos ellos representantes de tres familias de Diptera, a saber, Calliphoridae, Muscidae y Sarcophagidae (Fig. 22).

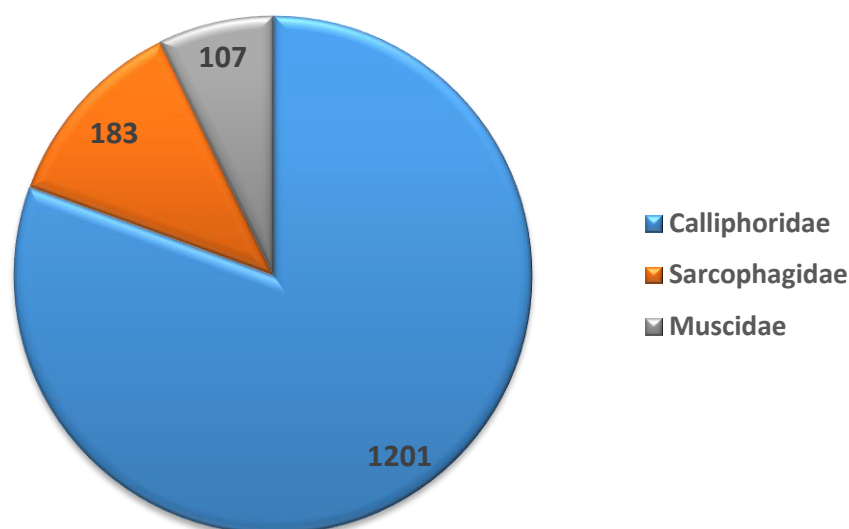


Figura 21. Familias de dípteros recolectadas en el estudio de verano.

En las trampas WOT se recolectaron 127 ejemplares de 3 familias de dípteros (Calliphoridae, Muscidae y Sarcophagidae), de las cuales se identificó una especie de la familia Calliphoridae, un género de la familia Sarcophagidae y un género de la familia Muscidae. El género *Musca* fue el más abundante con 107 especímenes identificados, representando el 84.2% del total de especímenes recolectados en trampas WOT (Cuadro 5).

Cuadro 5. Total de especímenes recolectados en las trampas WOT en verano.

Familia	Genero/Especie	WOT
Calliphoridae	<i>Ch. rufifacies</i>	7
Sarcophagidae	<i>Euboettcheria</i>	10
Muscidae	<i>Musca</i>	107

En las necrotrampas se capturaron 1367 ejemplares de dos familias de dípteros (Calliphoridae y Sarcophagidae), de los cuales se identificó una especie de la familia Calliphoridae y un género de la familia Sarcophagidae. *Ch. rufifacies*, especie perteneciente a Calliphoridae, represento el taxón más abundante con un número de 1194 especies (Cuadro 6).

Cuadro 6. Total de especímenes recolectados en la necrotrampa en verano.

Familia	Genero/Especie	Necrotrampa
Calliphoridae	<i>Ch. rufifacies</i>	1194
Sarcophagidae	<i>Euboettcheria</i>	173

4.4. Representación pictográfica de géneros y especies colectadas e identificadas

Se lograron identificar 12 taxones, nueve a nivel género, mientras que sólo se identificaron 3 especies. A continuación se presentan una breve descripción y una representación gráfica de cada uno de los géneros y especies identificados.

4.4.1. Calliphoridae

4.4.1.1. *Chrysomya rufifacies*. Amplia distribución aunque poco común en el sur de California, Arizona, Nuevo México, Louisiana, Florida, Illinois y Michigan (Shahid *et al.* 2000). Sección basal de la vena tallo (stem vein) setosa arriba (Fig.22), ámpula mayor con setas tiesas (Fig.23), facetas de los ojos de tamaño uniforme, vestidura del espiráculo torácico anterior de color pálido y dilatación genal pálida.

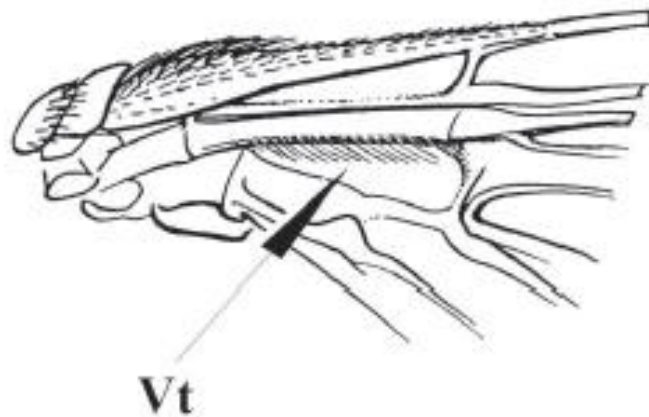


Figura 22. Sección basal de la vena tallo setosa de *Ch. rufifacies* (de Amat, 2008).

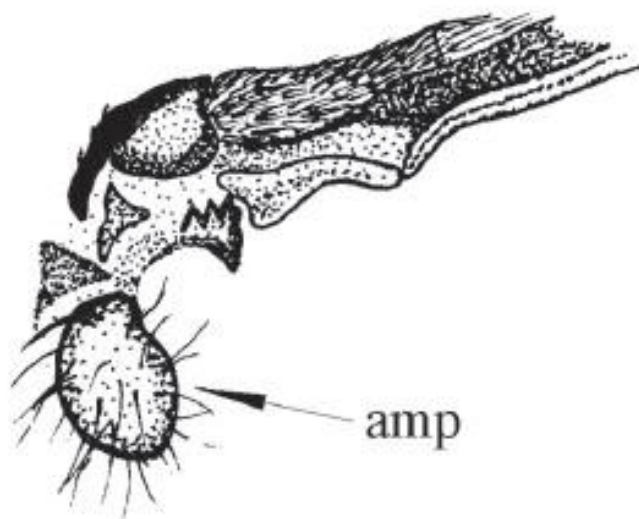


Figura 23. Ámpula mayor con setas tiesas erectas de *Ch. rufifacies* (de Amat, 2008).

4.4.1.2. *Lucilia cuprina*. Esta especie es muy poco común a través de todo el sur, de Virginia al oeste de Florida hacia Missouri, Texas y California. Usualmente se reconoce por su brillo cobrizado pardo, aunque el color por sí solo no es un carácter confiable. Algunos especímenes de *L. sericata* son bastante cobrizados aunque usualmente más brillantes. El frons más amplio en *L. cuprina* permite separar fácilmente a los machos de cada especie. Una sola seta por debajo de la seta vertical interna (Fig. 24, lado derecho), versus 2-5 setas en *L. sericata*, distinguirá a especímenes de ambos sexos. Esta característica en ocasiones varía, o puede resultar difícil de ver debido a la condición del espécimen. La presencia o ausencia de setas sobre el metaesternum (ausente en *L. cuprina*) también es útil, aunque muy a menudo es difícil de ver.

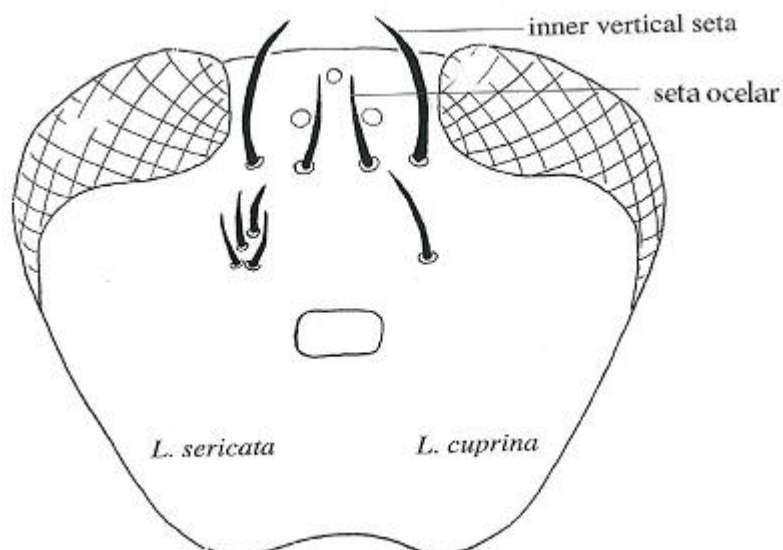


Figura 24. Vista posterior de la cabeza mostrando setas debajo de seas verticales interiores, lado izquierdo *L. sericata*, lado derecho *L. cuprina* (de whitworth, 2006).

4.4.1.3. *Lucilia sericata*. Esta especie es una de las más comunes y ampliamente distribuida en los EE.UU. y sur de Canadá. Es una de 3 especies que tienen 3 setas postsuturales. Puede separarse de *L. cuprina* por la presencia de 2-5 setas sobre el área occipital central por debajo de las setas verticales interiores (Fig.

24, lado izquierdo). Los especímenes tienden a ser verdes, aunque algunos son tan cobrizados que pueden confundirse con *L. cuprina*. Ésta también posee un metaesternum setoso, el cual casi siempre está escondido y es difícil de observar. Esta especie puede ser separada de *L. thatuna* por el ancho del primer flagelómero y el frons más ancho del macho.

4.4.2. Sarcophagidae

4.4.2.1. *Amobia* spp. Este género usualmente tiene las arista desnuda o pubescente (Fig. 25), aunque si es corta plumosa, entonces coxa trasera desnuda en el margen posterior, merón solo con hilera de setas, pelos infraesquamales ausentes, tégula usualmente negra, contrastando con basicosta pálida, fémur medio del macho sin ctenidium, proepisternum distintivamente tuberculado abajo, dos o más setas proepisternales presentes, dos pares de setas escutelares laterales fuertes presentes además del par apical. Primer flagelómero no más de 3 veces la longitud del pedicelo, setas orbitales proclinadas ausentes, reemplazadas por una hilera de sétulas, margen anterior del anepimerón (pteropleura) con hinchazón distintiva por debajo de las ámpulas (Fig. 26).

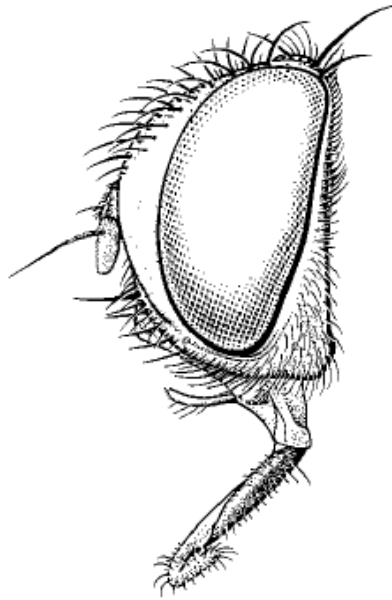


Figura 25. Arista pubescente o desnuda de *Amobia* spp. (de Shewell, 1987).

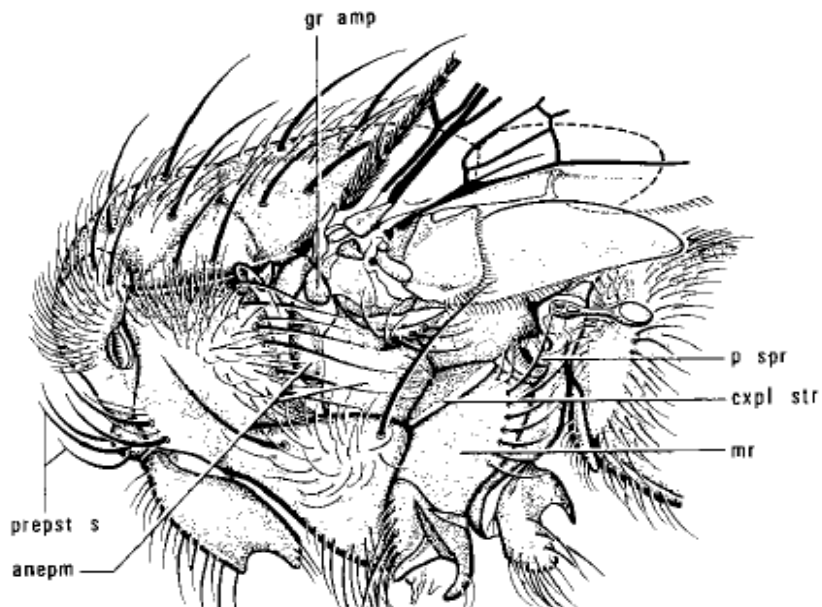


Figura 26. Vista lateral del tórax de *Amobia* spp. (de Shewell, 198).

4.4.2.2. *Arachnidomyia* spp. Arista usualmente plumosa (Fig. 27), aunque si es pubescente o desnuda, entonces coxa trasera con fleco de pelos sobre el margen posterior. Rayo coxopleural ausente, esqueleto cefalofaríngeo de larva de primer instar con 2 ganchos mandibulares, pared postalar con pelos en la mitad. Hileras de setas

frontales abruptamente divergentes en la antena, por lo menos dos setas por debajo del nivel de la base de la antena, si las hileras son paralelas y terminando en la antena, entonces parafacial con una hilera conspicua de pelos cerca del ojo, pelos sobre parte superior de parafacial diseminados (Fig. 28), no en una sola hilera cerca del ojo, o si se encuentran en hilera, entonces la gena enteramente cubierta por pelo pálido. Prosternum angosto, arista plumosa larga, rayos más largos tan anchos como el primer flagelómero. Espina costal ausente, tres o cuatro setas postsuturales dorsocentrales con espaciamiento equidistante distintivamente más largas que los pelos circundantes. Pelos de la gena negros. Terguito 6 en la hembra dividido angostamente por membrana en el medio, pruinescencia del abdomen alcanzando los márgenes posteriores de los segmentos, synterogosternito 7+8 primordia lmente pruinoso, un par de setas presuturales acrosticales presentes (Fig. 29).

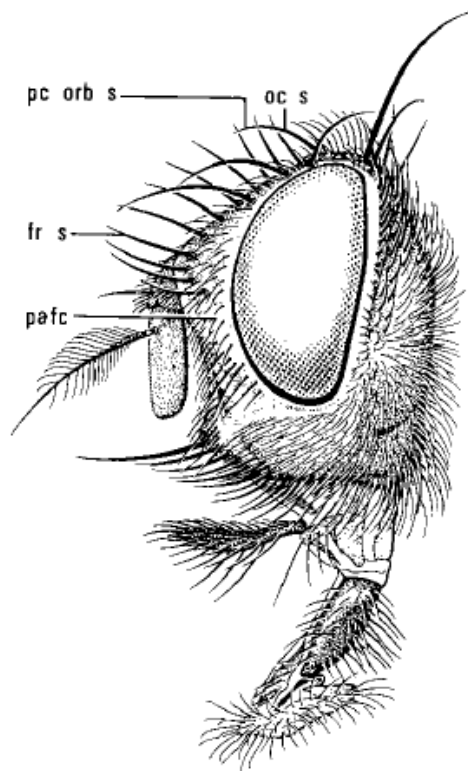


Figura 27. Arista plumosa de *Arachnidomyia* spp. (de Shewell, 1987).

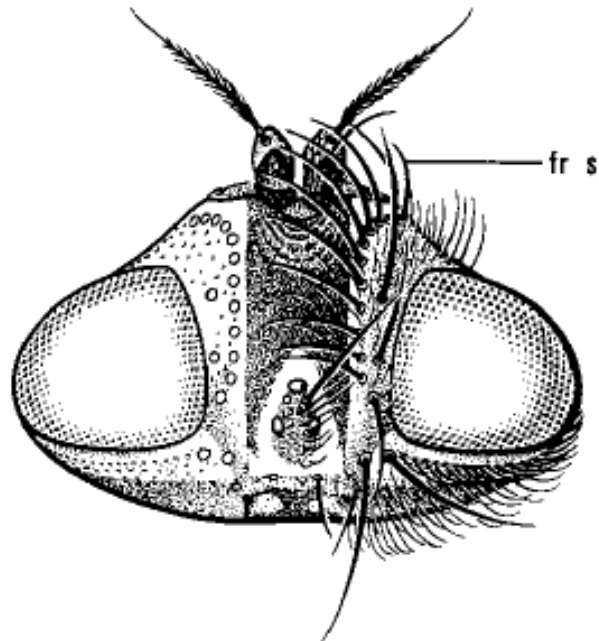


Figura 28. Hileras de setas frontales abruptamente divergentes en la antena de *Arachnidomyia* spp. (de Shewell, 1987).

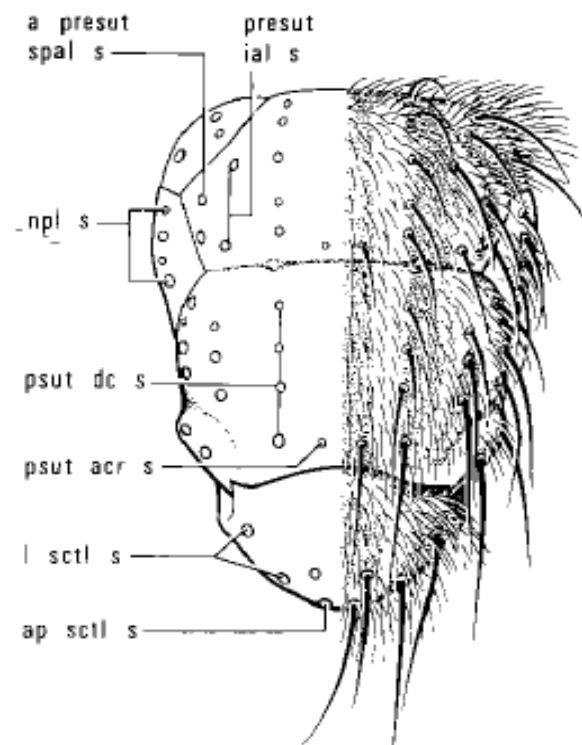


Figura 29. Par de setas presuturales acrosticales presentes de *Arachnidomyia* spp. (de Shewell, 1987).

4.4.2.3. *Archimimus* spp. Arista usualmente plumosa, aunque si es pubescente o desnuda, entonces coxa trasera con fleco de pelos sobre el margen posterior. Rayo coxopleural ausente, esqueleto cefalofaríngeo de larva de primer instar con 2 ganchos mandibulares. Pared postalar desnuda, hileras frontales de setas abruptamente divergentes en la antena, o si gradualmente divergentes, entonces con por lo menos dos setas por debajo del nivel de la base de la antena. Espina costal ausente, setas presuturales acrosticales usualmente presentes y fuertes, pero si ausentes o débiles, entonces ya sea que palpos negros o tórax con cuatro setas postsuturales dorsocentrales. Cara extendida más debajo de vibrissas (Fig. 30), pelos más largos de la arista no más largo que el ancho del primer flagelómero.

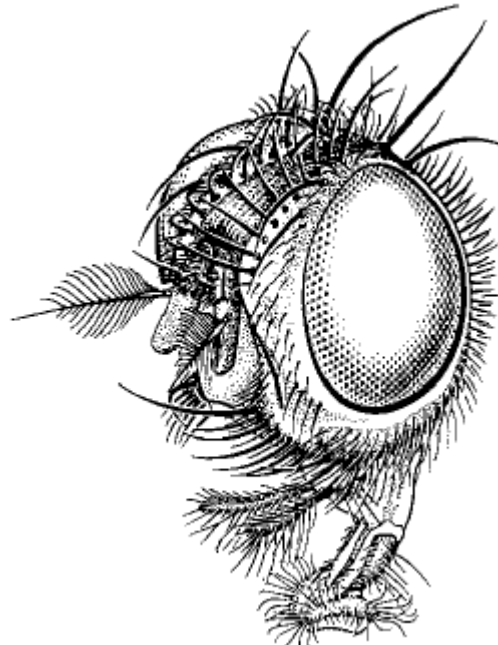


Figura 30. Cara extendida más debajo de vibrissas de *Archimimus* spp.
(de Shewell, 1987).

4.4.2.4. *Boettcheria* spp. Arista usualmente plumosa, aunque si es pubescente o desnuda, entonces coxa trasera con fleco de pelos sobre el margen posterior. Rayo coxopleural ausente, esqueleto cefalofaríngeo de larva de primer instar con 2 ganchos

mandibulares. Pared postalar desnuda, hileras frontales de setas abruptamente divergentes en la antena, o si gradualmente divergentes, entonces con por lo menos dos setas por debajo del nivel de la base de la antena. Espina costal ausente, setas presuturales acrosticales usualmente presentes y fuertes, pero si ausentes o débiles, entonces ya sea que palpos negros o tórax con cuatro setas postsuturales dorsocentrales. Cara no extendida por debajo del nivel de vibrissas, pelos de la arista no más largos que el ancho del primer flagelómero. Parafacial pálida o café, usualmente un par de setas presuturales acrosticales débiles presentes cerca a la sutura. Trocánter posterior ya sea con varias espurias posteriormente y almohadilla de espinas densa ventralmente (macho) (Fig. 31), o con espinas o setas cortas y erectas posteriormente (hembras). Macho sin setas verticales externas.

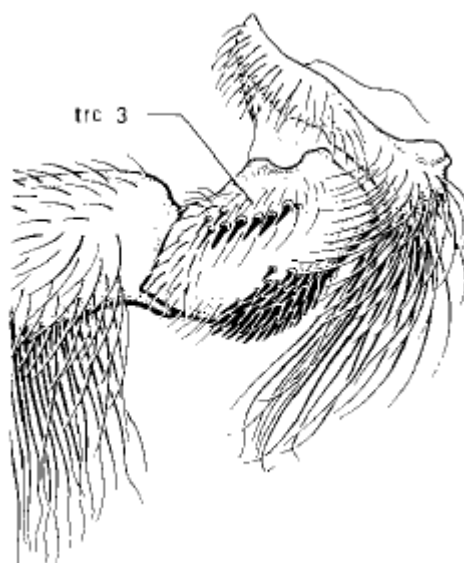


Figura 31. Trocánter posterior con varias espinas en vista posterior de *Boettcheria* spp. (de Shewell, 1987).

4.4.2.5. *Euboettcheria* spp. Arista usualmente plumosa (Fig. 32), aunque si es pubescente o desnuda, entonces coxa trasera con fleco de pelos sobre el margen

posterior. Rayo coxopleural ausente, esqueleto cefalofaríngeo de larva de primer instar con 2 ganchos mandibulares. Pared postalar con pelos en la mitad. Hileras de setas frontales abruptamente divergentes en la antena, por lo menos dos setas por debajo del nivel de la base de la antena, si las hileras son paralelas y terminando en la antena, entonces parafacial con una hilera conspicua de pelos cerca del ojo, pelos sobre parte superior de parafacial diseminados, no en una sola hilera cerca del ojo, o si se encuentran en hilera, entonces la gena enteramente cubierta por pelo-pálido. Prosternum angosto. Arista plumosa larga, rayos más largos tan anchos como el primer flagelómero. Espina costal ausente, cinco o seis setas postsuturales dorsocentrales presentes, las anteriores más reducidas. Pelos de la gena en ocasiones blancos o dorado pálidos. Terguito 6 en la hembra no siempre divididos en el medio. Pelos parafaciales arreglados en una sola hilera cerca del ojo, surco facial oscuro, contrastando con el centro pálido de la cara del ojo, surco facial oscuro, contrastando con el centro pálido de la cara. Escutelo del macho con 4 pares de setas marginales, ctenidium presente.

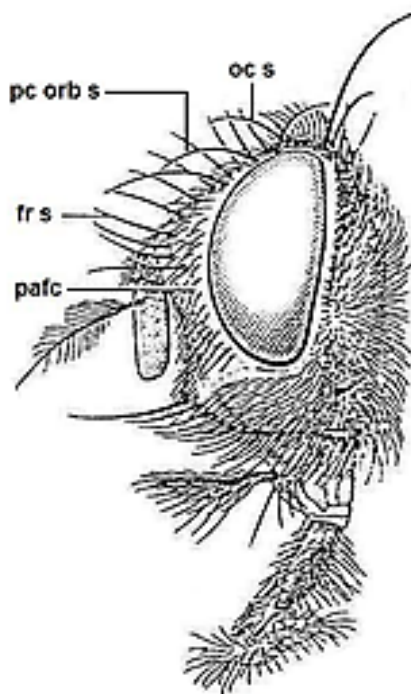


Figura 32. Arista plumosa larga de *Euboettcheria* spp. (de Shewell, 1987).

4.4.2.6. *Neosarcophaga* spp. Arista usualmente plumosa, aunque si es pubescente o desnuda, entonces coxa trasera con fleco de pelos sobre el margen posterior. Rayo coxopleural ausente, esqueleto cefalofaríngeo de larva de primer instar con 2 ganchos mandibulares. Pared postalar con pelos en la mitad. Hileras de setas frontales abruptamente divergentes en la antena, por lo menos dos setas por debajo del nivel de la base de la antena, si las hileras son paralelas y terminando en la antena, entonces parafacial con una hilera conspicua de pelos cerca del ojo, pelos sobre parte superior de parafacial diseminados, no en una sola hilera cerca del ojo, o si se encuentran en hilera, entonces la gena enteramente cubierta por pelo-pálido. Prosternum angosto. Arista plumosa larga, rayos más largos tan anchos como el primer flagelómero. Espina costal ausente, tres o cuatro setas postsuturales dorsocentrales con espaciamiento equidistante distintivamente más largas que los pelos circundantes. Pelos de la gena negros. Terguito 6 en la hembra dividido

angostamente por membrana en el medio (Fig. 33), pruinescencia indistinta o ausente sobre el cuarto apical o más de cada segmento abdominal. Synterogosternito 7+8 brillante, sin pruinescencia.

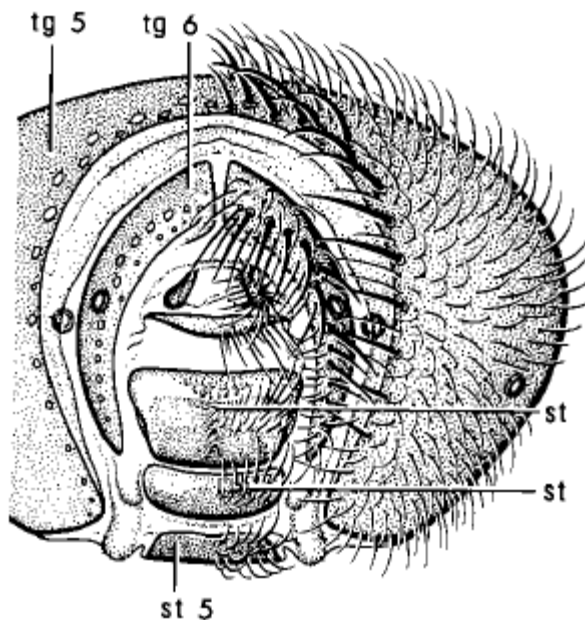


Figura 33. Terguito 6 en la hembra dividido angostamente por membrana en el medio de *Neosarcophaga* spp. (de Shewell, 1987).

4.4.2.7. *Spirobolomyia* spp. Arista usualmente plumosa, aunque si es pubescente o desnuda, entonces coxa trasera con fleco de pelos sobre el margen posterior. Rayo coxopleural ausente, esqueleto cefalofaríngeo de larva de primer instar con 2 ganchos mandibulares. Pared postalar con pelos en la mitad, hileras de setas frontales abruptamente divergentes en la antena, por lo menos dos setas por debajo del nivel de la base de la antena, si las hileras son paralelas y terminando en la antena, entonces parafacial con una hilera conspicua de pelos cerca del ojo. Espina costal usualmente ausente, pero si presente, entonces terminalia roja o R₁ setosa. Parafacial arriba con hilera sencilla de pelos cerca del ojo, gena enteramente o mayormente con pelo negro; gena con todos los pelos negros, pelos pálido confinados a la postgena.

R₁ usualmente desnuda, dos o más pares de setas presuturales acrosticales presentes, usualmente fuertes, si son débiles entonces las setas presuturales dorsocentrales también débiles. Ctenidium presente en el macho. Usualmente tres setas postsuturales dorsocentrales presentes, si son más, entonces esternito 8 de la hembra más ancho que largo con margen cóncavo de orilla filosa. Trocánter posterior sin espínulas posteriormente cerca de la base, por lo menos tres setas presuturales acrosticales presentes, de menos del doble de la longitud de los pelos circundantes. Vena transversal dm-cu sinuosa (Fig. 34), abdomen negro en fondo café.

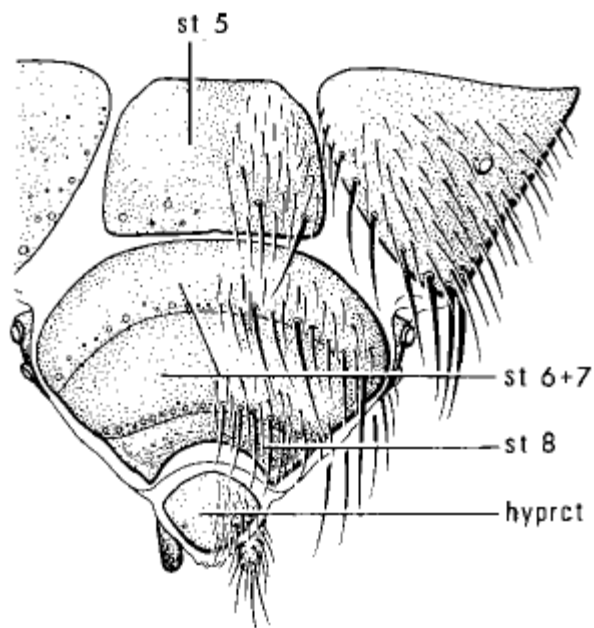


Figura 34. Vena transversal dm-cu sinuosa de *Spirobolomyia* spp. (de Shewell, 1987).

4.4.2.8. *Tolucamyia* spp. Arista usualmente plumosa, aunque si es pubescente o desnuda, entonces coxa trasera con fleco de pelos sobre el margen posterior. Rayo coxopleural ausente, esqueleto cefalofaríngeo de larva de primer instar con 2 ganchos mandibulares. Pared postalar con pelos en la mitad. Hileras de setas frontales abruptamente divergentes en la antena, por lo menos dos setas por debajo del nivel

de la base de la antena, si las hileras son paralelas y terminando en la antena, entonces parafacial con una hilera conspicua de pelos cerca del ojo. Pelos sobre parte superior de parafacial diseminados, no en una sola hilera cerca del ojo, o si se encuentran en hilera, entonces la gena enteramente cubierta por pelo-pálido (Fig. 35). Prosternum angosto, arista plumosa larga, rayos más largos tan anchos como el primer flagelómero. Espina costal ausente, tres o cuatro setas postsuturales dorsocentrales con espaciamiento equidistante distintivamente más largas que los pelos circundantes. Pelos de la gena negros, terguito 6 en la hembra divididos angostamente por membrana en el medio, pruinescencia del abdomen alcanzando los márgenes posteriores de los segmentos. Synterogosternito 7+8 primordialmente pruinoso. Setas presuturales acrosticales ausentes. Parafacial dorada pruinosa, pilosa inconspicuamente con solo 1 o 2 pelos más largos por debajo. Pruinescencia abdominal blanca, cambiando a amarillo posteriormente. Setas escutelares apicales ausentes.

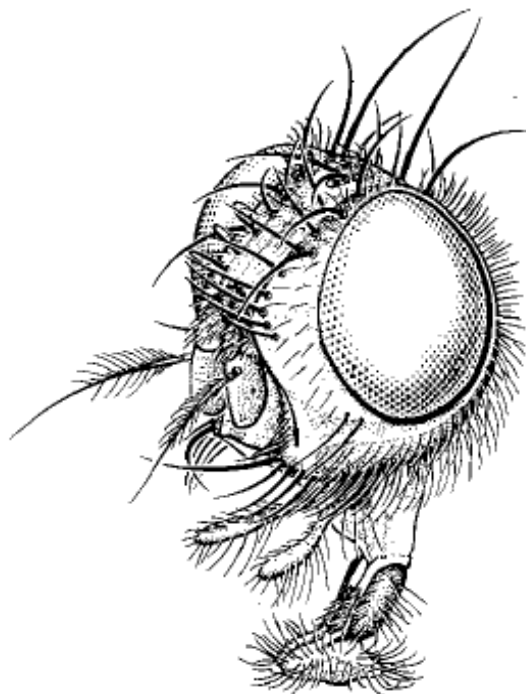


Figura 35. Parafacial pruinosa, pilosa inconspicuamente de *Tolucaomyia* spp. (de Shewell, 1987).

4.4.3. Muscidae

4.4.3.1. *Musca* spp. Dentro de esta familia se incluye unos de los dípteros más comunes, la mosca doméstica. Unas de las características importantes que separan a los múscidos de las demás familias de Diptera es que tienen el merón sin fila de setas, en ocasiones poseen sétulas débiles diseminadas, presentan una probóscide débilmente esclerotizada, aristas usualmente setosas (Fig. 36), calípter anterior amplio extendido bajo la base del escutelo (Fig. 37), sección apical de la vena M se inclina bruscamente hacia delante (Fig. 38) y su cuerpo es predominantemente no metálico (Zumbado, 2006).

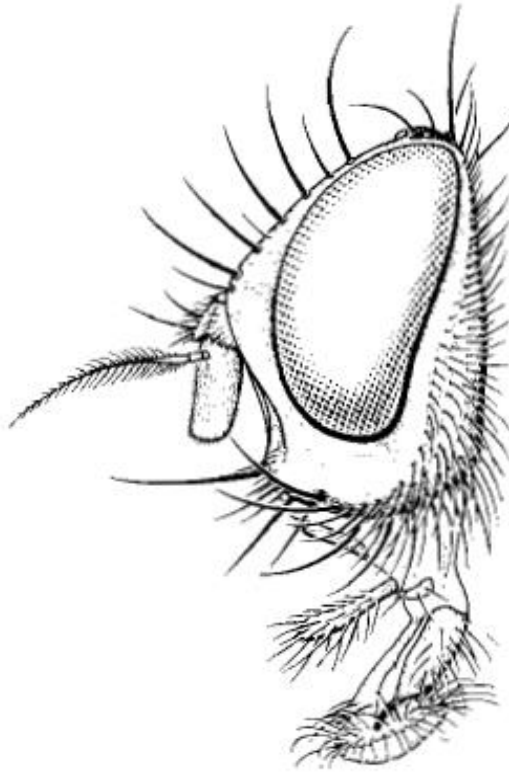


Figura 36. Aristas setosas de *Musca* spp. (de Hockett y Vockeroth, 1987).

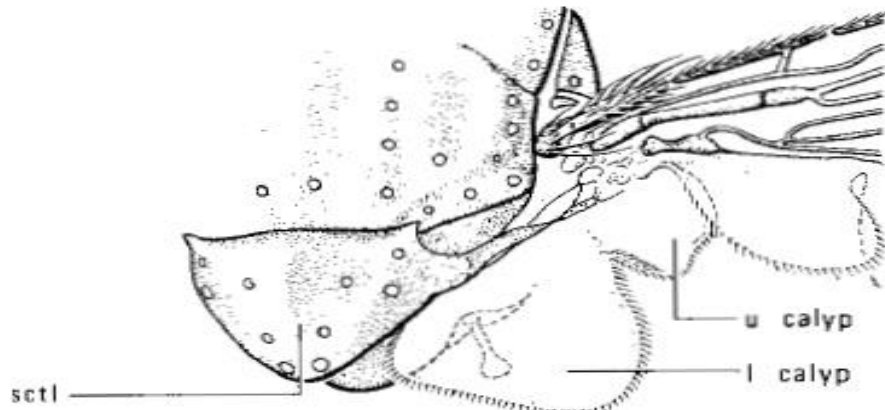


Figura 37. Calipter anterior amplio de *Musca* spp. (de Hockett y Vockeroth, 1987).

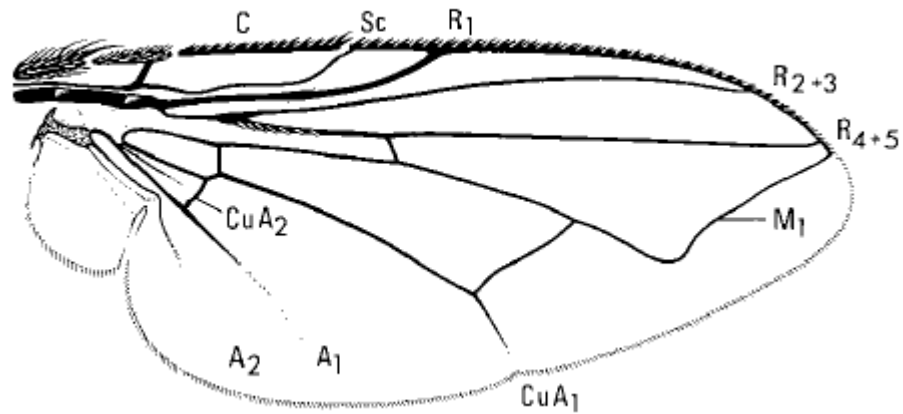


Figura 38. Vena M inclinada bruscamente hacia el frente (de Hockett y Vockeroth, 1987).

5. DISCUSIÓN

Durante el estudio realizado en primavera y verano del 2012 se recolectaron 2546 ejemplares de dípteros pertenecientes a tres familias (Calliphoridae, Sarcophagidae y Muscidae). De éstos, 1055 especímenes fueron recolectados en primavera, situados en ocho géneros y tres especies mientras que en verano el número ascendió a 1491 especímenes relacionados con dos géneros y una especie.

Del total de especímenes recolectados en el estudio, el 54.2% pertenecen a la familia Calliphoridae, contando con tres especies (*L. sericata*, *L. cuprina* y *Ch. rufifacies*), el 21.01% fueron identificados como de la familia Sarcophagidae englobando ocho géneros (*Arachnidomyia*, *Archimimus*, *Boettcheria*, *Euboettcheria*, *Neosarcophaga*, *Spirobolomyia* y *Tolucamyia*), el resto de los especímenes (24.78%) pertenecieron de la familia Muscidae, encontrando solo un género y dos morfoespecies (*Musca* spp.).

Mil trescientos ochenta especímenes de Calliphoridae, fueron recolectados durante las dos épocas de estudio, encontrándose mayor diversidad pero menor abundancia durante la primavera, siendo identificados tres especímenes de *C. rufifacies*, 173 de *L. sericata* y tres de *L. cuprina*. Durante el verano, aunque se recolectó un mayor número de califóridos, todos pertenecieron a la especie *C. rufifacies* con un total de 1201 especímenes; concordando con Valdés (2009), quien menciona que la diversidad de especies del género *Lucilia* se presenta principalmente en primavera, mientras que especies del género *Chrysomya* son más abundantes en verano teniendo preferencia por climas más cálidos.

La diversidad relacionada con sarcofágidos fue mayor durante la primavera, ya que de un total de 535 especímenes recolectados, sólo un espécimen fue identificado

como perteneciente al género *Amobia*, dos como *Arachnidomyia*, 43 como *Archimimus*, 32 como *Boettcheria*, 263 como *Euboettcheria*, cuatro como *Neosarcophaga*, seis como *Spirobolomyia* y uno como *Tolucamyia*. Durante el verano, se colectó un menor número de sarcófagos, y todos estos fueron identificados como pertenecientes al género *Euboettcheria* (183 especímenes).

Tratándose de la diversidad de múscidos, puede decirse que ésta no tuvo variación al comparar las dos épocas de estudio, ya que el mismo género (*Musca*) estuvo presente en ambas con las dos mismas morfoespecies mencionadas. En cuanto a la abundancia de la familia Muscidae pudo observarse una marcada variación, ya que durante la primavera se recolectaron 524 especímenes mientras que en verano se capturaron sólo 107; concordando lo anterior con lo consignado por Remedios (2010), quien menciona que los múscidos tienen mayor abundancia en la época de primavera en comparación con el verano, donde la abundancia disminuye notoriamente.

Del total de especímenes identificados, se encontró que una especie de la familia Calliphoridae, *L. cuprina*, es exclusivamente de hábitos necrófagos, concordando con lo consignado por Figueroa *et al.* (2007), quienes señalan que esta especie tiene preferencia por cuerpos en descomposición.

Del género *Musca* y siete géneros de la familia Sarcophagidae (*Arachnidomyia*, *Archimimus*, *Boettcheria*, *Neosarcophaga*, *Spirobolomyia* y *Tolucamyia*), exhibieron hábitos coprófagos exclusivamente, ya que los especímenes pertenecientes a estos taxones fueron capturados sólo con las trampas WOT. Lo anterior concuerda parcialmente con Hockett y Vockeroth (1987), quienes hacen mención a que algunas especies de dípteros son exclusivamente coprófagos.

Las especies *C. rufifacies* y *L. sericata* de la familia Calliphoridae y un género (*Euboettcheria*) de la familia Sarcophagidae son de hábitos generalistas, siendo encontradas tanto en trampas WOT como en necrotrampas en las dos etapas del estudio; coincidiendo con lo consignado por Pape (1996) y Dear (1985).

La fauna sarcosaprófaga resulta afectada de manera notable por las estaciones. En el presente estudio la mayor diversidad de dípteros ocurrió durante la etapa de primavera, concordando con lo consignado por Sharanowski *et al.* (2008), quienes encontraron una mayor diversidad de Diptera en esta misma época en Saskatchewan, Canadá.

Flores (2009), consigna que la abundancia también se ve afectada por la estacionalidad, tal como se pudo observar en este estudio, en verano se colectó un mayor número de especímenes, concordando así con lo mencionado por este autor.

6. CONCLUSIONES

Se acepta la hipótesis en donde se menciona que el cambio de estaciones y las condiciones climáticas a lo largo del año, a través de las diferentes estaciones, afecta la abundancia y la diversidad de dípteros muscoideos, saprófagos y coprófagos.

Con los resultados obtenidos en el presente estudio se confirma la importancia de las familias *Calliphoridae* y *Sarcophagidae* como grupos taxonómicos importantes dentro de las herramientas biológicas útiles para determinar el IPM, debido a que son insectos de hábitos sarcosaprófagos presentes durante todo el año en el Municipio de Matamoros, Coahuila.

Se obtuvieron datos relevantes que contribuyen al conocimiento sobre dípteros muscoideos e incrementan la base de datos de insectos sarcosaprófagos y coprófagos en la Comarca Lagunera de Coahuila y Durango.

Se recolectaron especímenes de la familia Muscidae pertenecientes al género *Musca*, los cuales solo estuvieron presentes en las trampas WOT colocadas en el sitio de estudio.

7. LITERATURA CITADA

- Aldrich J.M. 1916. *Sarcophaga* and allies in North America. Vol. I. Thomás Say Foundation, Ent. Soc. Am. La Fayette, Indiana. 301 pp.
- Amat E., M. C. Vélez y M. Wolff. 2008. Clave ilustrada para la identificación de los géneros y las especies de califóridos (Diptera: Calliphoridae) de Colombia. *Caldasia* 30(1):231-244.
- Amendt J., R. Krettek, C. Niess, R. Zehner and H. Bratzke. 2000. Forensic Entomology in Germany. *Forensic Sci. Int.* 113:309- 314.
- Anderson G. y S. VanLaerhoven. 1996. Initial studies on insect succession on carrion in Southwestern British Columbia. *Journal of Forensic Sciences.* 41 (4): 617-625.
- Anderson G.S. 1995. The use of insects in death investigations: an analysis of forensic entomology cases in British Columbia over a five year period, *Can. Soc. Foren. Sci. J.* 28(4):277-292.
- Anderson G.S. 2001. Forensic entomology in British Columbia: A brief history. *J. Entomol. Soc. Brit. Columbia* 98:127-135.
- Anderson G.S. y V.J. Cervenka. 2002. Insects associated with the body: their use and analyses. In: Haglund WD, Sorg MH (eds) *Advances in forensic taphonomy: method, theory and archaeological perspectives.* CRC, Boca Raton, Fla., pp 173–200.
- Arnaldos M.I., C. Prado e Castro, J.J. Presa, E. López-Gallego y M.D. García. 2006. Importancia de los estudios regionales de fauna sarcosaprófaga. Aplicación a la práctica forense. *Ciencia Forense* 8:63-82.
- Arnaldos M.I., E. Romera, J.J. Presa, A. Luna y M.D. García. 2004. Studies on seasonal arthropod succession carrion in the southeastern iberian Peninsula. *Int. J. Legal Med.* 118:197-205.
- Aspoas B.R. 1994. Afrotropical Sarcophagidae in a carrion fly community. *Medical and Veterinary Entomology* 8: 292-294.
- Benecke M. 2001. A brief history of forensic entomology. *Forensic Sci. Int.* 120:2-14.
- Blackith R.E. y R.M. Blackith. 1989. Insects infestations of small corpses. *J. Nat. Hist.* 24:699-709.
- Bourel B., V. Hédouin, L. Martin-Bouyer, A. Bécart, G. Tournel, M. Deveaux, D. Gosset. 1999. Effects of morphine in decomposing bodies on the development of *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae). *J. Forensic Sci.* 44(2):354-358.
- Buchan M.J. y G.S. Anderson. 2001. Time since death: a review of the current status of methods used in the later postmortem interval. *Canadian Society of Forensic Science Journal* 34(1):1-22.
- Byrd H.J. y J.L. Castner. 2010b. Insects of forensic importance. En: Byrd y Castner (Eds.). *Forensic Entomology. The Utility of Arthropods in Legal Investigations.* Second edition. CRC Press, Boca Raton, FL, USA. 681 pp.

- Camacho G. 2005. Sucesion de la entomofauna cadaverica y ciclo de vida de *Calliphora vicina* (Diptera: Calliphoridae) como primera especie colonizadora, utilizando cerdo blanco (*Sus scrofa*). *Revista Colombiana de Entomologia*. 31, 189-197.
- Catts E.P. y M.L. Goff. 1992. Forensic entomology in criminal investigations. *Annu. Rev. Entomol.* 37:253-272.
- Cole W. 1996. A further modification of the West Australian fly trap for blowfly studies. *New Zealand Entomologist*. 19: 87-90.
- Cruz H.C. 2010. Oviposición nocturna de moscas de la Familia Calliphoridae (Diptera) en un área urbana semidesértica de Coahuila. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro – Unidad Laguna. Torreón, Coahuila. 40 pp.
- Davies L. 1999. Seasonal and spatial changes in blowfly production from small and large carcasses at Durham in lowland northeast England. *Medical and Veterinary Entomology*. 13(3):245-251.
- De Leon M.L. 2010. Estructura de los ensambles de dipteros coprófilos y necrófilos y su variación estacional, en un bosque serrano de Minas, Uruguay. Universidad de la Republica de Montevideo. Fac. de Ciencias. Tesina de grado. 39 pp.
- De Souza A.M. y A.X. Linhares. 1977. Diptera and Coleoptera of potential forensic importance in Southeastern Brazil: Relative abundance and seasonality. *Med.Vet.Entomol.* 11:8-12.
- Dear J. 1985. A revision of the new world Chrysomyini (Diptera: Calliphoridae).
- Denno R.F. y W.R. Cothram. 1976. Competitive interactions and ecological strategies of Sarcophagid and calliphorid flies inhabiting rabbit carrion. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 69:109-113.
- Dillon L.C. 1997. Insect succession on carrion in three biogeoclimatic zones in British Columbia, M.Sc. thesis, Department of Biological Science, Simon Fraser University, Burnaby.B.C.
- Dillon L.C. y G.S. Anderson. 1995. Forensic entomology: the use of insects in death investigations to determine the time elapsed since death. Technical report TR-05-95. Canadian Police Research Centre. Ottawa, Ontario, Canada.
- Downes W.L.Jr. 1955. Notes on the morphology and classification of the Sarcophagidae and other calyptrates (Diptera). *Proc. Iowa Acad. Sci.* 62:514-538.
- Early M. y M.L. Goff. 1986. Arthropod succession patterns in exposed carrion on the island of Oahu, Hawaii. *J. Med Entomol.* 23:520-531.
- Figueroa L., J. Flores y S. Rodríguez. 2007. Método de cultivo de larvas de moscas *Lucilia sericata* para terapia larval. *Parasitol. Latinoam.* 62:79-82.
- Flores P.L., H. Sánchez, S. Ibáñez, M.D. García. 2008. Insectos sarcosaprófagos asociados a la descomposición cadavérica de *Sus scrofa* en Texcoco, México. *Entomología Mexicana*. 7:768-774.

- Flores P.L.R. 2009. Sucesión de entomofauna cadavérica utilizando como biomodelo cerdo blanco, *Sus scrofa* L. Montecillo, Texcoco, Edo. De México. Tesis de doctorado. Colegio de Postgraduados. 93 pp.
- García E., F. 2012. Estudio del desarrollo y ciclo vital de califóridos y beatificación de géneros de sarcófagidos de Torreón, Coahuila. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro – Unidad Laguna. 164 pp.
- García E., F. 2008. Identificación y abundancia estacional de géneros de la familia Sarcophagidae sobre carroña de cerdo en un área semidesértica de Coahuila. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro – Unidad Laguna. Torreón, Coahuila. 47 pp.
- García-Espinoza F. y M.T. Valdés-Perezgasga. 2012. Listados de los géneros de la familia Sarcophagidae (Diptera) asociados a carroña en Torreón Coahuila. Entomología Mexicana. 2:897-901.
- Gautreau S. 2007. Dipteran larvae infestation of leatherback turtle (*Dermochelys coriacea*) nests on Gandoca Beach, Costa Rica. M. Sc. Thesis. Faculty of Graduate Studies. University of Guelph. Ontario, Canada. 101 pp.
- Gillott C. 1995. Entomology. Plenum Press, Saskatoon, SK.
- Goddard J. y P.K. Lago. 1985. Notes on blowfly (Diptera: Calliphoridae) succession on carrion in Northern Mississippi. J Entomol Sci. 20:312–317.
- Goff L. y E. Catts. 1997. Arthropods Basics Structure and Biology (Ch. 3), 38-71 In: Catts, E., Haskell, H. 1997. ed. Entomology - Death: A Procedural Guide: Joyce's Print Shop, Inc., Clemson, South Carolina. 182 pp.
- Goff M.L. 1993. Estimation of postmortem interval using arthropod development and successional patterns. Am. J. Forensic Med. Pathol.12:235-240.
- Goff M.L. 2000. A fly for the prosecution. How insect evidence helps solve crimes. Harvard University Press. Cambridge, Massachusetts. 225 pp.
- Goff M.L. y B.C. Odom. 1987. Forensic Entomology in the Hawaiian Islands. American Journal of Forensic Medicine & Pathology 8:45–50.
- Goff M.L., A.I. Omori y K. Gunatilake. 1988. Estimation of postmortem interval by arthropod succession. Am. J. Foren. Med. Pathol. 9: 220-225.
- Goodbrod J.R. y M.L. Goff. 1990. Effects of larval population density on rates of development and interactions between two species of *Chrysomya* (Diptera: Calliphoridae) in laboratory culture. J. Med. Entomol. 27: 338-343.
- Greenberg B. 1991. Flies as forensic indicators. Journal of Medical Entomology 28(5): 565–577.
- Greenberg B. y J.C. Kunich. 2002. Entomology and the law: Flies as forensic indicators. Cambridge University Press.
habitats in Oahu Island and Coconut Island, Hawaii. J. Forensic Sci. 45:836-842.
- Hall D.G. 1948. The Blowflies of North America. Thomas Say Foundation, Lafayette, Indiana. 477 pp. 51 plates.

- Hennig W. 1965. Vorarbeiten zu einem phylogenetischen System der Muscidae (Diptera: Cyclorrhapha). Stuttg. Beitr. Naturk. 141: 1-100.
- Huckett H.C. 1965. The Muscidae of Northern Canada, Alaska, and Greenland (Diptera). Mem. ent. Soc. Can. 42: 1-369.
- Huckett H.C. y J.R. Vockeroth. 1987. Muscidae. En: J. F. McAlpine (Ed.). En: Manual of Nearctic Diptera. Ottawa, Ontario, CA, Biosystematics Research Center, Research Branch Agriculture Canada 2:1115-1131.
- Hutton G.F. y S.S. Wasti. 1980. Competitive interactions between larvae of the Green bottle fly, *Phaenicia sericata* (Meigen) and the black blow fly, *Phormia regina* (Meigen). Comparative Physiology and Ecology 5: 1-4.
- Introna F., Suman T.W., Smialek J.E. 1991. Sarcosaprophagous fly activity in Maryland. J Forensic Sci 36:238–243.
- James M.T. 1947. The flies that cause myiasis in man. Misc. Publication 631, U.S Dep. Of Agriculture. 175pp.
- James M.T. 1948. *The flies that cause myiasis in man*, USDA, Pub 631: Washington D. C.
- Jenson L.M. y R.H. Miller. 2001. Estimating Filth Fly (Diptera: Calliphoridae) Development in Carrion in Guam. Micronesica. 34(1):11-25.
- Johnson M.D. 1975. Seasonal and microseral variations in the insect populations on carrion, Am. Midl. Nat. 93:79-90.
- Kamal A.S. 1958. Comparative study of thirteen species of sarcosaprophagous Calliphoridae and Sarcophagidae (Diptera). I. Bionomics. Ann Entomol Soc Am 51:261–270.
- Keh B. 1985. Scope and application of Forensic entomology. Ann. Rev. Entomol, 30: 137-154.
- Lo S.J. 2007. Factors influencing adipocere formation. Bachelor of Arts (Honours) thesis. School of Criminology. Simon Fraser University. 80 pp.
- Lopes de Carvalho L.M. y A.X. Linhares. 2001. Seasonality of Insect Succession and Pig Carcass Decomposition in a Natural Forest area in Southeastern Brazil. J Forensic Sci. 46(3): 604-608.
- López M.A. 2010. Especies dominantes de la familia Calliphoridae (Diptera) en una zona urbana semidesértica de Coahuila. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro – Unidad Laguna. Torreón, Coahuila. 37 pp.
- MacGregor D.M. 1999a. Decomposition of pig carrion in southeast Queensland, Australia, during summer. Paper presented at 51st American academy of Forensic Sciences Annual Meeting, Orlando, Florida.
- Magaña C. 2001. La Entomología forense y su aplicación a la Medicina Legal. Data de la muerte. Bol. S.E.A. (28):49-57.
- McAlpine J.F. 1989. Phylogeny and classification of the Muscomorpha. Págs. 1397-1518 en: J. F. McAlpine, *et al.* (Eds.). Manual of Nearctic Diptera. Vol. 3. Monograph No. 32. Research Branch, Agriculture Canada.

- Morris B. 1991. Description of the life history stages of *Calliphora nociva* Hardy (Diptera: Calliphoridae). *Journal of the Australian Entomological Society* 30: 79-82.
- Pape T. 1996. Catalogue of the Sarcophagidae of the world (Insecta: Diptera). *Memoirs on Entomology, International* 8:1-558.
- Payne J.A. y E.W. King. 1970. Coleoptera associated with pig carrion, *J. Lepidop. Soc.*, 23:191-195.
Revista Brasileira de Zoologia. 3: 109-169.
- Ríos R.E. 2009. Abundancia estacional de adultos de las familias Calliphoridae y Sarcophagidae sobre carroña de cerdo en un área semidesértica de Coahuila. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro – Unidad Laguna. Torreón, Coahuila. 54 pp.
- Roback S.S. 1954. The evolution and taxonomy of the Sarcophaginae (Diptera, Sarcophagidae). *Illinois boil. Monogr.* 23(3-4):1-181.
- Rognes K. 1991. Blow flies (Diptera, Calliphoridae) of Fennoscandia and Denmark. *Scandinavian Sciences Press Ltd. Copenhagen. Fauna Entomológica Scandinávica*, Vol. 24:277 pp.
- Rojas O.D. 2008. Identificación y abundancia estacional de géneros de la familia Calliphoridae sobre carroña de cerdo en un área semidesértica de Coahuila. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro – Unidad Laguna. Torreón, Coahuila. 30 pp.
- Saldívar C.A. 2010. Requerimientos de temperatura para el desarrollo de moscas de la Familia Calliphoridae en una zona urbana semidesértica de Coahuila. Tesis de licenciatura. UAAAN – UL. Torreón, Coahuila. 34 pp.
- Schroeder H., H. Klotzbach y K. Püschel. 2003. Insects' colonization of human corpses in warm and cold season. *Legal Med.* S372-S374.
- Sharanowski B.J., E.G. Walker y G.S. Anderson. 2008. Insect succession and decomposition patterns on shaded and sunlit carrion in Saskatchewan in three different seasons. *Forensic Sci. Int.* 179:219-240.
- Shewell G.E. 1987a. Calliphoridae. En: J. F. McAlpine (Ed.). *Manual of Nearctic Diptera*. Ottawa, CA, Biosystematics Research Center, Research Branch Agriculture Canada 2:1133-1145.
- Shewell G.E. 1987b. Sarcophagidae. En: J. F. McAlpine (Ed.). *Manual of Nearctic Diptera*. Ottawa, Ontario, CA, Biosystematics Research Center, Research Branch Agriculture Canada 2:1159-1186.
- Smith K.G. 1986. *A manual of forensic entomology*. University Printing House, London. 205 pp.
- Torrez J., S. Zimman, C. Rinaldi y R. Cohen. 2006. Entomología Forense. *Revista del Hospital José María Ramos Mejía* 10(1): 22.
- Triplehorn C.A. y N.F. Johnson. 2005. *Borrer and DeLong's Introduction to the Study of Insect*. Belmont, C.A. USA, Peter Marshall. 864 pp.

- Valdés P., .M.T. 2009. Estudio inicial de insectos sobre carroña de cerdo en un área semidesértica de Coahuila. Tesis de Doctorado. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro – Unidad Laguna. 218 pp.
- VanLaerhoven S.L. y G.S. Anderson. 1999. Insect succession on buried carrion in two biogeoclimatic zones of British Columbia. *J. Forensic Sci.* 44(1):32-43.
- Wallman J.F. 2001. A key to the adults of species of blowflies in southern Australia known or suspected to breed in carrion. *Medical and Veterinary Entomology* 15:433-437.
- Wells J.D. y L.R. Lamotte. 2010. Byrd y Castner (Eds.). In: *Forensic Entomology. The Utility of Arthropods in Legal Investigations*. Second edition. CRC Press, Boca Raton, FL, USA. 681 pp.
- Whitworth T. 2006. Keys to the genera and species of blow flies (Diptera: Calliphoridae) of America North of Mexico. *Proc. Entomol. Soc. Wash.* 108(3):689-725.
- Williams H. y A.M.M. Richardson. 1984. Growth energetics in relation to temperature for larvae of four species of necrophagous flies (Diptera: Calliphoridae). *Australian Journal of Ecology* 9: 141-152.
- Williston S.W. 1908. *A manual of North American Diptera*. Third Edition. James T. Hathaway. New Haven, Connecticut, USA. 405 pp.
- Yusseff V., S.Z. 2007. Efectos de la temperatura sobre el desarrollo de *Chrysomya rufifacies* y *Cochliomyia macellaria* (Diptera: Calliphoridae), dos especies importantes para la entomología forense en Puerto Rico. Tesis de maestría. Universidad de Puerto Rico, Mayagüez. 11 pp.
- Yusseff V., S.Z. 2009. Entomología forense: los insectos en la escena del crimen. *Quadernos de Criminología. Revista de Criminología y Ciencias Forenses* 5:5-11.
- Zumbado M.A. 2006. Muscidae. *Dípteros de Costa Rica y la America tropical*.1:194-195.