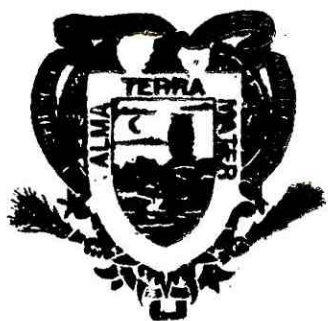


ESTUDIO DEL DESARROLLO Y CICLO VITAL DE
CALIFORIDOS Y BIOTIPIFICACION DE GENEROS DE
SARCOFAGIDOS DE TORREON, COAHUILA

FABIAN GARCIA ESPINOZA

TESIS

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL TITULO DE
MAESTRO EN CIENCIAS AGRARIAS



UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIRECCION DE POSTGRADO

Torreón, Coahuila, México, Junio del 2011

ESTUDIO DEL DESARROLLO Y CICLO VITAL DE CALIFÓRIDOS Y BIOTIPIFICACIÓN DE GÉNEROS DE SARCOFÁGIDOS DE TORREÓN, COAHUILA

FABIÁN GARCÍA ESPINOZA

TESIS

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL TÍTULO DE:**

MAESTRO EN CIENCIAS AGRARIAS



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA
AGRARIA ANTONIO NARRO**

**UNIDAD LAGUNA
DIRECCIÓN DE POSTGRADO**

Torreón, Coahuila, México, Junio del 2011

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA

ANTONIO NARRO

DIRECCIÓN DE POSTGRADO

ESTUDIO DEL DESARROLLO Y CICLO VITAL DE CALIFÓRIDOS Y
BIOTIPIFICACIÓN DE GÉNEROS DE SARCOFÁGIDOS DE TORREÓN,
COAHUILA

TESIS

POR

FABIÁN GARCÍA ESPINOZA

Elaborada bajo la supervisión del comité particular de asesoría y aprobada
como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS AGRARIAS

Asesor Principal:


Dr. Armando Espinoza Banda

Asesora:


Dra. Ma. Teresa Valdés Perezgasga

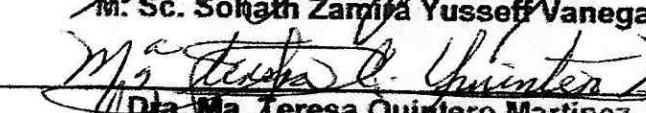
Asesor:



Dr. Francisco Javier Sánchez Ramos

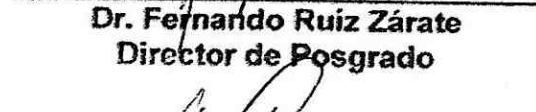
Asesora:


M. Sc. Solhath Zamira Yusseff Vanegas

Asesora:


Dra. Ma. Teresa Quintero Martincz


Dr. Fernando Ruiz Zárate
Director de Posgrado


Dr. Pedro Robles Trillo
Jefe del Departamento de Posgrado

Torreón Coahuila, México, Junio del 2011



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA

ANTONIO NARRO

DIRECCIÓN DE POSTGRADO

**ESTUDIO DEL DESARROLLO Y CICLO VITAL DE CALIFÓRIDOS Y
BIOTIPIFICACIÓN DE GÉNEROS DE SARCOFÁGIDOS DE
TORREÓN, COAHUILA**

TESIS

ELABORADA POR:

FABIÁN GARCÍA ESPINOZA

DIRIGIDA POR:

Dra. Teresa Valdés

DRA. MA. TERESA VALDÉS PEREZGASGA

**COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS AGRARIAS**

AGRADECIMIENTOS

A Mi Padre Celestial, gracias por darme las suficientes fuerzas y ayudarme a perseverar en mi camino.

Mi más sincero agradecimiento a la Dra. Ma. Teresa Valdés Perezgasga por ser, no sólo mi asesora, sino una gran consejera y confidente, por haberme permitido formarme y hacer lo que me agrada y por hacer de mi persona alguien de provecho.

Mi agradecimiento infinito al personal del Departamento de Parasitología, en especial al M. C. Javier López H., al Dr. Fco. Javier Sánchez R., a la Ing. Bertha A. Cisneros F., a la Sra. Graciela Armijo Y. y a la Ing. Gabriela Muñoz D. Gracias a todos ellos por brindarme el apoyo necesario para culminar con este trabajo.

Al Dr. Armando Espinoza Banda y al Dr. Arturo Palomo Gil por ser buenos colaboradores durante mi ingreso y estancia en el Posgrado.

A la M. Sc. Sohath Zamira Yusseff V. por estar siempre (en línea) cuando la necesitaba, mi más profundo agradecimiento a ella.

También aprovecho para brindarle mi agradecimiento a los tres tesisistas estrellas que tuve la oportunidad de tener, trabajadores, latosos y desidiosos, pero muy tenaces; gracias pues a Elida B. Limón Reyes, Martín Pérez Ramírez y Christian Gómez Morales.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, por haberme brindado el apoyo económico suficiente durante estos dos años para terminar con éxito este trabajo.

A mi alma mater, la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro – Unidad Laguna por sostenerme en su regazo desde hace 8 años y por permitir formarme como profesional y científico en sus aulas.

Y por último quiero agradecer a mis amigos, que son pocos, pero los mejores, gracias a Luis, Doña Irma Pérez, Don Rex Bronson, Elena, Alma, José Cruz, Alex y a mi compañera Elba. Mil disculpas si omito a alguien, saben que los llevo en mi mente... bueno a la otra mejor los anoto en una libretita.

DEDICATORIAS

A esos dos seres únicos e irremplazables:

Emilia Espinoza Mendoza

y

Braulio García Martínez

A mis hermanas y hermanos que son mi fortaleza
y respaldo en momentos de flaqueza:

Valentina, Ma. Nieves, Sidronia,

Víctor, Bardomiano, Bernarda,

Juan Braulio, Horiana Xóchitl,

y Leonardo Hilario

A los nueve sobrinos, el futuro de mi familia:

Braulio Manuel, Horeb,

Diana Asunción, Carlos Alexis,

Oswaldo, Víctor Manuel,

Eilén, José Edoardo y Marcos

Y a esas grandes personas que son ejemplo a seguir, mis abuelitos:

Leonardo Espinoza Cruz (†)

Anselma Mendoza de Jesús (†)

Hilario García Cruz (†)

y Concepción Martínez Rentería

Zan tontemiquico (Vinimos a sonar)

*In ie conitotēhuac in Toehihuitzin;
In ie conitotēhuac in Coyolchiuhqui:*

*Zan tocochitlēhuaco,
zan tontemiquico,
ah nelli, ah nelli
tinemico in tlaltipac.
Xoxopan xihuitl ipan
tochihuaca.
Hual ezezlia, hual itzmolini in toyollo
xochitl in tonacago.
Cēqui cuzponi,
on euztlahuia.*

In conitotēhuac in Toehihuitzin.

Así lo dijo Toehihuitzin,
Así lo dijo Coyolchiuhqui:
De pronto salimos del sueño,
Sólo vinimos a soñar,
No es cierto, no es cierto
que vinimos a vivir sobe la tierra.
Como yerba en primavera
es nuestro ser.
Nuestro corazón hace nacer, germinan
flores de nuestra carne.
Algunas abren sus corolas,
luego se secan.
Así lo dijo Toehihuitzin.

Toehihuitzin Coyolchiuhqui

Poeta, hijo de Itzcóatl y señor de Teotlatzincó. (Nacido a fines del s. XIV, murió a mediados del s. XV).
Tomado de: Arqueología Mexicana, Vol. XIX, Núm. 109. Mayo-Junio 2011.

ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS	i
DEDICATORIAS	ii
ÍNDICE DE CUADROS	viii
ÍNDICE DE FIGURAS	ix
COMPENDIO	xiii
ABSTRACT	xvi
1. INTRODUCCIÓN	1
OBJETIVOS.....	4
2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	5
2.1. La entomología forense, el concepto	5
2.2. Marco histórico de la entomología forense	5
2.3. Artrópodos presentes durante el proceso de descomposición cadavérica	7
2.4. Díptera, orden de mayor interés forense.....	9
2.5. La Familia Calliphoridae	10
2.5.1. Posición taxonómica de los califóridos.....	12
2.5.2. Adulto	13
2.5.3. Huevos	14
2.5.4. Larva	14
2.5.5. Especies de importancia forense de Torreón, Coahuila.....	16
2.5.5.1. <i>Chrysomya rufifacies</i> (Macquart, 1843).....	16
2.5.5.2. <i>Chrysomya megacephala</i> (Fabricius, 1794)	17
2.5.5.3. <i>Cochliomyia macellaria</i> (Fabricius, 1775)	18
2.5.5.4. <i>Lucilia sericata</i> (Meigen, 1826).....	19
2.5.5.5. <i>Lucilia eximia</i> (Wiedemann, 1819).....	20
2.5.5.6. <i>Lucilia silvarum</i> (Meigen, 1826)	22
2.5.5.7. <i>Lucilia cuprina</i> Wiedemann, 1826.....	23

2.6. La Familia Sarcophagidae	25
2.6.1. Sistemática de la familia Sarcophagidae.....	27
2.6.1.1. Subfamilia Miltogrammatinae o Miltogramminae	31
2.6.1.2. Subfamilia Macronychiinae	32
2.6.1.3. Subfamilia Paramacronychiinae	34
2.6.1.4. Subfamilia Sarcophaginae.....	35
2.7. El Intervalo Post Mortem.....	36
2.7.1. Consideraciones en la estimación del IPM.....	37
2.7.2. Curvas de crecimiento, ciclo vital del insecto y requerimientos de temperatura durante el desarrollo insectil	39
2.8. Usos e implicaciones médicas de los dípteros	41
2.8.1. Miasis	42
2.8.2. Larviterapia	42
2.9. Drogas y toxinas en insectos	44
2.10. La importancia de la geografía y variación estacional en estudios de entomología forense	47
3. MATERIALES Y MÉTODOS	50
3.1. Sitio de estudio	50
3.2. Trabajo de campo	50
3.2.1. Estudio preliminar.....	50
3.2.2. Primera etapa.....	52
3.2.3. Segunda etapa.....	52
3.2.4. Recolecta de larvas LIII y prepupas de Sarcophagidae	53
3.3. Técnicas de laboratorio.....	53
3.3.1. Manejo y cuidado de los dípteros en el laboratorio	53
3.3.2. Colecta de huevecillos	55
3.3.3. Fijación y medición de larvas	56
3.3.4. Cuidado de LIII y prepupas de Sarcophagidae	57
3.3.5. Preservación y montaje.....	58

3.3.6. Biotipificación de sarcófagos	59
3.4. Manejo de datos	60
3.4.1. Califóridos	60
3.4.2. Sarcófagos	61
4. RESULTADOS	62
4.1. Estudio preliminar	62
4.2. Curvas de crecimiento y unidades calor para especies de Calliphoridae	62
4.2.1. Primera etapa - Primavera	62
4.2.1.1. Desarrollo de <i>Chrysomya rufifacies</i>	63
4.2.1.2. Desarrollo de <i>Chrysomya megacephala</i>	65
4.2.1.3. Desarrollo de <i>Cochliomyia macellaria</i>	67
4.2.1.4. Desarrollo de <i>Lucilia sericata</i>	69
4.2.2. Segunda etapa - Verano	71
4.2.2.1. Desarrollo de <i>Chrysomya rufifacies</i>	71
4.2.2.2. Desarrollo de <i>Chrysomya megacephala</i>	73
4.2.2.3. Desarrollo de <i>Cochliomyia macellaria</i>	75
4.2.3. Observaciones sobre las especies del género <i>Lucilia</i>	77
4.3. Ejemplo hipotético para el cálculo del IPM con larvas de <i>Ch. rufifacies</i>	77
4.4. Clave para la identificación de ocho especies de Calliphoridae (Diptera) de importancia forense consignadas en Torreón, Coahuila	79
4.5. Biotipos encontrados de dos géneros de Sarcophagidae	96
4.5.1. Revisión de la colección de Valdés (2009)	96
4.5.2. Cuantificación y determinación de géneros y especies	96
4.5.3. Descripción de biotipos encontrados	97
4.5.4. Características fenotípicas distintivas en biotipos encontrados	103
4.5.5. Abundancia estacional <i>Euboettcheria</i> vs <i>Neobellieria</i>	113
5. DISCUSIÓN	114
5.1. Calliphoridae	114
5.1.1. <i>Chrysomya rufifacies</i>	114

5.1.2. <i>Chrysomya megacephala</i>	117
5.1.3. <i>Cochliomyia macellaria</i>	119
5.1.4. <i>Lucilia sericata</i>	121
5.2. Sarcophagidae.....	122
6. CONCLUSIONES.....	125
7. RECOMENDACIONES	127
8. LITERATURA CITADA.....	128
APÉNDICE.....	136
RESUMEN EN ME'PHAA (TLAPANECO).....	137
DI' NA'THAN NA ÑAJÓN RI'GUE.....	137
Bitácora de registro de temperaturas durante febrero, mayo y julio del 2010.....	138
Temperaturas registradas en el cuarto de cría. Febrero del 2010	138
Temperaturas registradas en el cuarto de cría. Mayo del 2010	139
Temperaturas registradas en el cuarto de cría. Julio del 2010.....	140
Datos de la Comisión Nacional del Agua, Delegación Torreón	141
Temperaturas mensuales promedio.....	141
Precipitación media mensual	141
Evaporación media mensual	141
CARTA DE RECEPCIÓN DE ARTÍCULO	142

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Longitudes y diámetros hipotéticos de larvas de <i>Ch. rufifacies</i>	78
Cuadro 2. Géneros de Sarcophagidae determinados durante primavera y verano, 2010.	97
Cuadro 3. Longitud de los biotipos determinados, 2010.....	98
Cuadro 4. Caracteres externos visibles de la cabeza en los biotipos de Sarcophagidae.	98
Cuadro 5. Caracteres externos visibles del tórax en los biotipos de Sarcophagidae.....	100
Cuadro 6. Caracteres externos visibles de las alas en los biotipos de Sarcophagidae.	101
Cuadro 7. Caracteres externos visibles en las patas de los biotipos de Sarcophagidae.	102
Cuadro 8. Caracteres externos del abdomen y la terminalia de los biotipos de Sarcophagidae.	102

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Vista lateral de <i>Ch. rufifacies</i> .	17
Figura 2. Vista de perfil de un macho de <i>Ch. megacephala</i> .	18
Figura 3. Vista dorsal del tórax de <i>Co. macellaria</i> .	19
Figura 4. Acercamiento de una vista dorsal con vista en la base del ala de <i>L. sericata</i> .	20
Figura 5. Vista posterior de <i>L. eximia</i> .	21
Figura 6. Espécimen de <i>L. silvarum</i> .	22
Figura 7. Vista dorsal de <i>L. cuprina</i> .	24
Figura 8. Sitio en donde se realizó el estudio preliminar y la primera etapa del experimento.	51
Figura 9. Jaula protegiendo la carnada. Obsérvese la varilla que mantiene la jaula anclada al suelo.	51
Figura 10. Cabeza de cerdo usada como necrotrampa durante Julio del 2010.	52
Figura 11. Captura de moscas adultas sobre las necrotrampas.	53
Figura 12. Cámara de CO ₂ para aletargar adultos colectados y separarlos por especie.	54
Figura 13. Jaulas hechas de armazón de madera y cubiertas con tul para manejo de las diferentes especies colectadas.	54
Figura 14. Cámaras de cría con alimento y sustrato para la oviposición.	55
Figura 15. Las masas de huevecillos depositadas por las moscas.	55
Figura 16. Masas de huevos en frascos de plástico de 150 ml.	56
Figura 17. Mediciones de las larvas con vernier y microscopio estereoscópico.	57
Figura 18. Frascos de vidrio con aserrín para la pupación de las larvas y prepupas de Sarcophagidae.	58
Figura 19. Dispositivo usado para facilitar la manipulación de los especímenes.	59
Figura 20. Los dos géneros de sarcófagidos separados en biotipos.	60
Figura 21. Promedio de crecimiento de larvas de <i>Ch. rufifacies</i> . Mayo del 2010.	63
Figura 22. Unidades Calor Acumuladas para completar el desarrollo de <i>Ch. rufifacies</i> . Mayo del 2010.	64
Figura 23. Desarrollo larval de <i>Ch. megacephala</i> . Mayo del 2010.	65
Figura 24. Unidades calor acumuladas por estadio de desarrollo, <i>Ch. megacephala</i> . Mayo del 2010.	66
Figura 25. Curvas de crecimiento larval de <i>Co. macellaria</i> . Mayo del 2010.	67
Figura 27. Unidades calor acumuladas por cada estadio de desarrollo de <i>Co. macellaria</i> . Mayo del 2010.	68
Figura 27. Curvas de crecimiento larval de <i>L. sericata</i> . Mayo del 2010.	69
Figura 28. Unidades calor acumuladas por estadio de <i>L. sericata</i> . Mayo del 2010.	70
Figura 29. Curvas de crecimiento o de desarrollo larval de <i>Ch. rufifacies</i> . Julio del 2010.	71
Figura 30. Unidades calor acumuladas por estadio de desarrollo de <i>Ch. rufifacies</i> . Julio del 2010.	72
Figura 31. Curvas de crecimiento larval de <i>Ch. megacephala</i> . Julio del 2010.	73

Figura 32. Unidades calor acumuladas por estadio de desarrollo de <i>Ch. megacephala</i> . Julio del 2010.	74
Figura 33. Desarrollo larval de <i>Co. macellaria</i> . Julio del 2010.	75
Figura 34. Unidades calor acumuladas por estadio de desarrollo de <i>Co. macellaria</i> . Julio del 2010.	76
Figura 35. Ejemplo hipotético de cálculo de horas transcurridas desde la ovipostura de <i>Ch. rufifacies</i> hasta su hallazgo sobre el cadáver.	78
Figura 36. Setas pequeñas sobre la vena tallo en el ala de una hembra de <i>Ch. rufifacies</i> .	81
Figura 37. Detalle de la vena tallo sin setas de una hembra de <i>L. eximia</i> .	82
Figura 38. Mesonoto sin vitta (franjas oscuras) de una hembra de <i>Ch. rufifacies</i> .	82
Figura 39. Abdomen de una hembra de <i>Ch. rufifacies</i> con los márgenes posteriores de los terguitos 3 y 4 oscurecidos.	83
Figura 40. Mesonoto de un macho de <i>Co. macellaria</i> con vitta oscura visible (tres franjas).	83
Figura 41. Vista de perfil de la cabeza de una hembra de <i>Ch. megacephala</i> . La dilatación genal con fondo amarillo y los pelos que la cubren de color amarillo dorado.	84
Figura 42. Vista de 3/4 de perfil de un ejemplar macho de <i>Ch. megacephala</i> con facetas más pequeñas en 1/3 inferior a comparación de los 2/3 de arriba.	84
Figura 43. El frente en los machos de <i>Ch. megacephala</i> muy reducido, los ojos casi se tocan.	85
Figura 44. En <i>Ch. rufifacies</i> la vestidura del espiráculo es blanca, en ocasiones cubierto por una especie de polvillo blanco.	85
Figura 45. La dilatación genal de <i>Ch. rufifacies</i> con fondo recubierto con polvillo blanco y pelos pálidos o blancos.	86
Figura 46. Las facetas de <i>Ch. rufifacies</i> del mismo tamaño.	86
Figura 47. Basicosta amarilla en una hembra de <i>Co. macellaria</i> .	87
Figura 48. Detalle de la cabeza de una hembra de <i>Co. macellaria</i> . Con setas orbitales proclinadas muy reducidas.	87
Figura 49. Palpos delgados y cortos, de color de un macho de <i>Co. macellaria</i> .	88
Figura 50. Vista anterior de <i>Cochliomyia</i> . La placa frontal en <i>Co. hominivórax</i> cubierta por sétulas negras (lado derecho) (Whitworth, 2006).	88
Figura 51. Vista de perfil de una hembra de <i>Co. macellaria</i> . La placa frontal cubierta por sétulas amarillas, doradas o pálidas al menos de la mitad o un tercio inferior.	89
Figura 52. Noto de una hembra de <i>L. eximia</i> . Dos setas acrosticales postsuturales en el mestórax.	89
Figura 53. El esclerito subcostal de <i>L. eximia</i> cubierto por pubescencia café.	90
Figura 54. Tórax de <i>L. sericata</i> . Mesotórax con tres pares de setas acrosticales postsuturales.	90
Figura 55. Especimen de <i>L. silvarum</i> con dos setas intraalares postsuturales.	91
Figura 56. Los palpos amarillos o anaranjados son típicos de <i>L. sericata</i> y <i>L. cuprina</i> .	91
Figura 57. Tercer terguito de <i>L. sericata</i> y <i>L. cuprina</i> con setas no muy fuertes en casi todo el margen posterior.	92

Figura 58. Setas localizadas en el área central occipital de <i>L. sericata</i> y <i>L. cuprina</i> (Whitworth, 2006).	92
Figura 59. Notopleura de <i>L. cuprina</i> presentando 2 setas.	93
Figura 60. Tórax de <i>L. cuprina</i> . Color verde cobrizado o cobrizado apagado, muy similar en apariencia a <i>L. sericata</i> .	93
Figura 61. Área central occipital con dos setas. Hembra de <i>L. sericata</i> .	94
Figura 62. Hembra de <i>L. sericata</i> , de 2 a 5 setas en el área central occipital. Espécimen con un grupo de 4 setas en el lado derecho.	94
Figura 63. Vista posterior del abdomen de <i>L. sericata</i> .	95
Figura 64. Vista de perfil de <i>L. sericata</i> , el color del cuerpo puede ser verde, azul o cobrizado brillante.	95
Figura 65. Cabeza de espécimen de <i>Euboettcheria</i> . Biotipo 1, macho con hilera y pelos fuera de hilera en parafacial, sin setas orbitales proclinadas.	104
Figura 66. Cabeza de espécimen de <i>Euboettcheria</i> . Biotipo 3, macho con hilera sencilla de pelos en parafacial, sin setas orbitales proclinadas.	104
Figura 67. Terminalia de macho en <i>Euboettcheria</i> . Biotipo 1 y 3, pueden apreciarse las setas a lo largo del margen posterior del 5º y 6º terguito.	105
Figura 68. Terminalia de hembra en <i>Euboettcheria</i> . Biotipo 2 y 4, pueden apreciarse las setas a lo largo del margen posterior del 5º y 6º terguito.	105
Figura 69. Macho de <i>Euboettcheria</i> . Las setas apicales escutelares están presentes en macho. Biotipo 1 y 3.	106
Figura 70. Cabeza de <i>Euboettcheria</i> hembra. Se aprecian las setas orbitales proclinadas y en especial la hilera sencilla de pelos en parafacial. Biotipo 4.	106
Figura 71. Vista de perfil de <i>Euboettcheria</i> hembra. Se aprecian las setas orbitales proclinadas además de los pelos diseminados en la parte superior de parafacial. Biotipo 4.	107
Figura 72. Parte del tórax en hembra de <i>Euboettcheria</i> . La ausencia de las setas apicales escutelares es típica en hembras. Biotipo 2 y 4.	107
Figura 73. Vista superior de la cabeza en hembra de <i>Euboettcheria</i> . Nótese las setas verticales interior y exterior, en los machos de <i>Neobellieria</i> la seta vertical exterior está ausente. Biotipo 2 y 4.	108
Figura 74. Tres cuartos de perfil en hembra de <i>Euboettcheria</i> . El color típico de la parafacial es gris plateado, puede haber de dos a tres setas frontales por debajo de la base antenal. Biotipo 4.	108
Figura 75. Acercamiento en parafacial. En los biotipos 1 y 2 se pueden ver desde 1 a 6 pelos fuera de la hilera principal.	109
Figura 76. El calípter en todos los especímenes observados fue de color blanco, algo amarillento, con algunos pelos en la orilla tanto en el calípter superior como inferior.	109
Figura 77. Vista superior de la cabeza de un macho de <i>Neobellieria</i> . Las setas verticales exteriores y las setas orbitales proclinadas están ausentes. Biotipo 5.	110

Figura 78. Terminalia de un macho de <i>Neobellieria</i> . El color característico de la terminalia es amarillo-naranja. Biotipo 5.	110
Figura 79. Terminalia de un macho de <i>Neobellieria</i> . Nótese los pelos a lo largo del terguito 5° y también las tibias posteriores notablemente más setosas que en especímenes de <i>Euboettcheria</i> . Biotipo 5.....	111
Figura 80. Vista dorsal de un macho de <i>Neobellieria</i> . Un solo par de setas acrosticales Postsuturales, las setas discales muy pronunciadas y el par apical escutelar cruzado al fondo. Biotipo 5.....	111
Figura 81. La parafacial, tanto en hembras como en machos de <i>Neobellieria</i> , presenta pelos dispuestos sobre la Mayor parte de su superficie, no forman una hilera ceca del ojo. Biotipo 6.....	112
Figura 82. La terminalia típica de hembras de <i>Neobellieria</i> presenta el terguito 6° estrechamente dividido por una membrana sobre la línea dorsal media; pelos dispuestos a lo largo del margen posterior del terguito 5°. Biotipo 6.	112
Figura 83. Abundancia de sarcófagos en la primera etapa del experimento (3 de Mayo del 2010).	113
Figura 84. Abundancia de 4 biotipos durante la segunda etapa del experimento (7 de junio del 2010).	113

COMPENDIO

ESTUDIO DEL DESARROLLO Y CICLO VITAL DE CALIFÓRIDOS Y
BIOTIPIFICACIÓN DE GÉNEROS DE SARCOFÁGIDOS DE
TORREÓN, COAHUILA

POR
FABIÁN GARCÍA ESPINOZA

MAESTRO EN CIENCIAS AGRARIAS

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO. JUNIO DEL 2011

Palabras clave: Curvas de crecimiento, unidades calor, entomología forense,
Comarca Lagunera, IPM.

El presente trabajo reporta los resultados de un estudio llevado a cabo de febrero a Julio del 2010. El estudio se dividió en tres partes (estudio preliminar, primera y segunda etapa). En la etapa preliminar se determinó que los cadáveres de pollo y cabezas de cerdo constituían los cebos ideales y estos fueron utilizados en las dos etapas siguientes, respectivamente. En la primera etapa se lograron coleccionar adultos y hembras grávidas de cuatro especies de califóridos (Diptera: Calliphoridae): *Chrysomya rufifacies* (Macquart, 1843), *Chrysomya megacephala* (Fabricius, 1794), *Cochliomyia macellaria* (Fabricius, 1775) y *Lucilia sericata* (Meigen, 1826), mientras

que en la segunda etapa sólo se colectaron especímenes de las tres primeras especies mencionadas. A partir de estos especímenes se obtuvieron oviposturas en el laboratorio, las masas de huevecillos y larvas fueron manejadas según metodología de Yusseff (2007) y Valdés (2009). Las larvas que eclosionaron de las masas de huevos se midieron tanto en longitud como en diámetro y con estos datos se proyectaron curvas de crecimiento de cuatro especies de califóridos. Se llevó registro de las temperaturas máximas y mínimas del cuarto de cría y con estos datos se calcularon las unidades calor necesarias para completar el ciclo de vida de cada especie. De todas las especies colectadas, la de mayor abundancia fue *Ch. rufifacies*, la cual acumuló un total 195.85 unidades calor (UC), necesarias para su desarrollo de huevo a adulto del 8 al 17 de Mayo del 2010, periodo en el cual se registró una temperatura promedio de 28.76° C en el cuarto de cría. *L. sericata* (Calliphoridae: Luciliinae) fue la única especie del género *Lucilia* de la cual se obtuvieron datos durante la primera etapa correspondientes a dos masas de huevecillos. Un total de 242.52 UC, fueron necesarias para que *L. sericata* pasara de huevo a adulto en un lapso de 12 días (del 8 al 19 de Mayo del 2010). Se presenta un ejemplo hipotético para calcular el Intervalo Post-Mortem (IPM) utilizando los datos obtenidos del desarrollo larval de *Ch. rufifacies*. Una clave para la identificación de ocho especies de Calliphoridae también es presentada. Para mejor entendimiento de la clave, ésta se presenta con 28 figuras señalando las principales características de las especies de Torreón, Coahuila. Se colectaron prepupas pertenecientes a *Euboettcheria* y *Neobellieria* (Diptera: Sarcophagidae) durante la primavera y verano del 2010. Como resultado de la revisión de la colección de sarcófagos de Valdés, después un mejor entendimiento de la clave de Shewell (1987b) se logró la correcta

identificación de *Euboettcheria* y *Eumacronychia* (Diptera: Sarcophagidae), antes identificadas como *Sarcodexia* y *Anicia*, respectivamente. De los dos géneros de Sarcophagidae se obtuvieron seis biotipos, dos que corresponden a machos y hembras del género *Euboettcheria* con pelos fuera de la hilera sencilla en parafacial y dos que corresponden a machos y hembras con hilera sencilla de pelos parafaciales cerca del ojo y otros dos biotipos que incluyen hembras y machos del género *Neobellieria*.

ABSTRACT

STUDY OF THE DEVELOPMENT AND VITAL CYCLE OF
CALLIPHORIDAE AND BIO-TYPIFICATION OF SARCOPHAGIDAE
FROM TORREÓN, COAHUILA

BY

FABIÁN GARCÍA ESPINOZA

MASTER IN AGRARIAN SCIENCES

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

UNIDAD LAGUNA

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO. JUNIO DEL 2011

Keywords: Development curves, Degree Days Units, Forensic Entomology, Comarca Lagunera, and PMI.

Larval development and degree days necessary to complete the vital cycle of Calliphoridae (Diptera) was studied, also Sarcophagidae bio-typification was conducted in this study. The study was divided into three parts (preliminary, first and second stage). During the preliminary stage it was stated that chicken carcasses and pig heads were the ideal baits and these were used in the two next stages, respectively. In the first stage, adults and pregnant females of 4 species of calliphorids (Diptera: Calliphoridae), *Chrysomya rufifacies* (Macquart, 1843), *Chrysomya megacephala* (Fabricius, 1794), *Cochliomyia macellaria* (Fabricius, 1775)

and *Lucilia sericata* (Meigen, 1826) were collected, while in the second stage only specimens of the first three species were collected. Egg masses were obtained from these specimens by ovipositing in the laboratory, which were handled according to the methodology of Yusseff (2007) and Valdés (2009). The larvae that hatched from the egg masses were measured in both length and diameter, and were projected growth curves of four species of Calliphoridae by using larval development data. Maximum and minimum temperatures were recorded indoor the breeding room, these weather data was used to calculate necessary degree days to complete the cycle of life of each species. From all the species collected during the end of spring the most abundant was *Ch. rufifacies*, accumulated a total of 195.85 degree days units from 8 to 17 May of 2010, the average temperature in this period was 28.76° C in the breeding room. *Lucilia sericata* (Calliphoridae: Luciliinae) was the only species of the genus *Lucilia* which data was obtained during the first stage for two egg masses. *L. sericata* accumulated a total of 242.52 UC, necessary to develop from egg to adult in 12 days (from 8 to May 19, 2010). A hypothetical example is presented to calculate the post-mortem interval (PMI) using data from larval development of *Ch. rufifacies*. A key to the identification of eight species of Calliphoridae is also presented, for better understanding of the key, 28 figures are included, indicating the main characteristics of the species from Torreon, Coahuila. *Euboettcheria* and *Neobellieria* (Diptera: Sarcophagidae) prepupae were collected in the first and second stages of the experiment. As a result of the review of Valdés sarcophagids collection and a better understanding of Shewell's key (1987b), the sarcophagids correct identification of *Eumacronychia* and *Euboettcheria* (Diptera: Sarcophagidae), was achieved,

previously identified as *Sarcodexia* and *Anicia*, respectively. Six biotypes were obtained by separating the specimens from these two genera of Sarcophagidae.

1. INTRODUCCIÓN

Los insectos han vivido sobre la tierra por más de 350 millones de años, comparado con menos de 2 millones de años de la humanidad. Durante este tiempo ellos han evolucionado en muchas direcciones para llegar a adaptarse a vivir en casi todos los tipos de hábitats y han desarrollado muchas características inusuales, pintorescas e incluso increíbles. Del estudio de todo eso se encarga la entomología (Triplehorn y Johnson, 2005).

Una rama de la ciencia de los insectos (y demás artrópodos), la entomología forense se ha estado desarrollando notablemente durante las últimas décadas. Según Hall y Huntington (2010), la entomología forense es un área muy amplia donde la ciencia de los artrópodos interactúa con el sistema judicial. La entomología forense es una herramienta útil para esclarecer incógnitas que rodean a los cadáveres encontrados en circunstancias particulares (Yusseff, 2007).

El orden Diptera se encuentra entre los muchos grupos de insectos de importancia forense; sobre todo, las moscas verde-azules y las moscas de la carne, es decir, moscas de la familia Calliphoridae y Sarcophagidae, respectivamente (Goff, 2000).

Entre los principales objetivos de la entomología forense se encuentra la estimación del intervalo post-mortem (IPM). Este puede ser usado para confirmar o refutar la coartada de un sospechoso y para ayudar en la identificación de víctimas desconocidas enfocando la investigación dentro de un marco correcto de tiempo. Una manera de determinar la data de la muerte es utilizando la edad y tasa de desarrollo de las larvas de diferentes especies de dípteros (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. ruffifacies*, *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.

Algunos de los estudios anteriormente mencionados han versado sobre estudios de sucesión, determinación de la abundancia estacional, oviposición nocturna y sólo uno, como el primer intento, para establecer los requerimientos de unidades calor (UC) y la tasa de crecimiento de algunas de las especies de califóridos.

Según Smith (1986), las larvas de dípteros se desarrollan rápidamente cuando la temperatura y la humedad relativa son elevadas y viceversa. Las moscas ovipositan sobre el cadáver, los huevos eclosionan y las larvas crecen y aumentan su tamaño a medida que el tiempo pasa y si tenemos en cuenta las condiciones ambientales, podemos predecir la edad de la larva de acuerdo al tamaño, por esta razón los dípteros se consideran relojes biológicos confiables (Yusseff, 2007).

Tomando en cuenta todo lo anterior, los adultos y larvas de las familias de moscas de las que hemos hablado, serían detectives ejemplares para solucionar incógnitas que rodeen un caso legal donde, por supuesto, hayan sido colectados individuos insectiles inmaduros o adultos.

La biología de los dípteros es compleja pero su estudio resulta necesario para poder utilizar el conocimiento entomológico en la estimación del IPM. Es

indispensable conocer en qué época del año y cómo se reproducen las distintas especies de importancia forense en una región determinada. El registro detallado de los requerimientos de cada especie ayudará a conocer mejor su desarrollo.

Un grupo de insectos en cierta forma, un tanto olvidado, han sido los sarcófagos. Los estudios específicos sobre esta familia son muy escasos o de regiones alejadas; incluso en todo México y en la Comarca Lagunera, los trabajos son escasos. Es indispensable retomar el estudio de este grupo de dípteros para aumentar el conocimiento respecto al mismo, considerando que en la Región Lagunera se han consignado géneros de Sarcophagidae con importancia forense.

Es así como este trabajo se centra en el estudio de los grupos de Diptera que se han mencionado. Como propósitos primordiales del estudio se consideran: el conocimiento del ciclo vital de siete especies de Calliphoridae, proyección de curvas de crecimiento larval y determinación de las unidades calor requeridas para completar su desarrollo; la biotipificación de los especímenes de diferentes géneros de sarcófagos para su ulterior identificación y acomodo en la especie correspondiente; además de la presentación de una breve clave para la identificación expedita de las siete especies de Calliphoridae mencionadas con anterioridad.

OBJETIVOS

Contribuir al conocimiento de las familias Calliphoridae y Sarcophagidae (Insecta: Diptera) de interés forense en la Región Lagunera.

Proyectar curvas de crecimiento basadas en el tamaño larval, reportar la duración de los ciclos vitales, y las unidades calor requeridas para completar el desarrollo de las principales especies de califóridos.

Realizar una breve clave para facilitar la identificación de adultos de las especies que se han consignado en la Comarca Lagunera de Coahuila.

Identificar a nivel de género los especímenes de sarcófagidos colectados y describir los biotipos encontrados dentro de estos.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. La entomología forense, el concepto

Anderson y VanLaerhoven (1996) y Magaña (2001) mencionan que la entomología forense o entomología médico criminal es el estudio de los insectos asociados a carroña para determinar el tiempo de la muerte, además Yusseff (2007, 2009) señala que es una herramienta útil para esclarecer incógnitas que rodean a los cadáveres encontrados en circunstancias particulares.

2.2. Marco histórico de la entomología forense

En el trabajo de Marvárez-Cardoso *et al.* (2005), citan un famoso y muy conocido caso con el cual muchos autores piensan que dio inicio la entomología forense, el relato se remonta al año 1235 D.C. cuando el investigador chino Sung Tz'u escribió un libro titulado "The Washing Away of Wrongs" el cual fue traducido en 1981 por McKnight, de la Universidad de Michigan, Estados Unidos. Se presume que ese texto fue el primer caso de entomología médico-criminal reportado. En el mismo, describe que tras un asesinato con arma blanca, el líder político de la comunidad mandó llamar a los habitantes de su pueblo y les pidió colocar sus hoces en el suelo, notando que una de ellas se rodeó de moscas, debido posiblemente a que conservaba trazas de sangre ya descompuesta. Así, se determinó que su propietario había sido el responsable del crimen.

El primer estudio de sucesión faunística sobre restos en descomposición fue llevada a cabo a mediados del siglo XVII. Francesco Redi fue uno de los primeros científicos en refutar la teoría de la generación espontánea en 1668. Lo hizo al

comprobar que la aparición espontánea de “gusanos” eran larvas criadas a partir de los huevos dejados por las moscas sobre la carne (Byrd y Castner, 2010a).

Megnin a finales del siglo XIX publicó una serie de artículos sobre entomología médico-criminal que hicieron comprender a médicos y abogados la utilidad de las pruebas entomológicas. Posiblemente el más importante de esos artículos sea *Le faune des cadavres: Application de l'entomologie á la médecine légale*, que se publicó en 1894 (Goff, 2000).

Torrez *et al.* 2006, señalan que la entomología forense en el Occidente comienza en 1850, cuando el Dr. Bergeret, médico francés, informa sobre un recién nacido emparedado en una chimenea. Bergeret trató de determinar el IPM basándose en las larvas halladas en los restos.

Yusseff (2007), señala que hacia el año de 1978, Leclercq publica *Entomología y Medicina Legal- Datación de la Muerte* y en 1986 Smith publica el *Manual de entomología forense*. A partir de este momento la trayectoria de la entomología forense ha sido imparable; gran cantidad de autores han dedicado su tiempo y conocimiento a estos estudios, y son innumerables los casos policiales en los que han contribuido los entomólogos.

La entomología forense debería haber seguido desarrollándose a un ritmo constante, aprovechando los descubrimientos de las investigaciones anteriores. Pero los avances fueron irregulares y esporádicos. Las investigaciones se llevaban a cabo habitualmente cuando se cometía un asesinato y casi siempre se abandonaban una vez resuelto el caso (Goff, 2000).

Castillo (2002), menciona que en el continente americano los insectos asociados a la descomposición de cadáveres también fueron estudiados, tanto en los

expuestos al aire libre como enterrados y cita el ejemplo de Motter, quien en 1898, estudió la fauna entomológica presente en 150 cadáveres desenterrados de sus tumbas. En Estados Unidos, se considera a Bernard Greenberg, de la Universidad de Illinois, en Chicago, el padre de la entomología forense (Goff, 2000).

Para el desarrollo de la entomología forense es necesario el estudio de la sucesión fauñística en cadáveres humanos directamente en campo. Sin embargo, debido a las objeciones éticas y morales en el uso de estos cadáveres como modelos de estudio, se hace inevitable el empleo de animales en estudios de sucesión que permitan determinar la composición de insectos (Liria, 2006).

En años más recientes el interés por la entomología forense ha ido en ascenso y gracias a eso, se han llevado a cabo estudios de sucesión en diferentes partes del país, como los de Flores (2009) y Valdés (2009), sólo por mencionar algunos.

Cabe hacer hincapié en que ha sido editada recientemente literatura que ayudan a incrementar el acervo bibliográfico sobre el área de la entomología medico criminal, siendo uno de los trabajos más destacados el libro "Forensic Entomology. The utility of arthropods in legal investigations" de Byrd y Castner (2010); además de las claves de Whitworth (2006, 2010), muy útiles en la identificación de las especies de importancia forense.

2.3. Artrópodos presentes durante el proceso de descomposición cadavérica

Un cadáver, ya sea animal o humano, es un recurso trófico rico aunque temporal y efímero, explotado por muchos organismos, primordialmente por insectos.

Este induce a una sucesión de colonizaciones con diferente composición faunística (Anderson, 2001; Mavárez-Cardozo *et al.* 2005).

En tanto que el cuerpo se descompone, este pasa por una serie de cambios biológicos, químicos y físicos, atrayendo una secuencia de insectos colonizadores hasta el punto en que sólo quedan restos sin valor nutricional (Anderson, 2001).

De acuerdo con Anderson (1995), los insectos son con frecuencia los primeros en llegar a la escena del crimen, y además llegan con una predecible frecuencia, como ya ha sido mencionado anteriormente.

La sucesión de insectos sobre la carroña varía de acuerdo a la temperatura, al hábitat y a la localización geográfica. Esta variación ocurre tanto en cadáveres al aire libre sobre el suelo como en cadáveres enterrados, sin embargo la localización de los restos influencia el tiempo requerido para que los insectos localicen un cadáver, la secuencia de colonización y el ritmo o velocidad de descomposición (Anderson y VanLaerhoven, 1996; VanLaerhoven y Anderson 1999).

Los insectos que se alimentan de carroña son tan especializados que sólo llegan cuando las condiciones ambientales y bioquímicas son perfectas. La presencia de tan sólo algunas especies puede proporcionar información detallada sobre la ubicación, el tiempo y las condiciones de un cuerpo o cadáver (Tenorio *et al.*, 2003).

Entre los órdenes de mayor importancia y abundancia reportados en estudios de sucesión se encuentran: Diptera, Coleoptera e Hymenoptera (García-Rojo, 2004; Flores, 2009; Valdés, 2009).

Los primeros insectos que llegan a un cadáver son los dípteros (Calliphoridae, Sarcophagidae y Muscidae). Estos llegan con el fin de ovipositar o larvipositar mientras haya tejido fresco en el cadáver (García-Rojo, 2004; Liria, 2006).

2.4. Diptera, orden de mayor interés forense

Los dípteros conforman uno de los más grandes ordenes de insectos, con más de 86,000 especies conocidas, las cuales son comúnmente conocidas como moscas, más de 16,000 de estas especies ocurren 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).

Las moscas y escarabajos son carroñeros importantes, alimentándose y por lo tanto eliminando material vegetal y animal en descomposición del ambiente. Algunos son depredadores y parásitos de otros insectos (Byrd y Castner, 2010b).

Entre los insectos, las moscas representan un grupo de particular interés por la gran capacidad y eficiencia biológica para adaptarse a diversos ecosistemas, además de presentar una amplia distribución geográfica y capacidad reproductiva. Entre las familias de dípteros que se asocian al proceso de descomposición de carroña se encuentran: los califóridos (*Calliphoridae*), sarcófagidos o moscas de la carne (*Sarcophagidae*), los múscidos (*Muscidae*), los fánidos (*Fanniidae*) y los fóridos (*Phoridae*) (Gautreau, 2007; Gennard, 2007).

Otros grupos de moscas también se alimentan de restos muertos, pero no son tan comunes y por lo general no contribuyen 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).

A continuación se describen de manera general a los califóridos y sarcófagidos, por ser los grupos de mayor importancia en comparación con otros dípteros en la Comarca Lagunera de Coahuila.

2.5. La Familia Calliphoridae

Esta familia de dípteros contiene las moscas conocidas como azul-metálico y verde que se observan comúnmente alrededor de basura y desechos durante los meses de verano. Este es un grupo extremadamente grande de moscas de tamaño mediano que agrupa más de 1,000 especies en cerca de 150 géneros pudiendo ser encontrados alrededor de todo el mundo (Shewell, 1987; Byrd y Castner, 2010b).

Más de cuatro quintas partes de las especies y tres quintas partes de los géneros están restringidas al Viejo Mundo. La pobreza de la fauna del Nuevo Mundo es sorprendente, especialmente en la región Neotropical, para la cual James (1970) enlista menos de 100 especies. En la última década varias especies de *Chrysomya* del Viejo Mundo tropical y subtropical se han introducido y establecido en el sur y centro de América, extendiéndose hasta el suroeste de Estados Unidos (Shewell, 1987a).

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).

Los sexos en ocasiones presentan diferente quetotaxia en patas, ocasionalmente con marcada diferencia en color del cuerpo, de una longitud que va de 4.0-16.0 mm. Los machos en ocasiones son holópticos con facetas superiores del ojo no muy agrandadas, aunque con frente siempre más delgado que en la hembra, y sin setas orbitales y verticales externas (Shewell, 1987a).

Las larvas crecen rápidamente, pasando por tres estadios larvales antes de alcanzar su tamaño final. Estas se crían juntas en grandes números y se mueven en torno al cadáver promoviéndose así, la diseminación de bacterias y secreción de enzimas, lo cual hace posible el consumo de los tejidos blandos de los cadáveres (Byrd y Castner, 2010).

La biología de los califóridos es muy variada, generalmente son considerados necrófagos, también los hay depredadores y parasitoides de caracoles y lombrices de tierra, algunos son hospedantes en termiteros y otros son de importancia médica y veterinaria, como las especies que producen miasis en aves y mamíferos (Pape *et al.*, 2004).

2.5.1. Posición taxonómica de los califóridos

De acuerdo a la clasificación propuesta por McAlpine (1989) y seguida por Triplehorn y Johnson (2005), la ubicación taxonómica de Calliphoridae 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: Calliphoridae

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

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, Melanomyinae, Polleniinae, Rhiniinae y Rhinophorinae. Esta agrupación es considerada válida aún cuando se trabaje con califóridos de todo el mundo.

Las especies consignadas en esta región y algunas de las cuales son tratadas en este trabajo, pertenecen a dos de las subfamilias mencionadas (Valdés, 2009): en Chrysomyiinae se encuentran *Chrysomya rufifacies*, *Ch. megacephala* y *Cochliomyia macellaria* y en Luciliinae se ubican *Lucilia sericata*, *L. eximia*, *L. silvarum* y *L. cuprina*.

2.5.2. Adulto

Los califóridos son atraídos a los tejidos humanos en descomposición, carroña animal, excremento, algunos materiales vegetales en descomposición y algunas especies son atraídas a las heridas abiertas de humanos y animales (Byrd y Castner, 2010b).

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).

2.5.3. 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 ocasionalmente se encuentra sumergido en agua (Shewell, 1987a; Rognes, 1991).

2.5.4. Larva

La larva es de color amarillo pálido a blanco, cilíndricas o cónicas en su parte anterior, por lo general cinco veces más largas que anchas. 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).

Las larvas de primer estadio 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. Mandíbulas vestigiales raramente con bordes grandes enganchados. 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).

El desarrollo de las larvas tarda varios días dependiendo de la especie, de las condiciones ambientales, como del número de larvas presentes. A mayor temperatura y mayor humedad relativa el insecto se desarrollará más rápido. Por ejemplo, *Chrysomya rufifacies* tarda en pasar de huevo a adulto 612 horas a 15.6° C, 289 horas a 25° C y 180 horas a 32° C (Visciarelli *et al.*, 2007).

Magaña (2001), menciona que los géneros de la familia Calliphoridae pueden encontrarse activos a partir de los 13° C y realizan sus oviposuras principalmente en los pliegues del cuerpo, eclosionando entre las 10 y 52 horas después de la puesta. El crecimiento de la larva dura entre 5 y 11 días y la pupación varía de forma importante ya que a unos 13° C dura entre 18 y 24 días mientras que a temperaturas de 31° C puede reducirse a 6 y 7 días.

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).

2.5.5. Especies de importancia forense de Torreón, Coahuila

A continuación se presenta una descripción de cuatro de las siete especies consignadas como de importancia forense por Rojas (2008), Ríos (2009) y Valdés (2009) para la Comarca Lagunera de Coahuila.

Las especies de Calliphoridae descritas en este trabajo pertenecen a 2 subfamilias, Chrysomyinae y Luciliinae; tres géneros, *Chrysomya* (dos especies), *Cochliomyia* (una especie) y *Lucilia* (cuatro especies).

En esta parte del trabajo sólo se describen en forma más extensa tres especies del género *Lucilia*, una descripción completa de *Ch. rufifacies*, *Ch. megacephala*, *Co. macellaria* y *L. sericata* es presentada en el capítulo de discusión.

2.5.5.1. *Chrysomya rufifacies* (Macquart, 1843)

Nombre común: Mosca verde de la larva peluda.

Esta especie ha extendido drásticamente su rango y actualmente habita en áreas que antes no se pensaba que fueran viables para esta especie intolerante al frío. Los adultos de *Ch. rufifacies* son de cuerpo robusto y de apariencia azul-verde brillantes (Figura 1) (Byrd y Castner, 2010b).

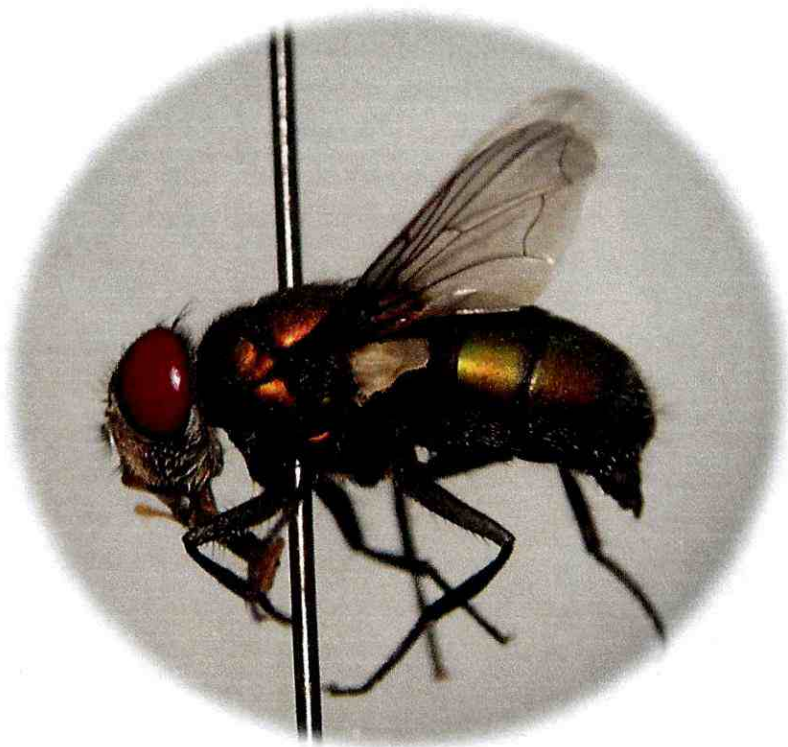


Figura 1. Vista lateral de *Ch. rufifacies*.

2.5.5.2. *Chrysomya megacephala* (Fabricius, 1794)

Nombre común: Mosca oriental de la letrina.

Los adultos tienen un cuerpo robusto corto similar en apariencia a *Ch. rufifacies*, pero con una cabeza notablemente más grande. Los ojos son usualmente grandes y con tonalidades de rojo muy prominentes, lo que hace a la especie fácilmente reconocible en el campo. En los machos, las facetas del ojo compuesto cambian de patrón ordenadamente en el tercio inferior de la superficie ocular (Figura 2), lo cual también facilita la identificación y reconocimiento de la especie (Byrd y Castner, 2010b).

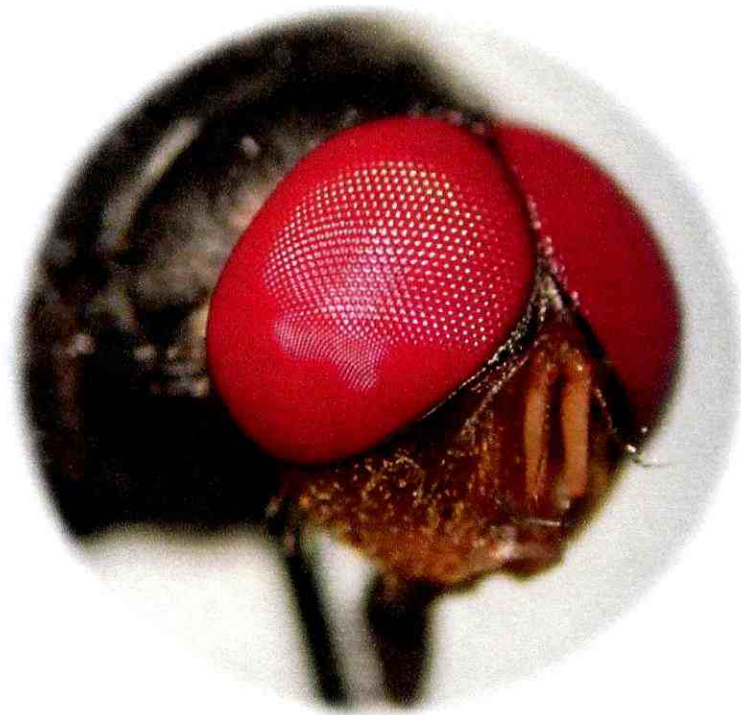


Figura 2. Vista de perfil de un macho de *Ch. megacephala*.

2.5.5.3. *Cochliomyia macellaria* (Fabricius, 1775)

Nombre común: Mosca del gusano barrenador secundario del ganado.

Los adultos son fácilmente diferenciados de la mayoría de otros califóridos debido a su coloración azul-verde metálico, con tres franjas longitudinales pronunciadas de color verde oscuro en la superficie dorsal del tórax entre la base de las alas; estas franjas no se extienden hasta el abdomen (Figura 3) (Byrd y Castner, 2010b).



Figura 3. Vista dorsal del tórax de *Co. macellaria*.

2.5.5.4. *Lucilia sericata* (Meigen, 1826)

Nombre común: Mosca verde de la oveja.

Los adultos de *Lucilia sericata* son de 6 a 9 mm de longitud. Es una mosca de color verde azul metálico brillante, verde amarillo, verde o bronce dorado (Figura 4). El tórax tiene tres surcos transversales en su superficie dorsal, la parte frontal de los fémures son negros o azul profundo, un carácter útil en la identificación (Byrd y Castner, 2010b).



Figura 4. Acercamiento de una vista dorsal con vista en la base del ala de *L. sericata*.

2.5.5.5. *Lucilia eximia* (Wiedemann, 1819)

Nombre común: Mosca verde botella.

Esta especie de Calliphoridae es de distribución neártica y neotropical. Es encontrada desde el sur de Estados Unidos y a través Centro y Sudamérica, donde es común encontrar también otras especies de Calliphoridae. El adulto es similar en apariencia a *L. sericata* y *L. coeruleiviridis* (Figura 5). Los adultos son de color azul verdoso y metálico o completamente azul o púrpura, con patas que van del color negro a café oscuro (Byrd y Castner, 2010b).

Esta es una de sólo 2 especies con palpos amarillos y basicosta oscura. Tiene sólo una hilera de setas postoculares y una dilatación genal naranja. En contraste, su pariente cercana *L. mexicana*, posee dos hileras completas de setas postoculares y

una dilatación genal oscura. La seta postocular como carácter puede causar confusión, la hilera de setas postoculares negras puede estar incompleta en *L. eximia*. Otro carácter muy distintivo, es que sólo tiene dos setas acrosticales postsuturales (Whitworth, 2006; 2010).



Figura 5. Vista posterior de *L. eximia*.

Las moscas adultas son atraídas a carroña, excremento y frutas en descomposición, las larvas también se desarrollan en las mismas sustancias. Los adultos son frecuentemente reportados como los primeros en llegar a carroña en condiciones soleadas y abiertas, y como resultado de eso, sus larvas son encontradas típicamente durante los estados de descomposición temprana. *L. eximia* ha disminuido drásticamente su población debido al incremento de la competencia con *Ch. rufifacies* (Byrd y Castner, 2010b).

2.5.5.6. *Lucilia silvarum* (Meigen, 1826)

Nombre común: Mosca metálica verde.

Es una especie de distribución holártica. Esta especie es encontrada a través de Norteamérica, Asia, Europa y el norte África. En ese rango de distribución es más común encontrarla durante los meses de verano. El tórax y abdomen son de color azul oscuro brillante metálico (Figura 6). Las patas son negras. Los especímenes tienen 3 setas acrosticales postsuturales y palpos negros, el frente del macho es más ancho que en *L. elongata* (Whithworth, 2006; Byrd y Castner, 2010b).



Figura 6. Especimen de *L. silvarum*.

Esta especie ha sido encontrada como parásito de anfibios y encontrada en cadáveres de anfibios. Es posible que mate a los anfibios a los cuales parasita. Son moscas activas temprano en la mañana y algunas se encuentran activas hasta muy

tarde en la tarde y en condiciones de muy poca luz. Este comportamiento podría ser altamente significativo en investigaciones forenses (Byrd y Castner, 2010b).

2.5.5.7. *Lucilia cuprina* Wiedemann, 1826

Nombre común: Mosca de bronce botella, larva australiana de la oveja.

Esta especie es de distribución neártica, está muy relacionada a *L. sericata*. Sin embargo *L. sericata* es más tolerante al frío. *Lucilia cuprina* es encontrada más comúnmente en la porción sur de su rango de distribución, particularmente en el sureste de Estados Unidos. Los especímenes colectados de Norteamérica tienen diferencias morfológicas de las encontradas en Asia, África y Australia. La mosca bronce botella mide de 6 a 8 mm de longitud y es de un color verde-amarillo metálico a cobrizo apagado (Byrd y Castner, 2010b).

Usualmente esta especie 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 (Figura 7). El frente más amplio en *L. cuprina* permite separar fácilmente a los machos de cada especie. Una sola seta por debajo de la seta vertical interna versus 2-5 setas en *L. sericata* distinguirá a los especímenes de ambos sexos. Este carácter 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. Presenta tres setas acrosticales postsuturales (Whitworth, 2006; 2010).

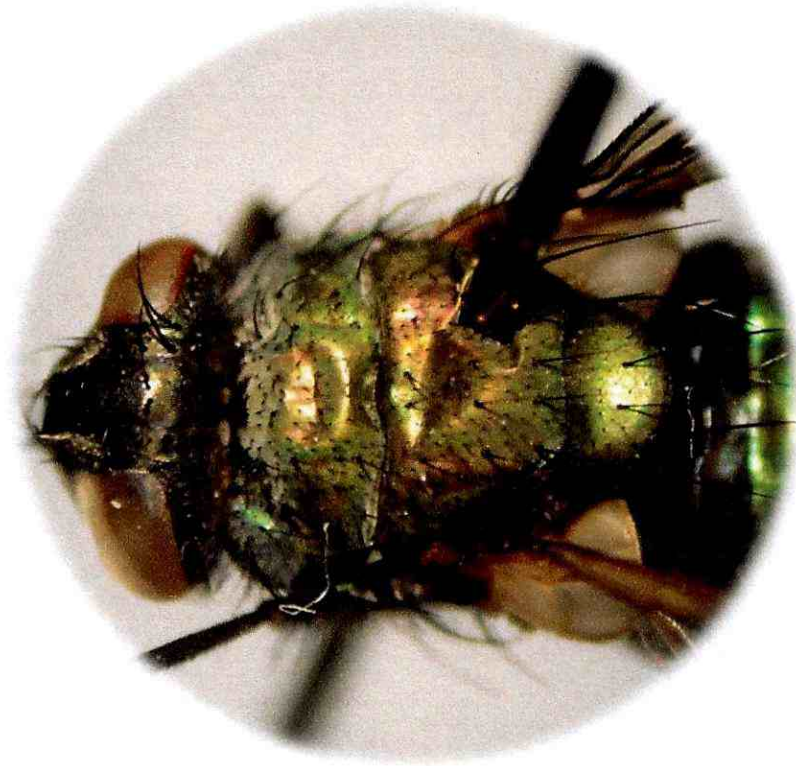


Figura 7. Vista dorsal de *L. cuprina*.

Parece que los adultos prefieren el excremento a la carroña, pero son comúnmente encontrados en ambos, además de frutas en descomposición. Son frecuentemente observados posando en el suelo o la vegetación próximos a una fuente de alimento y vuelan rápidamente cuando son molestadas, eso hace difícil su colecta. Las larvas de esta especie son más frecuentemente encontradas sobre carroña y los adultos son comúnmente atraídos a la fruta (Byrd y Castner, 2010b).

La mosca bronce botella es abundante desde la primavera al otoño. Comúnmente se encuentra cerca y dentro de las casas. Es bien sabido que esta especie es causante de miasis tanto en humanos como en animales (Byrd y Castner, 2010b).

2.6. La Familia Sarcophagidae

Esta familia es de dípteros es casi cosmopolita con más de 2,000 especies descritas en alrededor de 400 géneros; aproximadamente 327 especies están consignadas para 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).

Los sarcófágidos o moscas de la carne son muy similares a algunos califóridos, pero son generalmente negruzcas con rayas grises en el tórax (nunca metálicas). Los adultos son insectos comunes y se alimentan de varios materiales que contienen azúcar tales como el néctar, savia, jugos de fruta y miel. Las larvas varían considerablemente en hábitos y generalmente se alimentan de algún tipo de material animal (Triplehorn y Johnson, 2005).

El nombre en latín de esta familia significa "que se alimentan de carne". Muchos son carroñeros, es decir, se alimentan de animales muertos. Algunos son parásitos de otros insectos (especialmente de varios escarabajos y saltamontes); además de la carroña, algunos miembros de esta familia pueden también alimentarse de excremento y carnes expuestas a la intemperie. Unos cuantos son parásitos de vertebrados, es decir, son causantes de miasis y por lo general desarrollan pústulas en la piel y algunas de estas ocasionalmente infestan humanos, además de que es bien sabido que pueden ser involucrados en la transmisión mecánica de enfermedades. Muchas especies (la mayoría de *Miltogramminae*) ovipositan en nidos de abejas y avispas, donde sus larvas se alimentan sobre el material con el cual estos nidos son provisionados. (Triplehorn y Johnson, 2005; Byrd y Castner, 2010b).

Los sarcófágidos son moscas robustas, en su mayoría de color gris pardo, midiendo de 2.5 a 18 mm. El tórax usualmente con tres rayas longitudinales. Abdomen con un patrón a cuadros, con rayas, con bandas o con manchas; márgenes que cambian desde café a negro o de color oscuro a pálido dependiendo de la incidencia de la luz; especialmente la parte terminal del abdomen, en ocasiones parcial o completamente rojo. Las facetas en los ojos ligeramente agrandadas en su parte anterior. Machos con caracteres sexuales secundarios como siguen: frente de cierta manera adelgazado, en raras ocasiones con setas orbitales proclinadas o verticales exteriores excepto en la tribu *Miltogrammiini*; setas torácicas y pile frecuentemente más largas, finas y más erectas; patas medias y traseras en ocasiones vellosas; tarsos anteriores, ocasionalmente ornamentados. Uñas y pulvillas alargadas en el macho, menos alargadas en la hembra; sexos en ocasiones con diferente color corporal (Shewell, 1987b).

Las hembras de *Sarcophagidae* son larvíparas o vivíparas y raramente ovovivíparas, depositan larvas de primer estadio sobre carroña o cadáveres frescos. Debido a ello muchas especies de esta familia son de interés forense (Shewell, 1987b; De Arriba y Costamagna, 2006).

Las larvas de los sarcófágidos tienen los espiráculos posteriores localizados en hoyo o depresión en el extremo del abdomen, el cual está rodeado de tubérculos carnosos. Este carácter puede ser usado para diferenciar entre larvas de califóridos y sarcófágidos. Las especies de sarcófágidos son similares unos a otros tanto en estado adulto como en los estadios larvales, y notoriamente difíciles de identificar. Las larvas deben ser criadas siempre hasta el estado adulto para facilitar la identificación positiva de especies (Byrd y Castner, 2010b).

Los sarcófágidos son atraídos a la carroña bajo casi todas las condiciones, incluyendo lugares soleados, en sombra, seco, húmedo, interiores y exteriores. Pueden ser encontrados asociados con cadáveres durante los estados de descomposición tanto tempranos como tardíos. Las hembras de Sarcophagidae no ovipositan sino que son larvíparas, y por lo tanto las masas de huevos encontrados en restos humanos no pueden ser atribuidas a sarcófágidos. El periodo de tiempo necesario para el desarrollo del huevo debe también ser eliminado cuando se calcula un IPM basado en datos e indicios de sarcófágidos (Byrd y Castner, 2010b).

2.6.1. Sistemática de la familia Sarcophagidae

La sistemática de la familia Sarcophagidae es debatida y poco clara. Algunos especialistas que objetan el empleo de estructuras no comunes a ambos sexos y siguen la nomenclatura tradicional, distinguen sólo dos géneros: *Sarcophaga* y *Wohlfahrtia*. Otros, separan a *Sarcophaga* en varios géneros diferentes reconociendo alrededor de 400, los cuales resultan imposibles de identificar únicamente con el estudio de las hembras. Los órganos sexuales del macho en la mayoría de los casos, presentan la prueba final de la relación entre las especies y entre los géneros (De Arriba y Costamagna, 2006).

Shewell (1987b) presenta una revisión de los trabajos previos sobre la taxonomía de los sarcófágidos, afirmando que los primeros escritores sobre esta familia usaron *Sarcophaga* en el sentido más amplio cuando describían nuevas especies. Shewell (1987b) señala que Aldrich (1916) no hizo divisiones de subfamilia o tribu sino que él supuso que los géneros con arista desnuda pertenecían a Tachinidae, y no fue hasta que Baer (1921) y Maloch (1923) pusieron atención al

carácter exclusivo de Tachinidae de un subescutelum agrandado, que Allen (1926) fue capaz de conjuntar y revisar en la tribu Miltogrammini.

La clasificación de Townsend (1937, 1938), la cual dividió a los sarcófagidos en seis tribus, era bastante confusa y aportó muy poco a la filogenia de ésta familia. Los numerosos y cuidadosos estudios de Rodendorf (1937, 1967) han llevado al reconocimiento de los tres grupos principales: Sarcophaginae, Paramacronichiinae (como Agriinae) y Miltogrammatinae y unos pocos géneros de posición incierta: *Macronychia*, *Chrysogramma* y *Sarcotachina*, los cuales también se les dio el rango de subfamilia. La clasificación de Kurahashi (1927, 1975) es idéntica con la de Rodendorf, aunque Downes (1955, 1965) ha presentado una visión ligeramente diferente, con la tribu Miltogrammatini (incluyendo *Macronychia*) y Paramacronychiini (como Agriini) tratados como tribus de la subfamilia Miltogrammatinae (Pape, 1987).

En el trabajo de Pape (1987), Sarcophagidae es dividida en tres subfamilias: Miltogrammatinae, Paramacronychiinae y Sarcophaginae. *Macronychia* (el único género de Macronychiinae) ha sido incluido en Miltogrammatinae, la relación como un grupo hermano entre *Macronychia* y el resto de Miltogrammatinae parece no ser justificado.

En Brasil Lopes (1939, 1943, 1946, 1950, 1956a, 1956b), empezó una serie de estudios con fauna neotropical, aplicando los géneros de Townsend tanto como era posible, con redescpciones acompañadas por figuras detalladas, incluyendo especies neárticas en algunos casos. En su clasificación (Lopes, 1969) reconoce 4 subfamilias, separando Miltogramminae en dos grupos y elevando a Paramacronychiini al estatus de subfamilia. Las tribus de Sarcophaginae establecidas por Lopes (1969), son difíciles de establecer de los muchos géneros

extralimitados. Sin embargo, su tribu Sarcophagulini es la misma que Sarothromyiini del trabajo de Shewell (1987b) y Raviniini es la misma en ambos. Su tribu Tephromyiini corresponde a Protodexiini más Impariini. Él no fue más allá para dividir Sarcophagini. El trabajo de Roback (1954) es importante porque su análisis cuidadoso y detallado de la estructura del aedago (estructura muy pequeña en la genitalia del macho utilizada para la copulación), suplementado por dibujos de casi 150 especies. La validez de su clasificación, basada en la presunta evolución de este órgano desde un tipo muscoide hipotético ancestral, no ha podido ser comprobado. Sin embargo, sobre la base de otros caracteres usados en el tratamiento que da Shewell (1987b), existe concordancia plena de la subtribu Raviniina y correspondencia parcial en las subtribus Boettcheriina y Servaisiina.

Downes (1955) realizó por primera vez la más alta clasificación de Sarcophagidae. Usando nuevos caracteres tanto de adultos como de larvas de primer estadio, este autor mostró claramente que las tribus Miltogrammini y Paramacronychiini debían combinarse en una sola subfamilia como grupos hermanos de Sarcophaginae. Los caracteres de Downes son válidos para la fauna del Viejo Mundo. El trabajo de autores europeos también ha sido consultado, especialmente la clasificación paleártica de Rodendorf (1937, 1965).

Las diferencias en larvas del primer estadio proporcionan pistas valiosas a las relaciones en esta familia, pero hasta hoy muy poca atención se ha puesto a estas. Thompson (1921) realizó estudios útiles en Miltogramminae del Viejo Mundo.

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.

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

Aunque Shewell (1987b) propone la agrupación de Sarcophagidae en dos subfamilias (Sarcophaginae y Miltogramminae), hay trabajos anteriores como el de Aldrich (1916) en donde presenta para Norteamérica 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 relativamente 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 sarcófagidos 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.

Según Strobl (1894), Sarcophagidae es dividida en Sarcophaginae, Miltogramminae, Paramacronychiinae y Macronychinae. Pape (1996) considera únicamente tres subfamilias (Sarcophaginae, Miltogramminae y Paramacronychiinae) y en opinión de Verves (1989), la clasificación de Lopes (1969) es la más filogenética.

Lopes (1969) dividió a Sarcophagidae en Sarcophaginae, Miltogrammatinae, Paramacronychiinae y Macronychinae; Macronychiinae y Miltogrammatinae son dos grupos que no están relacionados estrechamente en sus líneas filogenéticas; cada uno de ellos tiene autapomorfias específicas y Paramacronychiinae y Sarcophaginae son los dos grupos hermanos.

Por lo tanto, a continuación se presentan las subfamilias propuestas por Lopes (1969) con descripciones de Rognes (1986), Pape (1987) y Szpila y Pape (2005, 2007).

2.6.1.1. Subfamilia Miltogrammatinae o Miltogramminae

Moscas de tamaño pequeño. Arista desnuda. Gena de perfil mucho más estrecho que la mitad de altura de los ojos. Prosterno, propleura y basisternum desnudos. Coxas posteriores desnudas por atrás. Espiráculo posterior del tórax operculado con lóbulos desiguales o como en los rinofóridos con dos franjas subiguales. Postabdomen del macho con un T6, un compuesto T7 + 8, y un epandrium. Espiráculo VI en la membrana, espiráculo VII en T7 + 8. *Processus longus* o esclerito baciliforme (Cumming y Wood, 2009) [también conocido en alemán como "*langfortsatz*", es una estructura apareada en forma de bastón en la genitalia masculina (Malipatil y Ridland, 2011)] ausente o presente. Epifalo ausente o presente. Las especies de esta subfamilia prefieren hábitats secos y están asociados con himenópteros cavadores, siendo sus larvas parásitos, depredadores o huéspedes en sus nidos (Rognes, 1986).

Según Pape (1987) los miltogrammatinos son generalmente de tamaño pequeño a mediano, pero unas pocas especies de partes más cálidas del Viejo Mundo pueden ser un poco más grandes.

Los miltogrammatinos tienen ojos largos y las facetas frontales algunas veces muy alargadas en las hembras. Frente igualmente amplio y con setas orbitales proclinadas en ambos sexos. Arista desnuda a micropubescente, raramente plumosa o con pelos cortos. Notopleura con 2 setas fuertes y con o sin pelos adicionales. Katepisternum usualmente con 2 setas raramente 2:1 ó 3:1. Katepimerón separado del merón (rayo coxopleural presente). Tibia media usualmente con una seta visible, rara vez con 2. Coxa trasera desnuda en su superficie posterior. Calipteres agrandados. Terminalia del macho con 3 segmentos. Aedago con una sola placa dorsal no dividida y falotremo terminal. Epifalo usualmente presente (Pape, 1987).

Las especies de sarcofágidos de la subfamilia Miltogrammatinae son biológicamente interesantes ya que la gran mayoría son cleptoparásitos en nidos de himenópteros aculeados (Aculeata) solitarios. Esta asociación biológica parece haber estimulado la diversificación morfológica externa de la larva de primer estadio (Pape, 1987; Szpila y Pape, 2005; 2007).

2.6.1.2. Subfamilia Macronychiinae

Son moscas de color gris, usualmente de tamaño mediano (longitud del cuerpo de 7-10 mm), algunas veces pequeño (4 mm) o grande (13 mm). Presentan un leve dimorfismo sexual. Frente sobresaliente, placa parafacial amplia y setulosa; gena alta. Gena en perfil de la mitad de la altura del ojo. Cabeza en perfil más corta en la vibrissa que en la lúnula. Prosternun, propleura y basisternum desnudos. Coxa

trasera desnuda por atrás. Espiráculo posterior no operculado similar al espiráculo en Rinophoridae, con pelos muy cortos a lo largo del borde circular ventralmente, desarrollado tanto en los márgenes anterior y posterior. Macho con postabdomen con un T6 libre, T7 y T8 parcial o completamente separados y un epandrio. T6 y T7, cada uno con una fila transversal de setas fuertes. Espiráculo VI en membrana, espiráculo VII en T7. *Processus longus* o esclerito baciliforme presente. Epifalo presente. Postabdomen de la hembra desarrollado como un ovipositor puntiagudo negro perforador en algunas especies (Rognes, 1986; Verves y Khrokalo, 2006).

Cabeza con vista de perfil a nivel de las vibrisas claramente más corto que en la lúnula. Proepisternum desnudo. Flagelómero 1.1–2.2 veces más largo que el pedicelo, arista casi desnuda o pubescente microscópicamente, engrosada de 0.4–0.7 veces en la base. Vibrisa bien desarrollada y situada muy por encima del margen inferior de la cabeza. Tórax con varias vittas amplias y negras en el dorso. Espiráculo posterior no operculado, sin lóbulos, con pelos muy cortos a lo largo del borde circular ventralmente, desarrollado tanto en los márgenes anterior y posterior. Coxa trasera desnuda. Uñas y pulvilia de ambos sexos fuertes y alargados. Alas hialinas o algunas veces parcialmente oscuras, celda r4+5 abierta en el margen del ala; vena R₁ desnuda. Abdomen gris polinoso (se refiere al aspecto blanco polvoso de una superficie producido por pelos microscópicos), con 3 manchas oscuras triangulares alargadas más o menos desarrolladas en cada terguito, algunas veces indistintas o ausentes. Postabdomen del macho: 6º terguito bien desarrollado, con setas marginales, epifalo usualmente presente, algunas veces ausente; distifalo y basifalo ligeramente unidos; procesos lateral y medial del parafalo ausentes; protuberancia dorsal del distifalo más o menos distintos, con espinas; acrofalo corto. En las

hembras, 10° terguito abdominal más pequeño, 8° terguito en algunas especies (subgénero *Macronychia* s. str.) modificado en ovipositor alargado en forma de espina (Rognes, 1986; Verves y Khrokalo, 2006).

Macronychia es el único género que pertenece a esta subfamilia (Rognes, 1986; Verves y Khrokalo, 2006).

Las especies de *Macronychiinae* están asociadas biológicamente con Hymenopteros subterráneos (Rognes, 1986).

2.6.1.3. Subfamilia Paramacronychiinae

Son moscas de tamaño mediano a grande. Arista larga pubescente o desnuda, prosternum, propleura y basisternum desnudos aunque en *Dexagria* propleura peluda (Rodendorf, 1978). Coxa trasera desnuda por atrás. Espiráculo posterior del tórax operculado, lóbulo posterior más grande que el posterior. Postabdomen del macho con T6, T7 y T8 todos fusionados en un único esclerito grande en frente del epandrio. Presentando al menos una fila transversal de setas fuertes cerca del margen anterior. Detrás de esta fila se localiza una sutura indicando el margen posterior de parte del T6. Espiráculo VI y VII en el esclerito T6+T7+T8. Surestilo algunas veces fusionados con el epandrio. *Processus longus* o esclerito baciliforme ausente o muy fuertemente reducido. Epifalo ausente o presente. Las larvas están asociadas con otros insectos vivos o muertos. Miembros de algunos géneros de esta subfamilia son conocidos como causantes de miasis en humanos (Rognes, 1986; Pape, 1987).

El frente de la hembra es amplio y con setas orbitales proclinadas, frente del macho estrecho y sin setas orbitales proclinadas, excepto en *Sarcophila* donde el

frente es igual de amplio en ambos sexos. Arista antenal desnuda o peluda. Notopleura con 2 setas fuertes y frecuentemente con pelos adicionales. Katepimeron separado del merón con rayo coxopleural presente. Tibia media con 2 setas fuertes visibles. Segmento protandrial resultante de la fusión del T6 y sinterogosternito 7+8, distintamente angular en perfil; una fila de setas fuertes marca el origen segmental del esclerito (Rognes, 1986).

La biología es diversa, variando desde necrófagos y depredadores de caracoles hasta parásitos/parasitoides de mamíferos y varios insectos (Pape, 1987).

2.6.1.4. Subfamilia Sarcophaginae

Es un grupo bien definido de especies de tamaño mediano a grande (raramente pequeño). Arista con pelos largos en la mitad basal. Prosternum y basisternum peludos. Propleura desnuda. Coxa trasera peluda por atrás. Espiráculo posterior del tórax operculado, con lóbulo posterior grande. Rayo coxopleural ausente. Postabdomen del macho con T6 reducido a estrechas bandas transversas, con pelos largos o completamente ausentes. T7+8 (primer segmento genital) sin indicaciones de suturas y nunca con fila transversal de setas cerca del margen, pero frecuentemente con fila marginal. Espiráculo VI en membrana, espiráculo VII en T7+8. Surestilo pequeño. *Processus longus* o esclerito bacilforme muy fuertemente reducido. Epifalo ausente. Algunas especies tienen larvas que son saprófagas, desarrollándose en excremento, carroña de tamaño pequeño u otro tipo de material animal en descomposición. Unas cuantas especies son conocidas como causantes de miasis en humanos. Varias especies son parasíticas en varios tipos de

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 intervalo postmortem (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, más que la determinación del tiempo *per se* (Goff, 1993).

2.7.1. Consideraciones en la estimación del IPM

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

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 unas conclusiones definitivas (Magaña, 2001).

2.7.2. Curvas de crecimiento, ciclo vital del insecto y requerimientos de temperatura durante el desarrollo insectil

La observación clave respecto al desarrollo de los insectos es que el tiempo de desarrollo depende de la temperatura. Por supuesto el crecimiento y desarrollo de todos los organismos es dependiente de la temperatura, pero para los organismos con temperatura corporal constante, podemos hablar de desarrollo en términos de tiempo, sin considerar explícitamente la temperatura (Higley y Haskell, 2010).

Todo el crecimiento depende de la temperatura debido a que las reacciones bioquímicas que son las que determinan las bases del desarrollo dependen de ésta. Desafortunadamente, la idea de que el desarrollo es únicamente una función de enzimas limitantes de la tasa de crecimiento ignora la importancia potencial de otros factores, tales como la permeabilidad de la membrana (Higley y Haskell, 2010).

Existen tres maneras de medir el desarrollo de los insectos: fisiológica, curvilínea y lineal. Sin embargo, el método fisiológico (basado en el modelo de Sharp y DeMichele) parece tener sólo validez teórica comparado con el método curvilínea, así que puede ser más exacto hablar únicamente de dos métodos: curvilínea y lineal. La manera lineal se aproxima más de la curva de crecimiento como una línea, con cortes en temperaturas altas y bajas. Tanto el método curvilínea y lineal son métodos de regresión (Higley y Haskell, 2010).

Si el modelo de referencia para el desarrollo de las especies es una curva de crecimiento, entonces la mejor estimación para la edad de una larva es el valor correspondiente a su tamaño en la curva. Esto es, una línea horizontal del valor de la longitud o peso de la larva que cruzará la curva de crecimiento directamente sobre su edad. Este cálculo es probablemente el más preciso si la intersección ocurre donde la curva de crecimiento es más inclinada, debido a que un pequeño cambio en el tamaño resulta en solo un pequeño cambio en la estimación de la edad. Las curvas de crecimiento larval, presentan un crecimiento lento durante los dos primeros estadios larvales y una lenta disminución en tamaño entre la fase en que dejan de alimentarse en el tercer estadio y la pupación. En estas regiones planas de la curva otra información puede ser tan útil como el tamaño para la estimación de la edad de la larva (Wells y Lamotte, 2010).

Los modelos lineales de desarrollo asumen un incremento constante en la tasa de desarrollo con temperaturas que van en aumento. Más allá de esto, asume que el desarrollo no ocurre debajo del umbral mínimo de temperatura, y una tasa de desarrollo constante ocurre por arriba de este hasta alcanzar el umbral máximo. Los modelos lineales son más comúnmente llamados modelos de grados día debido a que el desarrollo es respecto a la temperatura encima del umbral mínimo de desarrollo multiplicado por el tiempo (Higley y Haskell, 2010).

Una vez que la temperatura se determina tanto a umbral mínima como los grados día acumulados para cada evento del ciclo de vida, sólo resta calcular los grados día con datos de temperaturas reales (Higley y Haskell, 2010).

Este modelo de grados días incluye la estimación del área por debajo de una curva de temperatura diaria que se encuentra por encima de la temperatura umbral

mínima de desarrollo. Los registros de temperatura pueden proveer una determinación de grados días más exacta (Higley y Haskell, 2010).

Generalmente, temperaturas más bajas disminuyen la tasa de crecimiento y desarrollo de insectos y plantas. Los grados días acumulados representan las unidades de energía térmica disponibles para el crecimiento de un organismo. Una "temperatura de base" representa la temperatura a la que el proceso biológico de crecimiento esencialmente se detiene. El método más simple usado para estimar la cantidad de grados días para un solo día es el método de mínimas y máximas. Otros métodos incluyen el uso de aproximaciones trapezoidales, el seno simple y seno doble. Todos estos métodos son los métodos lineales, ya que la tasa de desarrollo se presume que es lineal con respecto a la temperatura (Wilson y Barnett, 1983; Reed, 2009)

El desarrollo termal del insecto es una herramienta poderosa de la entomología forense. Dada la complejidad del desarrollo del insecto y los muchos factores que influyen sobre el desarrollo, la determinación del desarrollo del insecto es necesariamente un proceso de estimación (Higley y Haskell, 2010).

2.8. Usos e implicaciones médicas de los dípteros

Algunas especies de Calliphoridae y Sarcophagidae son parásitos de vertebrados, es decir, son causantes de miasis y por lo general desarrollan pústulas en la piel y algunas de estas ocasionalmente infestan humanos, además de que pueden estar involucrados en la transmisión mecánica de enfermedades (Byrd y Castner, 2010b).

2.8.1. Miasis

El término miasis comprende a todo un grupo de enfermedades que acontecen en el hombre y en otros vertebrados a causa de la parasitación tanto interna como externa, por larvas de dípteros (Torruella, 1996). La palabra miasis se deriva de dos vocablos griegos, *Myia*= mosca y *Sis*= formar, generar (López, 2006).

Las especies capaces de producir miasis pueden colocarse en tres grandes grupos (Torruella, 1997):

- Dípteros productores de miasis accidentales o facultativas.
- Dípteros productores de miasis semiobligadas o semiespecíficas.
- Dípteros productores de miasis obligadas.

El primer grupo, por su carácter accidental, carece de interés desde el punto de vista epidemiológico, cosa que no sucede con los restantes.

Entre los géneros de Calliphoridae que causan miasis se encuentra a *Chrysomya*, *Cochliomyia* y *Lucilia* principalmente (Buseti *et al.*, 2004; Talari *et al.*, 2004; Byrd y Castner, 2010b).

Bercaea africa, *Helicophaela melanura*, *Liopygia argyrostoma*, *Liopygia crassipalpis*, *Myorhina nigriventris*, *Parasarcophaga albiceps*, *Pandelleisca similis* y *Wohlfahrtia magnifica*, son algunas de las especies de Sarcophagidae causantes de miasis en humanos y animales (Hall *et al.*, 2009; Prado e Castro *et al.*, 2010).

2.8.2. Larviterapia

La utilización de organismos vivos para tratar enfermedades es una práctica cada vez más utilizada en el ámbito médico. La aplicación de larvas de moscas en

criar estos insectos en condiciones de laboratorio y la continua disposición para la toma de los huevos y su esterilización (Rey *et al.*, 2008).

En nuestros días, la terapia larval es utilizada comúnmente por médicos de diferentes clínicas y hospitales en muchos países del mundo como Israel, Alemania, Inglaterra, Suiza, Suecia, Australia, Ucrania, Tailandia, los Estados Unidos, Canadá, México, Brasil, Perú, Chile y Argentina (Palacios, 2008).

2.9. Drogas y toxinas en insectos

La entomotoxicología es el análisis de toxinas en los artrópodos (principalmente moscas y escarabajos) que se alimentan de carroña. Estudia la utilidad de los insectos como alternativa de muestras toxicológicas. El análisis cuidadoso de la comunidad de insectos encontrados en un cuerpo en descomposición, junto con el conocimiento de la biología del insecto, la ecología y las condiciones ambientales locales a menudo pueden proporcionar valiosos puntos de vista forenses. Estos puede incluir la estimación del tiempo desde la muerte, el movimiento de los restos después de la muerte, la indicación de lesiones ante mortem, y la presencia de drogas o toxinas (Goff y Lord, 2010; Murthy y Mohanty, 2010; Gosselin *et al.* 2011).

La entomotoxicología toma lugar en el cruce entre la zoología y la química y es una de las herramientas más recientes del armamento forense, resaltando que la entomotoxicología tiene dos principales áreas de enfoque, 1) la identificación y cuantificación de xenobióticos en artrópodos carroñeros y su importancia para la evaluación toxicológica de las causas y circunstancias de la muerte y 2) el estudio de

las larvas de dípteros. Cualquier estado alterado en el desarrollo de escarabajos y moscas puede indicar la presencia de toxinas en la carroña sobre la cual se alimentan (Goff y Lord, 1994).

La heroína acelera el crecimiento de las larvas de moscas y disminuye la tasa de desarrollo de la pupa. Este hecho aumenta el tiempo total de desarrollo desde huevo a adulto. La cocaína y la metanfetamina también aceleran el ritmo de desarrollo de las moscas (Goff y Lord, 1994; Introna *et al.*, 2001).

Algunos de los efectos de las toxinas en estos artrópodos dependen de la concentración de la toxina, mientras que en otras sustancias depende simplemente de su presencia. Por ejemplo, la cocaína hace que las larvas se desarrollen más rápidamente 36 (a 76) horas después de la eclosión. La cantidad de crecimiento depende de la concentración de cocaína en el área que está siendo alimentado. La cantidad de metanfetamina, por el contrario, afecta a la tasa de desarrollo de pupa (Gagliano-Candela y Aventaggiato, 2001).

Una posibilidad no probada es el análisis de pupas o casas pupales, la cual podría ampliar el plazo para el análisis en años o incluso en paleopatología. La medida en que las drogas se mantienen en niveles sucesivos de la cadena alimentaria es totalmente desconocida, las drogas incluso podrían ser detectables en los escarabajos que se alimentan de las larvas de mosca (Pounder, 1991; Campobasso *et al.*, 2004).

2.10. La importancia de la geografía y variación estacional en estudios de entomología forense

Los insectos son atraídos a un cuerpo inmediatamente después de la muerte y ellos colonizan la carroña en una manera predecible. Un cadáver, ya sea humano o animal, es un gran recurso alimenticio para un diverso número de criaturas, y soporta un gran ecosistema que cambia rápidamente a medida que se descompone. Cuando la secuencia de insectos colonizadores de carroña es conocida para un área dada y un conjunto de circunstancias, un análisis de la fauna artropodiana sobre una carcasa puede ser usada para determinar el tiempo de la muerte (Anderson, 2010).

Según MacGregor (1999a,199b), la colonización por insectos a carroña depende de muchos factores, pero uno de los más importantes es la región geográfica o zona biogeoclimática en la cual se encuentran los restos. La zona biogeoclimática define el hábitat, vegetación, tipo de suelo y condiciones meteorológicas del área. Esto obviamente tiene un impacto mayor en el tipo y especies de insectos presentes, así como la disponibilidad estacional. Esto afecta la descomposición de los restos, el cual impacta a los insectos que lo colonizan. Muchas familias de insectos carroñeros son relativamente ubicuas, pero las especies individuales involucradas en la descomposición varían de región a región. La descomposición en sí misma es también muy diferente en distintas zonas biogeoclimáticas.

Arnaldos *et al.* (2006), consignan que la fauna colonizadora de carroña está condicionada por múltiples factores, entre los que se encuentran las características del área biogeográfica y las propias del ambiente particular en que se halle el cadáver. Por ello, se hace necesario el conocimiento de la fauna regional para evitar

posibles errores en la interpretación de evidencias procedentes de casos forenses reales.

De acuerdo con Anderson (2010), el tiempo de colonización de grupos y de especies de insectos también varía grandemente con la región geográfica. Incluso cuando una especie es encontrada y está presente en muchas regiones diferentes, es posible que quizás haya diferencias intraespecíficas. La región geográfica obviamente tiene un mayor efecto en el tiempo de llegada de diferentes especies de insectos. Esto significa que los datos generados en una región o zonas biogeoclimáticas no deben ser usados para determinar el tiempo de la muerte en una región diferente. Las bases de datos deben desarrollarse para cada zona biogeoclimática en la cual los insectos están siendo usados para estimar el tiempo de colonización.

Anderson (2010), señala que existen bases de datos muy bien documentadas que cubren la mayor parte de las principales zonas biogeoclimáticas, la mayoría de las zonas abarcan áreas muy grandes, y hay muchas variaciones entre estas zonas. Incluso en cortas distancias puede haber mucha diferencia en microclimas que pueden tener un efecto sobre la descomposición y colonización.

Las estaciones tienen su principal impacto en el clima y en la fauna y la flora de una región. Por lo tanto la colonización faunística de un cuerpo también es influenciada por ésta. Muchas especies de Calliphoridae varían en abundancia dependiendo de la estación (Anderson, 2010).

Según Arnaldos *et al.* (2006) no es recomendable utilizar datos entomológicos de otras regiones cuando se trata de resolver un caso en concreto para una zona en particular. No debe olvidarse que los sistemas biológicos, entre ellos la comunidad

entomosarcosaprófaga, no son sistemas exactos sino que gozan de una variabilidad notable aún dentro de unos patrones de funcionamiento determinables y predecibles.

Además de los califóridos, muchos otros insectos carroñeros se ven afectados por la estación y tienen picos específicos de actividad. Por lo tanto el tiempo de colonización para algunas especies puede estar menos relacionado al tiempo después de la muerte y más a la estación (Anderson, 2010).

Así pues, la realización de estudios sobre fauna sarcosaprófaga de áreas reducidas o biotopos concretos es de suma importancia en entomología forense. La información de ellos derivada formaría parte de una base de datos de valor incalculable para el entomólogo forense (Arnaldos *et al.*, 2006).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Sitio de estudio

El experimento se estableció en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro–Unidad Laguna, ubicada en el Ejido San Antonio de los Bravos, municipio de Torreón, Coahuila. La Comarca Lagunera se sitúa en un área biogeográfica denominada como Desierto Chihuahuense con una elevación de 1120 msnm. El clima predominante en la Región Lagunera es semidesértico con lluvias muy escasas durante el verano, registrándose precipitaciones anuales de 250 mm.

3.2. Trabajo de campo

3.2.1. Estudio preliminar

El estudio preliminar fue establecido el día 1 de febrero, a las 9:30 hrs., en el campo experimental de la UAAAN – UL con coordenadas 25°33'23" N y 103°21'59" W (Figura 8). Esta etapa se realizó para determinar el cebo ideal que sería usado como necrotrampa en las etapas subsecuentes del experimento. Se colocaron 3 cebos diferentes: cadáver de pollo, cabeza de cerdo e hígado de res.

Se realizaron dos etapas posteriores al estudio preliminar con el fin de abarcar las estaciones de primavera y verano, ya que en la Comarca Lagunera las condiciones climáticas varían significativamente entre ambas estaciones, por ende, la presencia de las especies colonizadoras de carroña también varía.



Figura 8. Sitio en donde se realizó el estudio preliminar y la primera etapa del experimento.

Los cebos se protegieron con jaulas 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. 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 9).



Figura 9. Jaula protegiendo la necrotrampa.

3.2.2. Primera etapa

Durante la primavera del 2010 se colocaron en el mismo sitio del estudio preliminar 4 cadáveres de pollo que fueron utilizadas como necrotrampas donde se colectaron adultos y hembras grávidas de Calliphoridae que se llevaron al laboratorio para colectar huevos

3.2.3. Segunda etapa

Esta etapa se desarrolló, en los jardines del Departamento de Parasitología (25°33'18" N, 103°22'26" W) de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro – Unidad Laguna ubicada en el Ejido San Antonio de los Bravos, Municipio de Torreón, Coahuila. Durante el verano del 2010, se colocaron cuatro cabezas de cerdo como necrotrampas (Figura 10).



Figura 10. Cabeza de cerdo usada como necrotrampa durante Julio del 2010.

La recolección de los adultos se realizó tres días después de colocarse los cebos, debido a que en el primer y segundo día no se observaron adultos de Calliphoridae en número suficiente. Para poder atrapar a los adultos de una manera más fácil se usó una especie de jaula hecha con armazón de madera y cubierta con

tela de tul en lugar de redes entomológicas (Figura 11). Después de ser colectados los adultos fueron llevados al laboratorio.



Figura 11. Captura de moscas adultas sobre las necrotrampas.

3.2.4. Recolecta de larvas LIII y prepupas de Sarcophagidae

Las recolectas se realizaron en las necrotrampas de la primera y segunda etapa, donde se colectaron larvas de tercer estadio y prepupas de Sarcophagidae, también fueron llevadas y criadas en el cuarto de cría del Departamento de Parasitología de la UAAAN-UL.

3.3. Técnicas de laboratorio

3.3.1. Manejo y cuidado de los dípteros en el laboratorio

Los adultos atrapados en campo, fueron llevados al laboratorio de Parasitología de la UAAAN-UL. Para poder separarlos por especie, los especímenes se adormecieron con CO₂ en una cámara de gases (Figura 12).



Figura 12. Cámara de CO₂ para adormecer los dípteros colectados.

Después de separar a los adultos por especie, éstos fueron llevados al cuarto de cría. Cada especie fue colocada en una jaula diferente para facilitar su manejo. Se les proporcionaba como alimento una solución de miel de abeja y agua (a razón de 2:10) (Figura 13). Fueron expuestas al fotoperiodo natural (día y noche), según la etapa del experimento.



Figura 13. Jaulas hechas de armazón de madera y cubiertas con tul.

Como sustrato para que las moscas ovipositaran se les colocó alrededor de 200 g de carne de res cubierta con papel aluminio formando una especie de abertura

para simular las cavidades oscuras donde ellas prefieren ovipositar de manera natural (Figura 14) (Yusseff, 2007).



Figura 14. Cámaras de cría con alimento y sustrato para la oviposición.

3.3.2. Colecta de huevecillos

Las hembras grávidas ovipositaron en las cámaras de cría. En ocasiones la masa de huevos estaba depositada sobre la carne de res y otras veces adheridos al papel aluminio. Para una colecta más eficiente y mejor registro de las oviposiciones se revisó el sustrato a intervalos de 10 a 15 minutos (Figura 15).

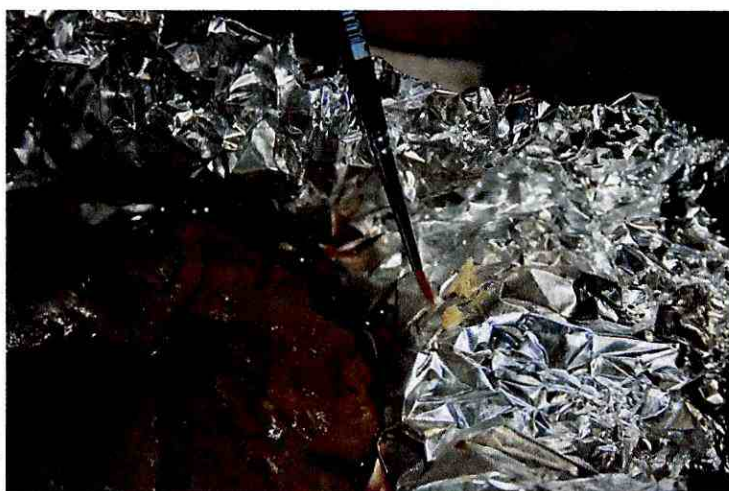


Figura 15. Las masas de huevecillos depositadas por las moscas.

Las masas de huevos se transfirieron sobre hígado de res (aproximadamente 50 g) dentro de un frasco de plástico de 150 ml, de los utilizados para urianálisis, en donde se puso previamente una toallita de papel húmedo en el fondo para absorber la humedad producida por la descomposición del hígado (Figura 16) (Valdés, 2009).



Figura 16. Masas de huevos en frascos de plástico de 150 ml.

3.3.3. Fijación y medición de larvas

De las masas de huevos obtenidas se obtuvieron larvas, y éstas se siguieron manteniendo y alimentando según la metodología utilizada por Valdés (2009). De estas poblaciones larvales se extraían muestras de 5 individuos cada 4 horas las cuales eran fijadas en agua caliente y posteriormente preservadas en tubos de ensayo con etanol al 70%. Poco después estas larvas fueron medidas con ayuda de un vernier mecánico bajo el microscopio estereoscópico (Figura 17). Se obtuvieron medidas de largo y ancho de los especímenes. Durante cada medición se observaron los espiráculos posteriores para determinar el momento de cambio de estadio larval. Estas observaciones y mediciones se realizaron hasta que se observaba que las larvas se encontraban en estado de prepupa o fase migrante.

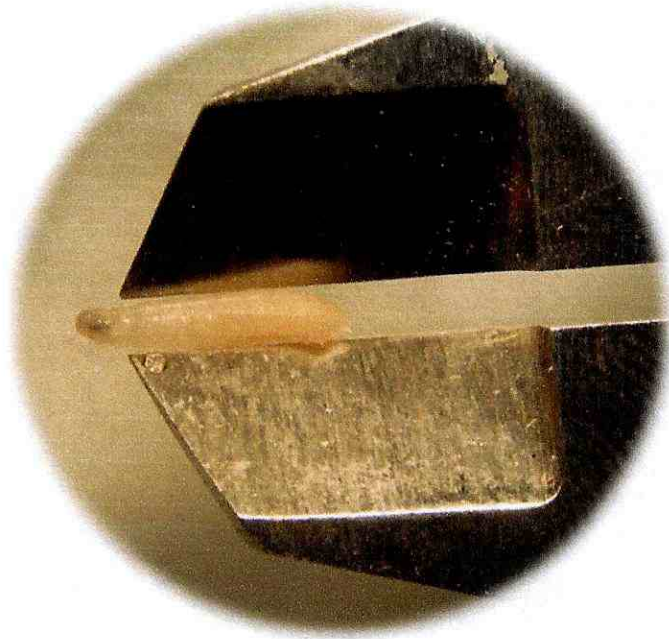


Figura 17. Mediciones de las larvas con vernier y microscopio estereoscópico.

Las larvas que llegaban al estado de prepupa se ponían a pupar en un frasco con aserrín para que completaran su ciclo y así obtener especímenes adultos y corroborar la identificación por especie.

Se llevó un registro de las temperaturas máximas y mínimas en el cuarto de cría, esto con la finalidad de poder obtener las unidades calor acumuladas durante todo el proceso de desarrollo de las moscas. Además se tomaron fotografías de las partes más distintivas entre especies

3.3.4. Cuidado de LIII y prepupas de Sarcophagidae

Las prepupas se colocaron en un frasco de vidrio de un 1 litro llenado hasta la mitad con aserrín (Figura 18). Los especímenes listos para pupar se introdujeron en el aserrín hacia el fondo del frasco, mientras que larvas que sólo daban vueltas sobre

el aserrín se trasladaron a un frasco de plástico y se alimentaron con 50 g de hígado de res y se pusieron a pupar al día siguiente



Figura 18. Frascos de vidrio con aserrín para la pupación de las larvas y prepupas de Sarcophagidae.

3.3.5. Preservación y montaje

Los adultos que emergieron, tanto de Calliphoridae como de Sarcophagidae, fueron transferidos a las jaulas de armazón de madera y tela de tul para poder ser alimentados con una solución de miel de abeja y agua (2:10) y así alcanzaran su completa madurez, posteriormente se preservaron en alcohol al 70%

Después se procedió a montar los especímenes con alfiler entomológico clavado en el lado derecho del mesonoto y colocados en una caja de colección entomológica.

La identificación se realizó hasta género y/o especie observando el espécimen con ayuda del microscopio estereoscópico. La mosca se colocó en un dispositivo giratorio ("*malacanchoncha*" genérico de un soporte para insectos de BioQuip) (Figura 19).



Figura 19. Dispositivo usado para facilitar la manipulación de los especímenes.

3.3.6. Biotipificación de sarcófagos

La biotipificación se realizó después de identificar a los especímenes a nivel género, tomando en cuenta las características anatómicas y morfológicas entre individuos del mismo género, para lo cual se utilizó la terminología manejada por Shewell (1987b) y Whitworth (2006). Los géneros fueron separados en grupos y cada grupo se describió detalladamente haciendo énfasis en las características distintivas (Figura 20). Se tomaron fotografías de las partes y estructuras mencionadas en la clave para su identificación.



Figura 20. Los dos géneros de sarcofágidos separados en biotipos.

Además de lo anterior se realizó una revisión de las colecciones de García (2008) y Valdés (2009) para cotejar y corroborar los géneros encontrados.

3.4. Manejo de datos

3.4.1. Califóridos

Se construyeron curvas de crecimiento con los datos obtenidos a partir de las mediciones de las larvas durante su desarrollo. De igual manera se calcularon las UCA respecto a las temperaturas registradas en el cuarto de cría. Para esto se utilizó el programa DDU 2.0 (Degree Day Utility) desarrollado por la Universidad de California. Las unidades calor fueron calculadas mediante el método de seno simple, tomando en cuenta una temperatura umbral mínima de 10° C según lo consignado por Higley y Haskell (2001) y Haskell (2009), así como lo referido para otras especies de califóridos que también se desarrollan bajo temperaturas similares, y una temperatura umbral máxima de 50° C con corte de la figura horizontal (Warren, 2006; Forero *et al.*, 2008).

Se revisaron varias las claves para la identificación a nivel especie, entre ellas, la de Ribeiro y Carvalho (1998), Wallman (2001), Amat *et al.* (2008), Amat (2009), Whitworth (2006, 2010) y Marshall *et al.* (2011).

3.4.2. Sarcófagos

Los especímenes adultos se identificaron y separaron por género. En una segunda separación, se determinaron los biotipos existentes en lo géneros identificados. La separación por biotipos se realizó, basándose en caracteres morfológicos externos, esto debido a que se carece de claves a nivel especie para los sarcófagos de esta región.

Es importante señalar que se revisaron los especímenes de sarcófagos de la colección de García (2008) y Valdés (2009) para corroborar los géneros encontrados en este estudio.

4. RESULTADOS

4.1. Estudio preliminar

Al terminar con las recolectas realizadas durante el estudio preliminar se contabilizaron los especímenes encontrados. De acuerdo a la abundancia se determinó que en las dos etapas siguientes del estudio se utilizaría cadáveres de pollo y cabezas de cerdo. El hígado de res se descartó como cebo útil ya que la humedad relativa en la región es de menos del 30%, haciendo que el hígado se seque rápidamente. Esto influye para que las moscas no acudan a alimentarse y tampoco depositen huevos ni larvas sobre él.

Durante esta etapa, establecida en el mes de febrero del 2010, se recolectaron especímenes adultos y larvas de *Ch. rufifacies*, *Ch. megacephala*, *Co. macellaria*, *L. sericata*, *L. eximia* y muy pocos especímenes de *L. silvarum*. También se colectaron especímenes de los géneros *Euboettcheria* y *Neobellieria* de la familia Sarcophagidae.

4.2. Curvas de crecimiento y unidades calor para especies de Calliphoridae

4.2.1. Primera etapa - Primavera

Durante esta fase se recolectaron 4 especies (*Ch. rufifacies*, *Ch. megacephala*, *Co. macellaria* y *L. sericata*) de la familia Calliphoridae, de las cuales se obtuvieron oviposturas en el laboratorio,

A continuación se presentan las curvas de crecimiento basadas en el tamaño larval (longitud y diámetro) y se muestran también las gráficas de las unidades calor

acumuladas (UCA) para cada estadio del ciclo de desarrollo de las distintas especies.

4.2.1.1. Desarrollo de *Chrysomya rufifacies*

El desarrollo larval a partir del huevo se llevó a cabo en el periodo que va del 8 al 12 de mayo del 2010. La eclosión se verificó a las 9.27 ± 3.085 horas después de la oviposición. Durante este tiempo se registró una temperatura promedio de 29.29°C en el cuarto de cría. Las larvas puparon 96 horas después de la eclosión (HDDE) del huevo (Figura 21).

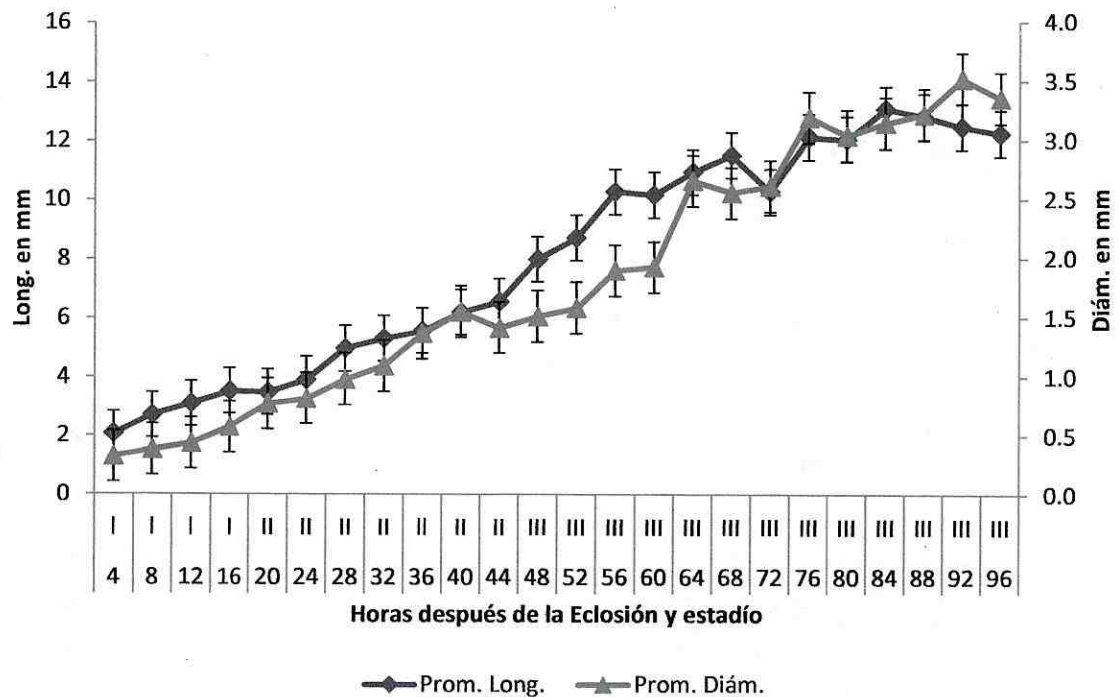


Figura 21. Promedio de crecimiento de larvas de *Ch. rufifacies*. Mayo del 2010.

Las larvas de *Ch. rufifacies* se mantuvieron como LI desde la eclosión hasta cerca de las 20 HDDE. Al medirlas a las 20 HDDE las larvas ya habían mudado a

segundo estadio, mientras que a las 48 horas éstas ya eran de tercer estadio y se mantuvieron así hasta las 96 HDDE. Puede verse también que el desarrollo de las larvas no se lleva a cabo como un proceso uniforme, es decir, que se observan algunas disminuciones tanto en longitud como en diámetro, lo cual puede deberse tanto al cambio de estadio así como a las mudas de cutícula dentro de un mismo estadio por el cambio de tamaño.

Las unidades de calor requeridas para completar el ciclo de vida de *Ch. rufifacies* casi a finales de la primavera se presentan en la Figura 22. Esta especie completó su desarrollo de huevo a adulto en un periodo de 10 días (del 8 al 17 de Mayo del 2010), durante dicho periodo de tiempo en el cuarto de cría se registró una temperatura promedio de 28.76° C (Máx. 33 °C, Mín. 25.20 °C).

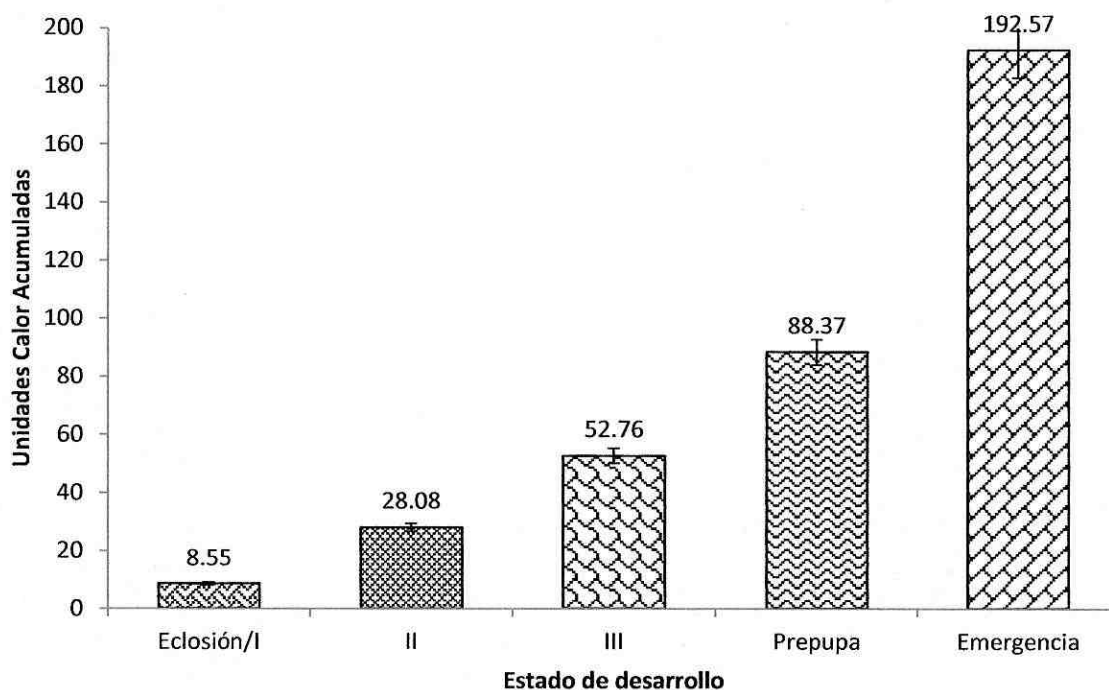


Figura 22. Unidades Calor Acumuladas para completar el desarrollo de *Ch. rufifacies*. Mayo del 2010.

Como se puede observar, se requirieron un total de 192.57 UC para pasar de huevo a adulto en un periodo de 10 días, en tanto que para eclosionar solo fueron necesarias 8.55 UC, para pasar de huevo a larva de segundo estadio se acumularon 28.08 UC, de huevo a larva de tercer estadio se necesitaron 52.76 UC y para llegar a la fase migrante se acumularon 88.37 UC.

4.2.1.2. Desarrollo de *Chrysomya megacephala*

En la Figura 23 se observa que las larvas pasaron un periodo de 76 horas alimentándose antes de pupar, además se observa una disminución en el diámetro y al mismo tiempo en la longitud larval, asociado al cambio de LII a LIII. La eclosión de se llevó a cabo a las 9.04 ± 2.79 horas después de la oviposición.

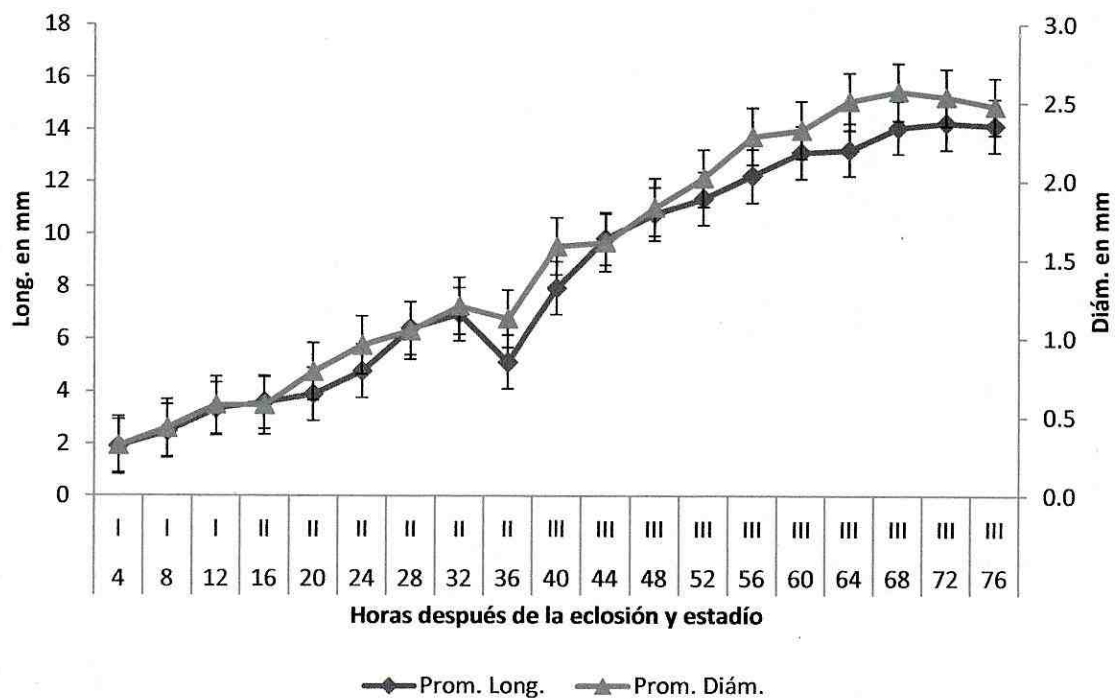


Figura 23. Desarrollo larval de *Ch. megacephala*. Mayo del 2010.

Las larvas de *Ch. megacephala* se mantuvieron como LI hasta las 12 HDDE y a las 16 HDDE se realizó el cambio de LI a LII, el cambio de larva de segundo a tercer estadio se llevó a cabo a las 40 HDDE. Puede verse una disminución brusca en las dimensiones larvales durante el lapso de tiempo que se verificaba el cambio de LII a LIII.

Un total de 176.27 UC se acumularon durante el ciclo de *Ch. megacephala*, esto ocurrió del 8 al 16 de Mayo del 2010, periodo durante el cual se registró una temperatura promedio de 28.79 °C (Máx. 33 °C, Mín. 25.20 °C) en el cuarto de cría (Figura 24).

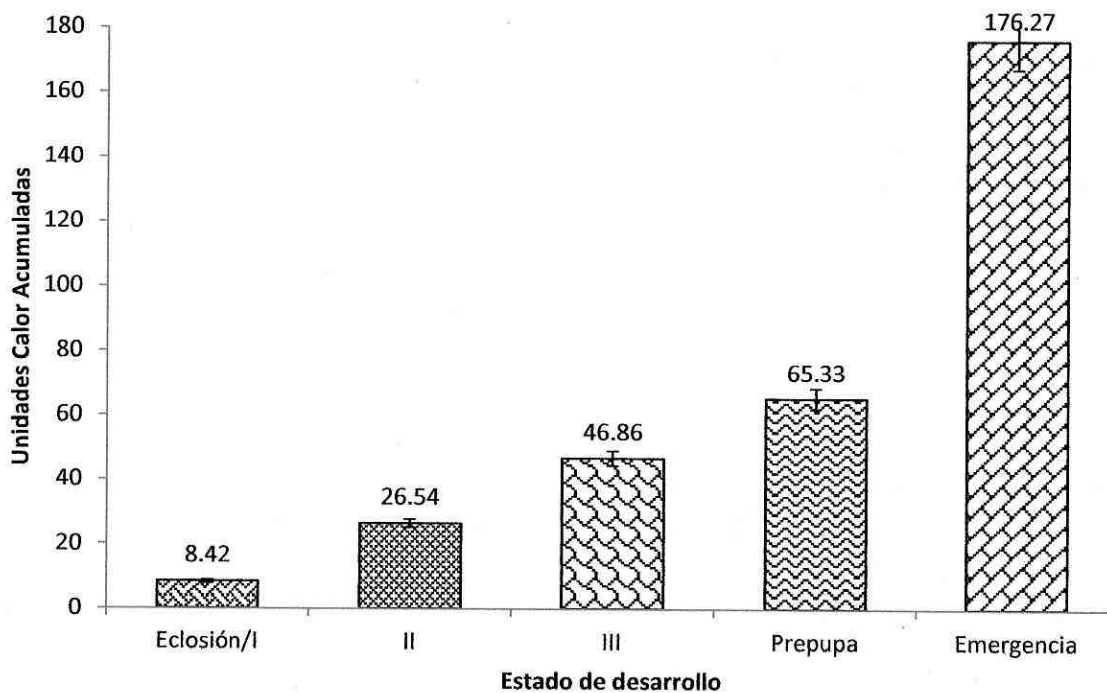


Figura 24. Unidades calor acumuladas por estadio de desarrollo, *Ch. megacephala*. Mayo del 2010.

4.2.1.4. Desarrollo de *Lucilia sericata*

La Figura 27, presenta el crecimiento promedio, tanto en longitud como en diámetro de las larvas de *L. sericata*. La eclosión de los especímenes de *L. sericata* durante la primavera se llevó a cabo a las 11.58 ± 1.92 horas después de la oviposición.

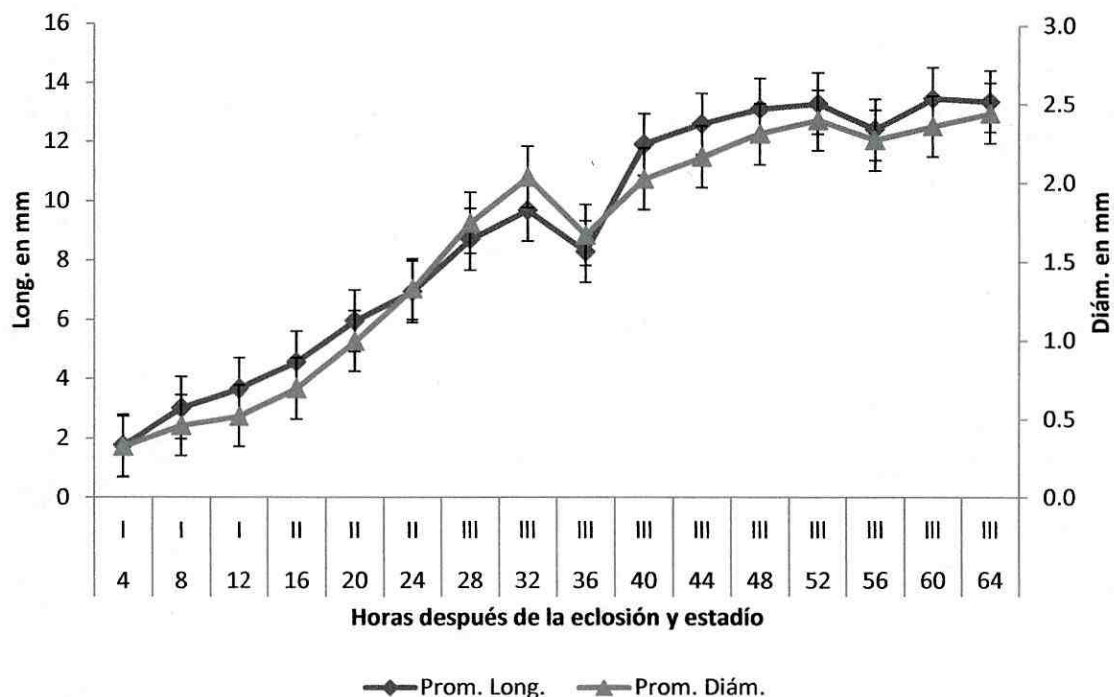


Figura 27. Curvas de crecimiento larval de *L. sericata*. Mayo del 2010.

El cambio de LI a LII se observó a las 16 HDDE, a las 28 HDDE se llevó a cabo el cambio de LII a LIII y a las 64 HDDE las larvas llegaron al estado de prepupa. Al igual que *Ch. rufifacies*, puede observarse que el desarrollo de las larvas no es un proceso de incremento uniforme, es decir, que se observan algunas disminuciones tanto en longitud como en diámetro, lo cual puede deberse a las mudas de cutícula dentro de un mismo estadio por el cambio de tamaño.

Las larvas de *L. sericata* se desarrollaron en un periodo de 12 días (del 8 al 19 de Mayo del 2010). Durante ese periodo de tiempo se registró una temperatura promedio de 28.70 °C (Máx. 33 °C, Mín. 25.20 °C) en el cuarto de cría. Se acumularon en total 242.52 UC para completar el ciclo de vida de esta especie (Figura 28).

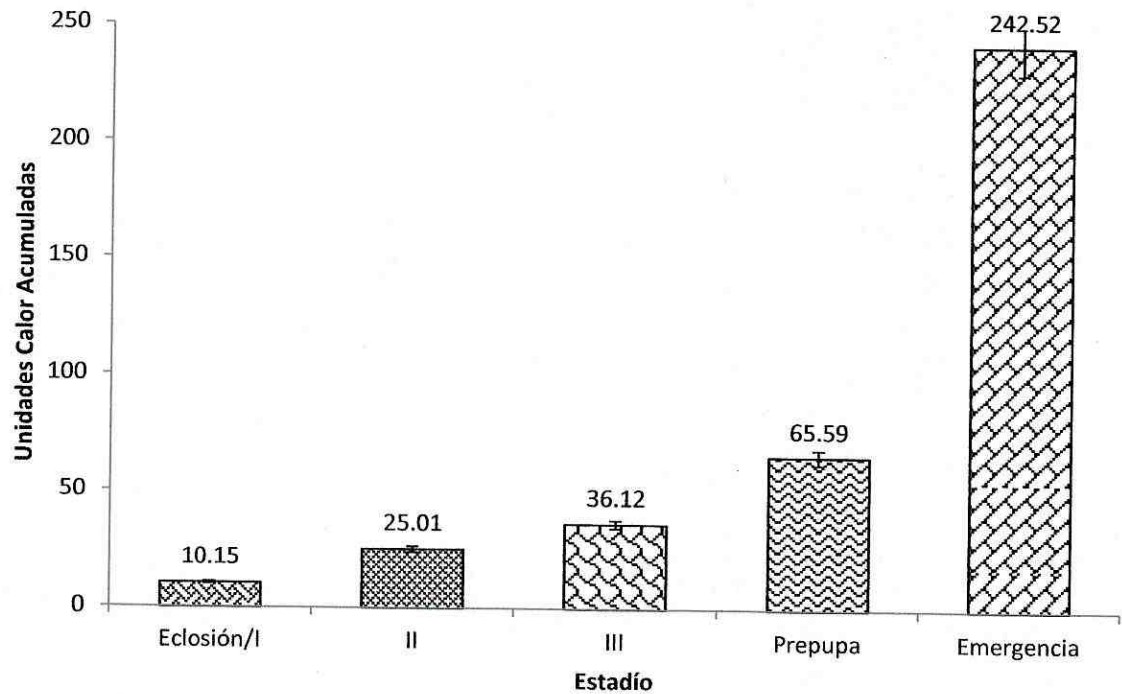


Figura 28. Unidades calor acumuladas por estadio de *L. sericata*. Mayo del 2010.

Aunque en menor número que las otras tres especies colectadas, se lograron recolectar masas de huevos para obtener datos suficientes y calcular las UC que se acumularon durante su desarrollo. Se necesitaron 10.15 UC para que los huevos eclosionaran, un poco más de 25 UC para pasar de LI a LII, 36.12 UC para pasar a LIII y 65.59 UC para que las larvas dejaran de alimentarse.

4.2.2. Segunda etapa - Verano

En Julio del 2010 se estableció la segunda etapa del experimento, en la cual se usaron como necrotrampas cuatro cabezas de cerdo. Se lograron coleccionar suficientes adultos y hembras grávidas de Calliphoridae. Sólo se obtuvieron ovipositoras de tres especies en el laboratorio (*Ch. rufifacies*, *Ch. megacephala* y *Co. macellaria*).

4.2.2.1. Desarrollo de *Chrysomya rufifacies*

En la Figura 29 se pueden observar las curvas de crecimiento, tanto en longitud como en diámetro de las larvas de *Ch. rufifacies* que se desarrollaron a principios de julio en el laboratorio. Es importante mencionar que la eclosión de esta especie durante el verano se verificó a las 8.42 ± 0.13 horas después de la oviposición.

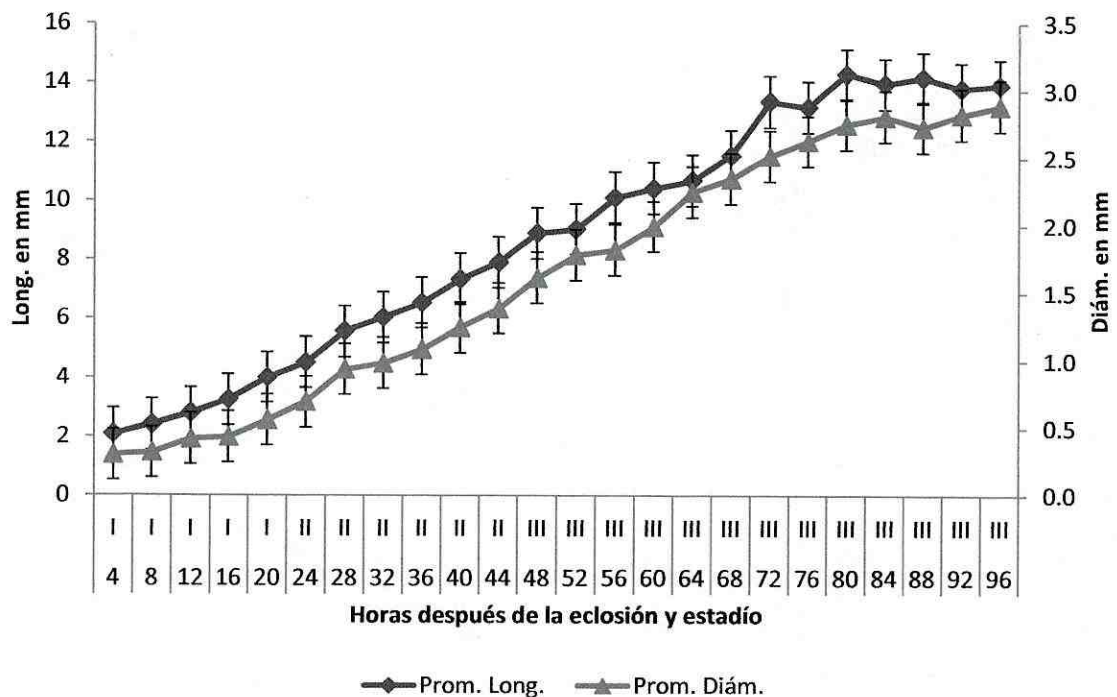


Figura 29. Curvas de crecimiento o de desarrollo larval de *Ch. rufifacies*. Julio del 2010.

Los cambios de estadio larvales de *Ch. rufifacies* se observaron en el siguiente orden: 24 HDDE las larvas pasan de primer a segundo estadio, a las 48 HDDE ya son de tercer estadio y la pupación se verificó a las 96 HDDE. Aunque las larvas puparon al mismo tiempo (96 HDDE) tanto en primavera como en verano, puede verse que en la primavera las larvas tienen un crecimiento más uniforme, es decir, sin tantas variaciones en las dimensiones como las registradas en las curvas de crecimiento en la primavera.

Chrysomya rufifacies completó su ciclo de vida en alrededor de 10 días (del 12 al 21 de Julio del 2010). Entre los días que se desarrolló esta especie se registró una temperatura promedio de 28.36 °C (Máx. 32.30 °C, Mín. 24.90 °C) en el cuarto de cría. Casi 191 UC fueron necesarias para completar el ciclo de vida de *Ch. rufifacies* (Figura 30).

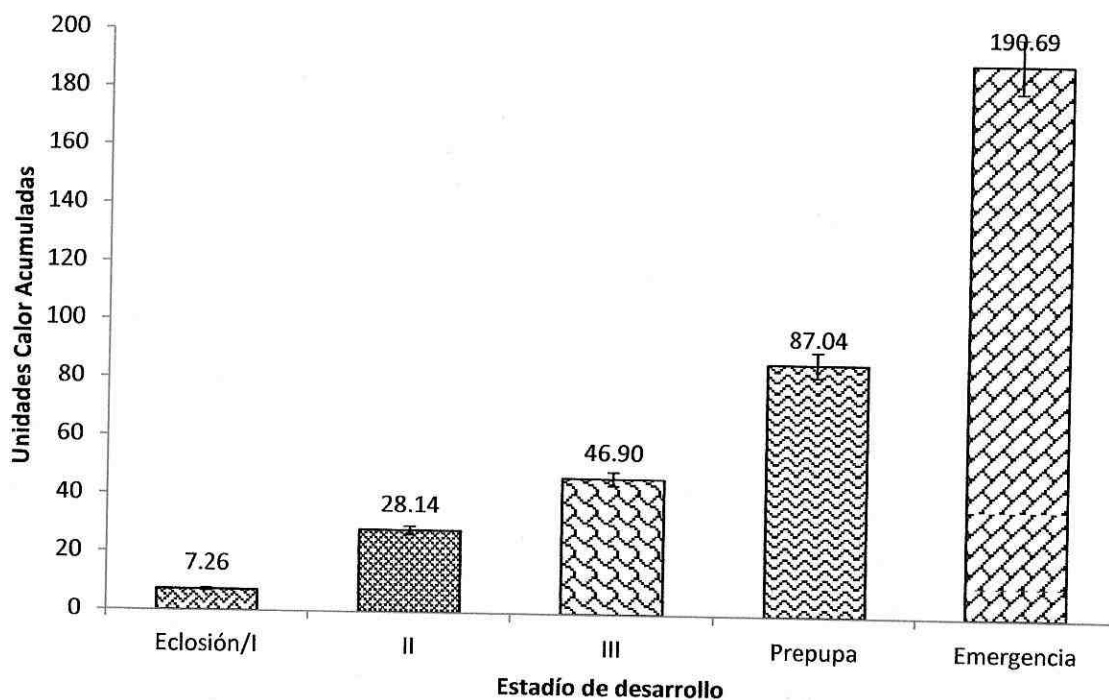


Figura 30. Unidades calor acumuladas por estadio de desarrollo de *Ch. rufifacies*. Julio del 2010.

Desde el momento de la oviposición hasta la eclosión de la larva se acumularon en promedio 7.26 UC, 28.14 UC se acumularon para pasar a LII, 46.90 UC se acumulan al llegar a LIII, 87 UC se necesitan para convertirse en pupa..

4.2.2.2. Desarrollo de *Chrysomya megacephala*

En la Figura 31 pueden observarse dos curvas, de longitud y diámetro, en las que se registran varios puntos con aumentos o disminuciones, la caída más prominente en cuanto al diámetro se observa casi al final de la curva. Esto puede asociarse a que las larvas cambian de tamaño cuando están por entrar al estado de pupa y realizan varias mudas de cutícula en el tercer estadio.

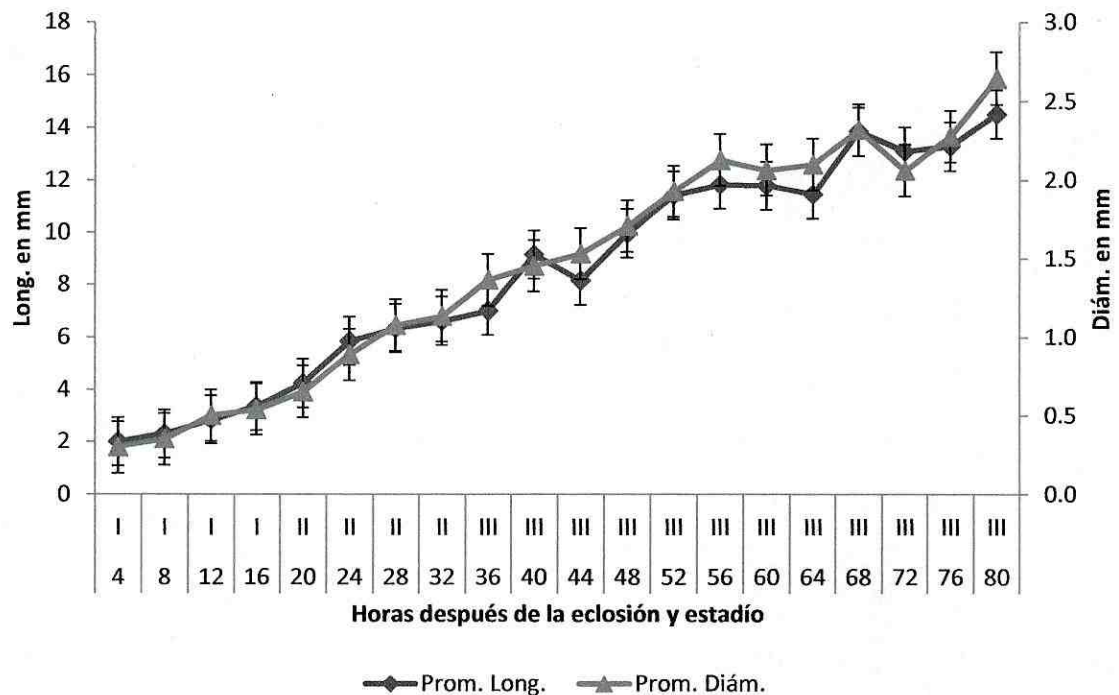


Figura 31. Curvas de crecimiento larval de *Ch. megacephala*. Julio del 2010.

La eclosión de esta especie se llevó a cabo a las 7.34 ± 1.86 horas después de la oviposición. El cambio de LI a LII se realizó a las 20 HDDE y a las 36 HDDE las

larvas ya habían mudado a larvas de tercer estadio. A diferencia de la primavera, las larvas criadas durante el verano puparon a las 80 HDDE contra las 76 HDDE en la primavera.

Chrysomya megacephala completó su desarrollo en un periodo de 10 días, entre el 10 y el 19 de Julio. Durante este intervalo de tiempo se registró una temperatura promedio de 28.14 °C (Máx. 32.30 °C, Mín. 24.90 °C) en el cuarto de cría. Se acumularon un total de 188.09 UC desde el momento de la oviposición hasta el momento en que emergieron los adultos (Figura 32).

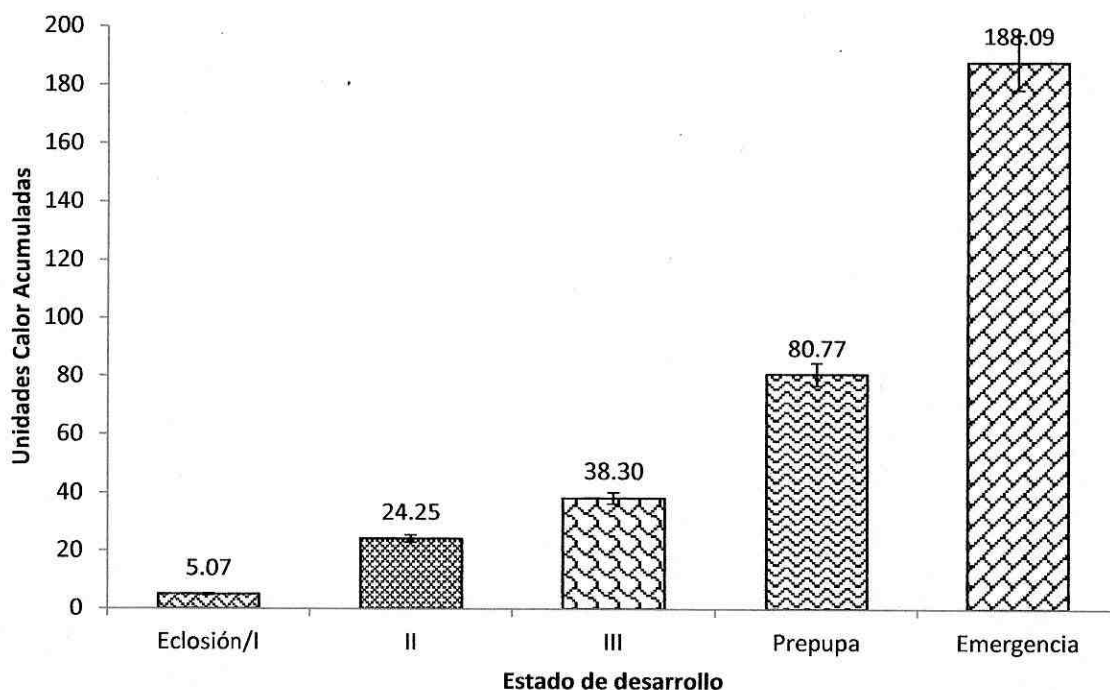


Figura 32. Unidades calor acumuladas por estadio de desarrollo de *Ch. megacephala*. Julio del 2010.

Un poco más de 5 UC se necesitaron en promedio para que los huevos eclosionaran como LI, al llegar a LII se acumularon 24.25 UC y para pasar de huevo a LIII se acumularon 38.30 UC. Para pasar de huevo a pupa se necesitan 80.77 UC.

4.2.2.3. Desarrollo de *Cochliomyia macellaria*

En la Figura 33 se presentan las curvas de crecimiento de las larvas de *Co. macellaria* que se desarrollaron en un lapso de 92 horas después de haber eclosionado. La eclosión de los huevos de esta especie se observó a las 14.75 ± 5.75 horas después de la oviposición.

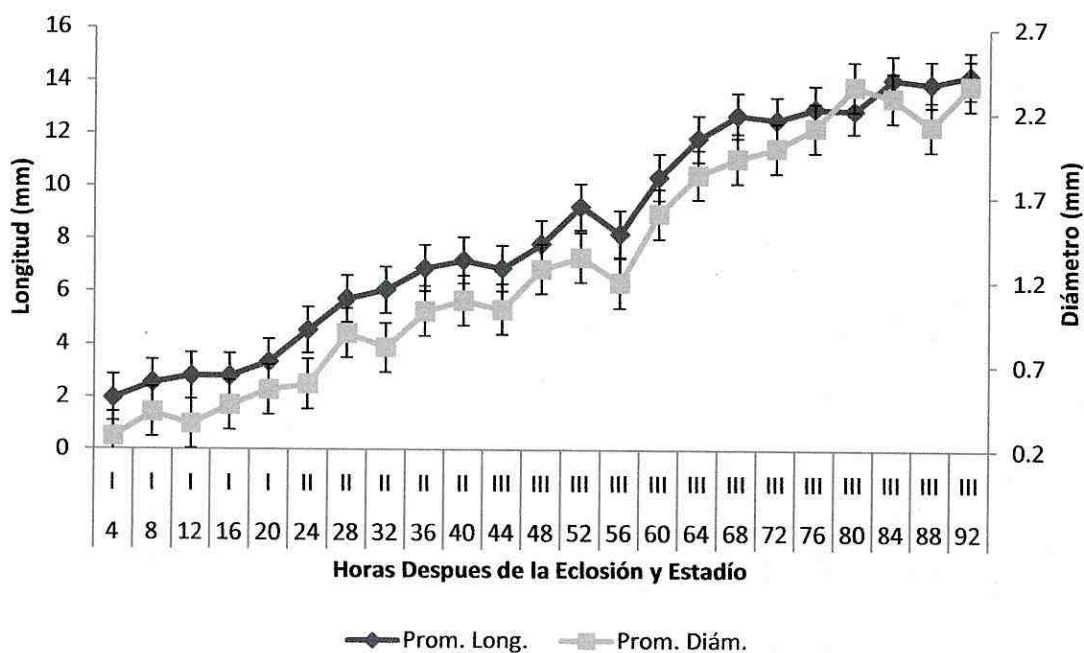


Figura 33. Desarrollo larval de *Co. macellaria*. Julio del 2010.

Las larvas se mantuvieron como LI desde la eclosión hasta las 20 HDDE, entre las 20 y 24 HDDE observó el cambio de LI a LII y entre las 40 y 44 HDDE la larva pasa de LII a LIII.

Es importante resaltar la diferencia en cuanto al tiempo de desarrollo larval de esta especie, comparando las dos estaciones estudiadas. Las larvas durante la primavera puparon a las 68 HDDE, mientras que en el verano éstas puparon a las 92 HDDE. Lo anterior se relaciona fuertemente con las temperaturas más altas

4.2.3. Observaciones sobre las especies del género *Lucilia*

Durante el establecimiento del estudio preliminar (Febrero del 2010) se lograron coleccionar especímenes pertenecientes al género *Lucilia* (*L. eximia*, *L. sericata*, *L. silvarum*), en plena época invernal, en la que es típico encontrar a este género en la Región Lagunera.

Sin embargo los lucilinos no se presentaron durante la primavera a excepción de muy pocos especímenes de *L. eximia* y *L. sericata*. Esta última estuvo presente tanto en el estudio preliminar como en la primera etapa, mientras que en la segunda etapa esta especie no estuvo presente.

4.3. Ejemplo hipotético para el cálculo del IPM con larvas de *Ch. rufifacies*

El siguiente ejemplo hipotético ayudará a ilustrar el uso de una de las especies más abundante, *Ch. rufifacies*, y por lo tanto mejor estudiada para el cálculo del IPM.

Ejemplo:

El día 13 de Mayo se reportó el hallazgo de un cadáver humano en el lecho del río Nazas, entre Torreón, Coahuila y Gómez Palacio, Durango. Como el cadáver estaba expuesto y no enterrado, los carroñeros (mamíferos y aves) prácticamente consumieron gran parte del tejido blando lo que hizo difícil la estimación del tiempo de muerte. El cadáver es llevado al Servicio Médico Forense, para practicarle la necropsia de ley. Durante la misma se coleccionaron cinco larvas de *Ch. rufifacies*, casi todas del mismo tamaño (Cuadro 1).

Cuadro 1. Longitudes y diámetros hipotéticos de larvas de *Ch. rufifacies*.

Larva No.	Longitud (mm)	Diámetro (mm)
1	12.50	3.10
2	12.45	3.50
3	12.10	3.45
4	13.00	3.20
5	12.80	3.00
Promedio	12.57	3.25

Tomando en cuenta los datos de desarrollo larval de *Ch. rufifacies* durante Mayo del 2010 (Figura 21) y siguiendo una metodología como la de Yusseff (2007), si la longitud promedio de las larvas es de 12.57 mm, podemos colocarnos en este valor (eje Y, Figura 36) trazando una línea horizontal hasta el punto donde toque a la curva, de donde trazamos una línea vertical hasta el eje X en donde podremos ver las horas transcurridas después de la eclosión de las larvas (Figura 35)

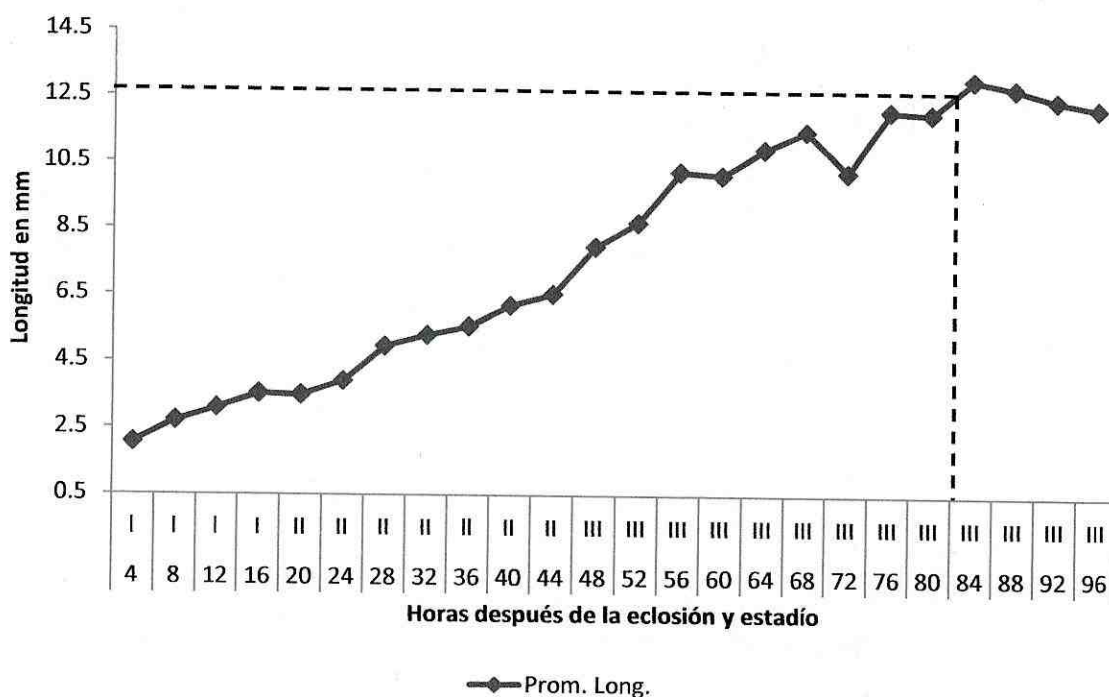


Figura 35. Ejemplo hipotético de cálculo de horas transcurridas desde la ovipostura de *Ch. rufifacies* hasta su hallazgo sobre el cadáver.

De acuerdo al ejemplo gráfico anterior, tenemos que la edad de la larva estaría entre las 80 y 84 horas con una longitud de 12.57 mm. Según Yusseff (2007), a la edad de la larva hay que sumarle el tiempo en que *Ch. rufifacies* tarda en ovipositar sobre los cadáveres y el tiempo en que la larva eclosiona del huevecillo. Habría que sumarle 44 horas (tiempo máximo en que *Ch. rufifacies* oviposita sobre cadáveres a una temperatura de 35 °C) y 9.27 horas (tiempo promedio de eclosión de *Ch. rufifacies* en esta temporada del año en la Comarca Lagunera). De tal manera, se tendría entonces que el IPM oscilaría entre las 133.27 y 137.27 horas es decir, entre 5.55 y 5.71 días.

4.4. Clave para la identificación de ocho especies de Calliphoridae (Diptera) de importancia forense consignadas en Torreón, Coahuila

La clave aquí presentada es útil para la identificación dos subfamilias, tres géneros y ocho especies de Calliphoridae.

Ésta se elaboró tomando en cuenta los trabajos de Whitworth (2006, 2010) y Carvalho y de Mello-Patiu (2008). Para mayor comprensión de la terminología usada y corroboración de las especies, véanse también los trabajos de Shewell (1987a), Ribeiro y Carvalho (1998), Wallman (2001), Amat *et al.* (2008), Amat (2009) y Marshall *et al.* (2011).

Clave para la identificación de ocho especies de Calliphoridae (Diptera) de importancia forense consignadas en Torreón, Coahuila

1. Base de la vena tallo con setas. Figura 36.....Chrysomyiinae.....2
 Base de la vena tallo lisa, sin setas. Figura 37.....Lucilinae.....5
2. Mesonoto sin vitta conspicua (Figura 38); ámpula mayor con setas tiesas erectas; dorso del primer y segundo terguito abdominal negro, márgenes posteriores de terguitos abdominales 3 y 4 negros (Figura 39), calípter superior en vista dorsal cubierto totalmente de pelos.....*Chrysomya*.....3
 Mesonoto con vitta (Figura 40), tres rayas negras visibles; ámpula mayor desnuda o con sétulas finas y cortas.....*Cochliomyia*.....4
3. Vestidura del espiráculo torácico anterior café oscuro o naranja oscuro; dilatación genal con fondo de color naranja con setas naranja (Figura 41). Ojo del macho con facetas superiores agrandadas y demarcadas claramente de las facetas en el tercio inferior (Figura 42); frente del macho muy angosto, ojos casi tocándose (Figura 43).....*Ch. megacephala*
 Vestidura del espiráculo torácico anterior pálida o blanca (Figura 44); dilatación genal con polvillo pálido y setas pálidas (Figura 45). Ojo del macho con facetas superiores no agrandadas sin demarcación en el tercio inferior (Figura 46).....*Ch. rufifacies*
4. Quinto terguito usualmente con áreas laterales pronunciadas de microtomentum plateado; setas postgenales usualmente amarillo pálido; hembra usualmente con basicosta amarillenta (Figura 47); usualmente con dos pares de setas orbitales proclinadas (en ocasiones uno o ambos lados presentan sólo uno) (Figura 48). Palpos cortos y filiformes (Figura 49).....*Co. macellaria*
 Placa fronto-orbital con sétulas oscuras fuera de la hilera de setas frontales (Figura 50 y 51); áreas laterales del quinto terguito sin microtomentum plateado pronunciado; setas postgenales usualmente amarillo doradas; hembra con basicosta oscura; setas orbitales proclinadas ausentes.....*Co. hominivorax*
5. Dos setas acrosticales postsuturales (Figura 52). Basicosta de color café, pubescencia del esclerito subcostal también de color café (Figura 53).....*L. eximia*
 Tres setas acrosticales postsuturales (Figura 54).....6
6. Palpos negros o cafés, quinto esternito del macho más corto que el quinto terguito. Dos setas postsuturales intraalares (Figura 55); setas presuturales intraalares presentes.....*L. silvarum*



Figura 37. Detalle de la vena tallo sin setas de una hembra de *L. eximia*.



Figura 38. Mesonoto sin vitta (franjas oscuras) de una hembra de *Ch. rufifacies*.



Figura 39. Abdomen de una hembra de *Ch. rufifacies* con los márgenes posteriores de los terguitos 3 y 4 oscurecidos.

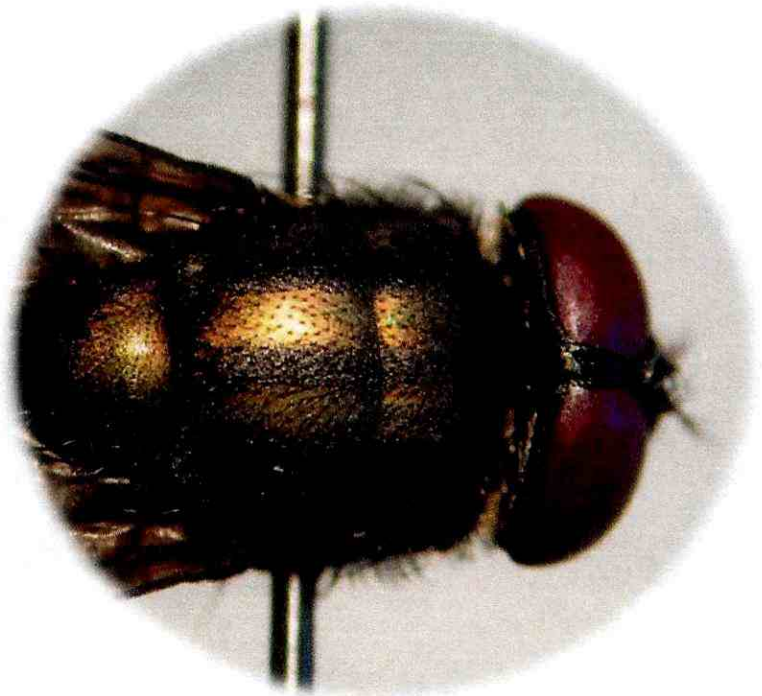


Figura 40. Mesonoto de un macho de *Co. macellaria* con vitta oscura visible (tres franjas).

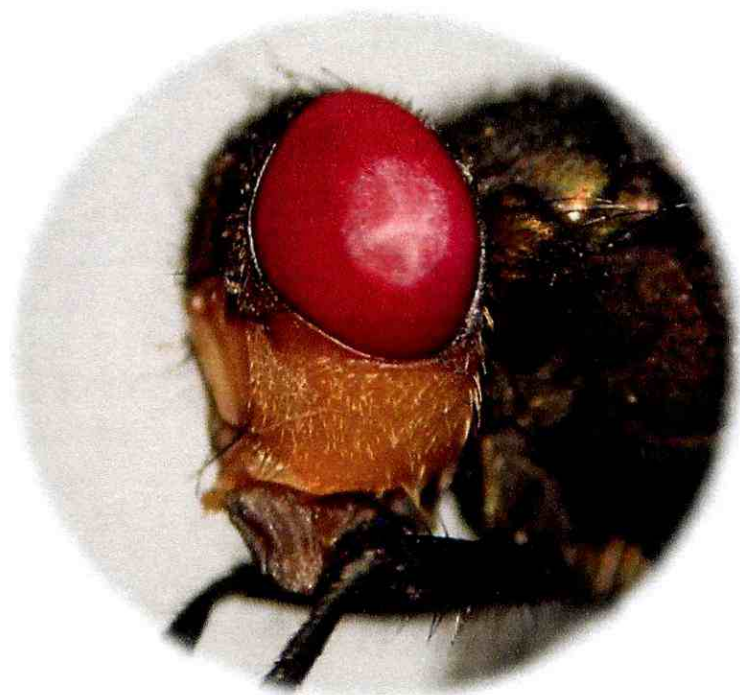


Figura 41. Vista de perfil de la cabeza de una hembra de *Ch. megacephala*. La dilatación genal con fondo amarillo y los pelos que la cubren de color amarillo dorado.

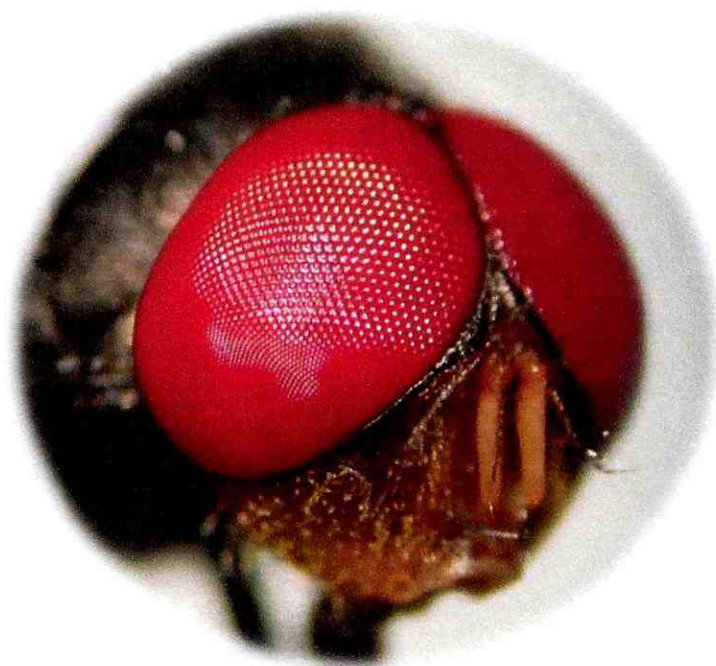


Figura 42. Vista de 3/4 de perfil de un ejemplar macho de *Ch. megacephala* con facetas más pequeñas en 1/3 inferior a comparación de los 2/3 de arriba.

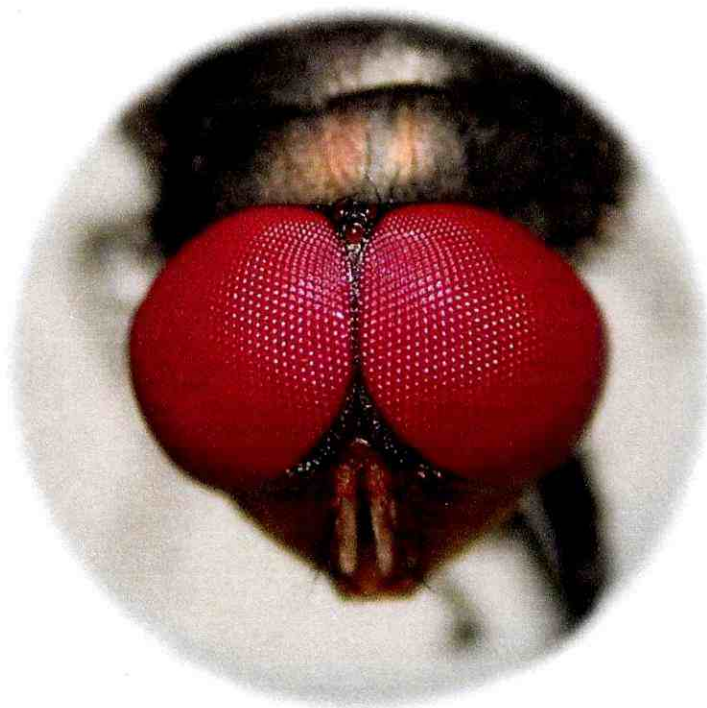


Figura 43. El frente en los machos de *Ch. megacephala* muy reducido, los ojos casi se tocan.



Figura 44. En *Ch. rufifacies* la vestidura del espiráculo es blanca, en ocasiones cubierto por una especie de polvillo blanco.



Figura 45. La dilatación genital de *Ch. rufifacies* con fondo recubierto con polvillo blanco y pelos pálidos o blancos.



Figura 46. Las facetas de *Ch. rufifacies* del mismo tamaño.



Figura 47. Basicosta amarilla en una hembra de *Co. macellaria*.

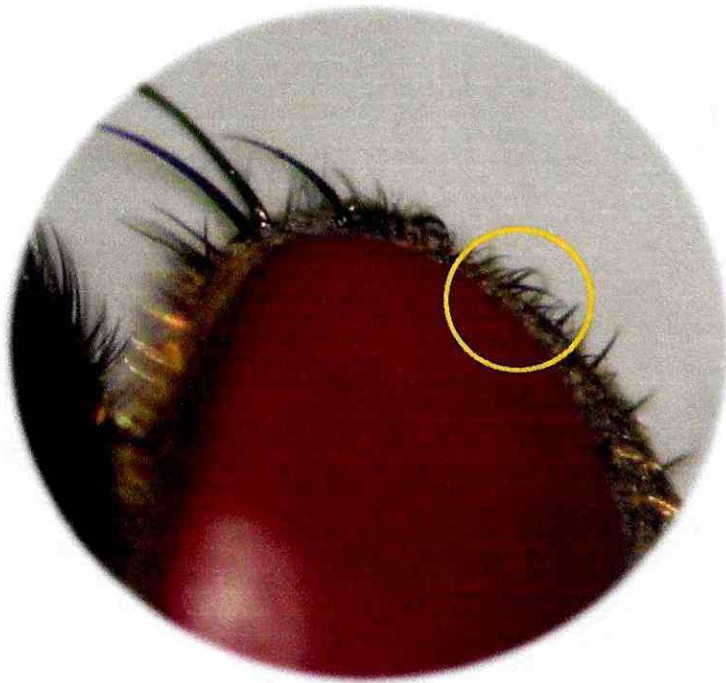


Figura 48. Detalle de la cabeza de una hembra de *Co. macellaria*. Con setas orbitales proclinadas muy reducidas.



Figura 49. Palpos delgados y cortos, de color de un macho de *Co. macellaria*.

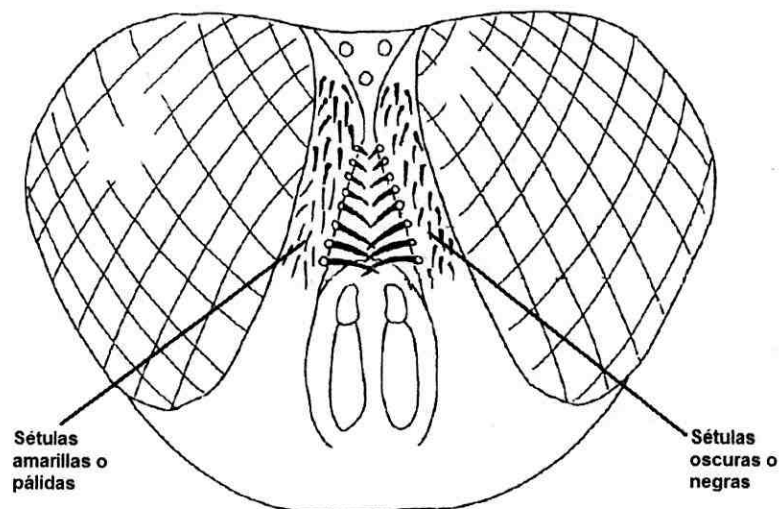


Figura 50. Vista anterior de *Cochliomyia*. La placa frontal en *Co. hominivórax* cubierta por sétulas negras (lado derecho) (Whitworth, 2006).



Figura 51. Vista de perfil de una hembra de *Co. macellaria*. La placa frontal cubierta por sétulas amarillas, doradas o pálidas al menos de la mitad o un tercio inferior.

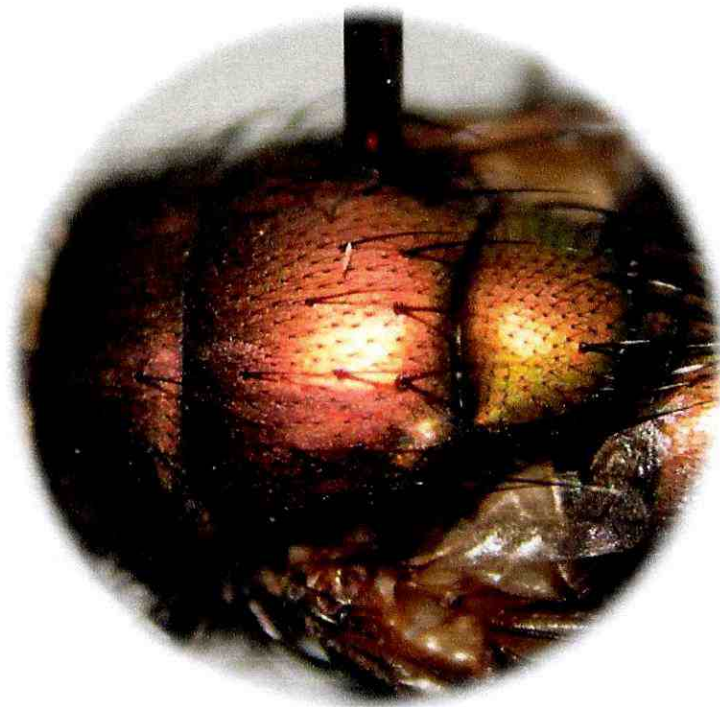


Figura 52. Noto de una hembra de *L. eximia*. Dos setas acrosticales postsuturales en el mestórax.



Figura 53. El esclerito subcostal de *L. eximia* cubierto por pubescencia café.

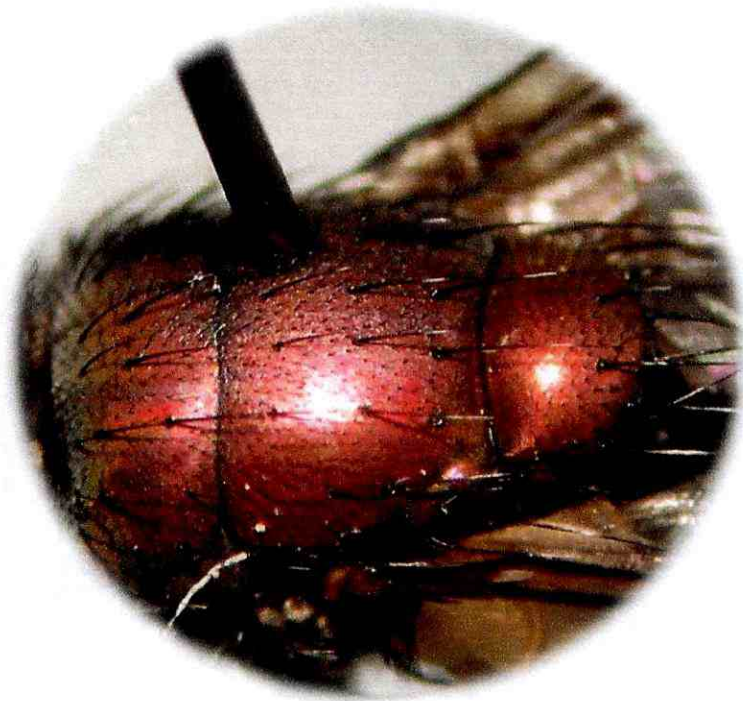


Figura 54. Tórax de *L. sericata*. Mesotórax con tres pares de setas acrosticales postsuturales.



Figura 55. Espécimen de *L. silvarum* con dos setas intraalares postsuturales.



Figura 56. Los palpos amarillos o anaranjados son típicos de *L. sericata* y *L. cuprina*.

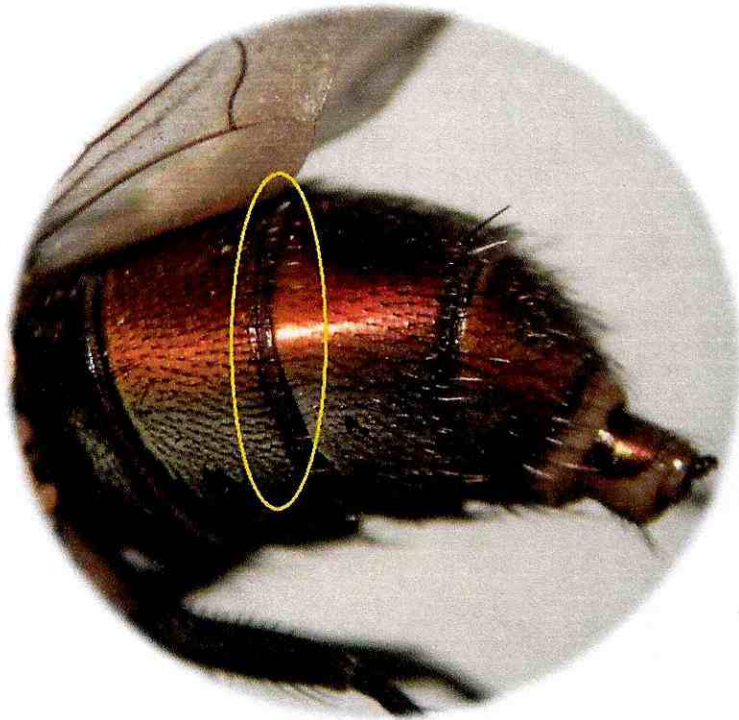


Figura 57. Tercer terguito de *L. sericata* y *L. cuprina* con setas no muy fuertes en casi todo el margen posterior.

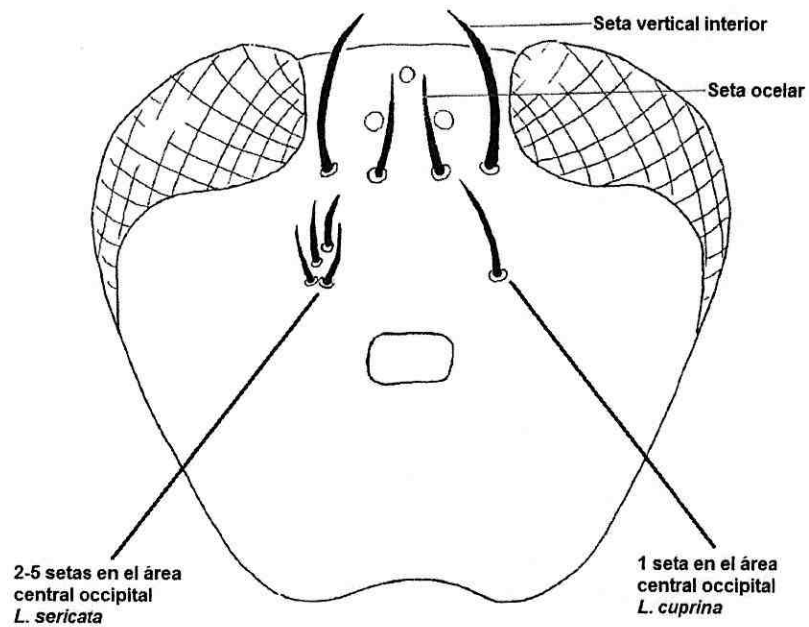


Figura 58. Setas localizadas en el área central occipital de *L. sericata* y *L. cuprina* (Whitworth, 2006).

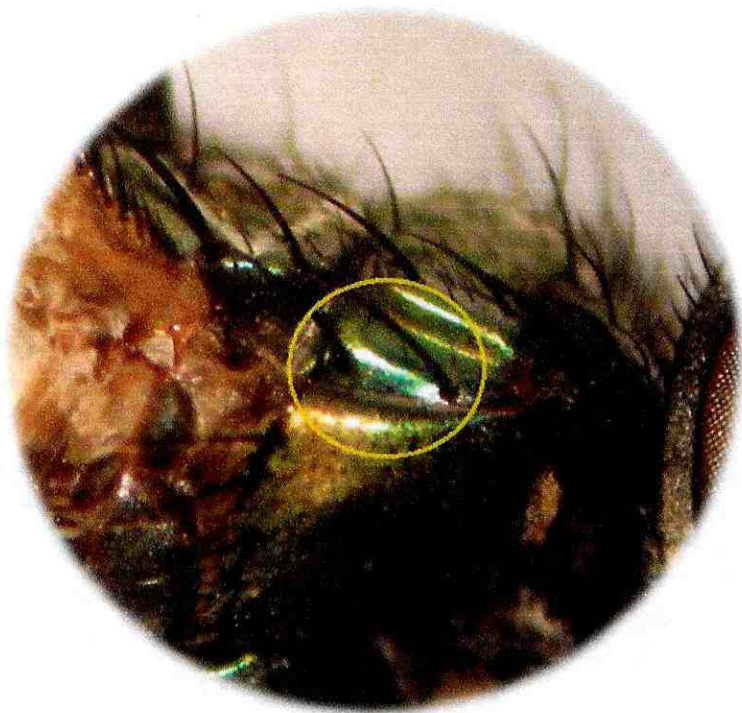


Figura 59. Notopleura de *L. cuprina* presentando 2 setas.

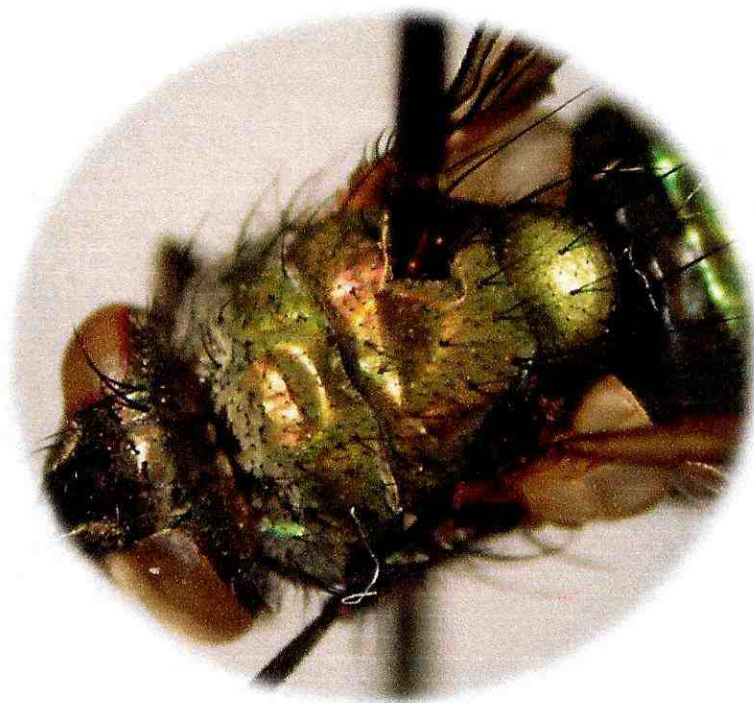


Figura 60. Tórax de *L. cuprina*. Color verde cobrizado o cobrizado apagado, muy similar en apariencia a *L. sericata*.

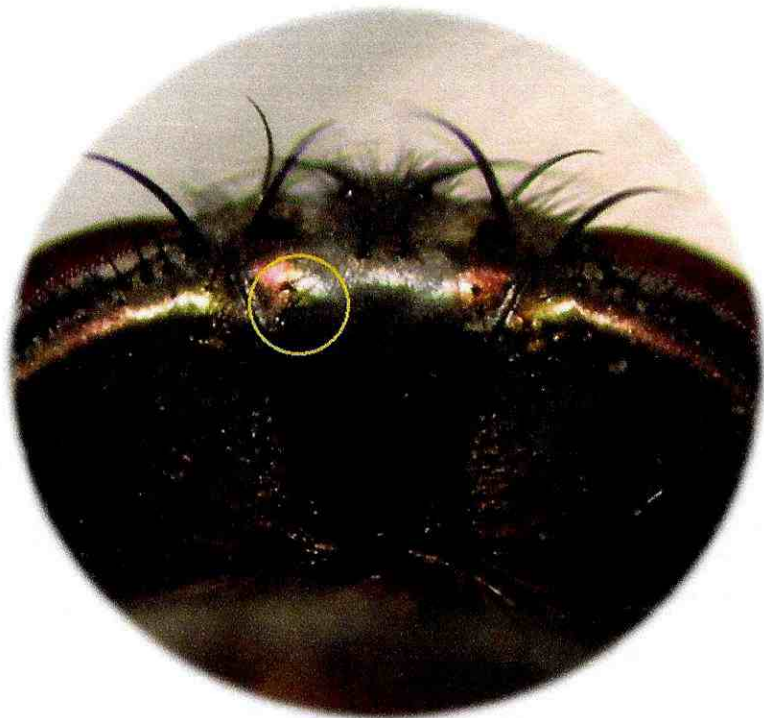


Figura 61. Área central occipital con dos setas. Hembra de *L. sericata*.



Figura 62. Hembra de *L. sericata*, de 2 a 5 setas en el área central occipital. Especimen con un grupo de 4 setas en el lado derecho.



Figura 63. Vista posterior del abdomen de *L. sericata*.



Figura 64. Vista de perfil de *L. sericata*, el color del cuerpo puede ser verde, azul o cobrizado brillante.

4.5. Biotipos encontrados de dos géneros de Sarcophagidae

4.5.1. Revisión de la colección de Valdés (2009)

Después de que se revisó la colección de sarcófagidos para la Comarca Lagunera se observó que el género más abundante en estudios previos de García (2008) y Valdés (2009) era *Sarcodexia*, dato que no concordaba con lo encontrado en el presente estudio. Se procedió a revisar paso por paso con la clave de Shewell (1987b) algunos de los especímenes de *Sarcodexia*, llegando a la conclusión de que este grupo de ejemplares había sido erróneamente consignado dentro de este género ya que todos los individuos observados (444) pertenecían al género *Euboettcheria*.

También se revisaron 169 ejemplares consignados como pertenecientes al género *Neobellieria* determinados en estudios previos (García, 2008; Valdés, 2009). Los cuales estaban identificados correctamente.

Vale la pena señalar que también al revisar la colección, se encontró un ejemplar de *Anicia* Robineau-Desvoidy (Diptera: Sarcophagidae, Miltogramminae), el cual se revisó con la clave de Shewell (1987b). Al seguir las dicotomías de la clave se encontró que este espécimen también había sido mal identificado en los dos trabajos anteriores (García, 2008; Valdés, 2009), pudiendo ser ubicado en el género *Eumacronychia* Townsend (Diptera: Sarcophagidae, Miltogramminae).

4.5.2. Cuantificación y determinación de géneros y especies

De todos los géneros descritos en trabajos anteriores sólo se encontraron dos, *Euboettcheria* y *Neobellieria*, los dos pertenecientes a la subfamilia Sarcophaginae.

El número total de especímenes así como el número por género se puede ver en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Géneros de Sarcophagidae determinados durante primavera y verano, 2010.

Género	Primavera	Verano
<i>Euboettcheria</i> spp.	421	23
<i>Neobellieria</i> sp.	48	121
Total	469	144

Shewell (1987b) consigna una sola especie para el género *Euboettcheria*, siendo esta *E. volucris* (Wulp). De igual forma, Shewell (1987b) consigna 6 especies neárticas dentro del género *Neobellieria*, de las cuales, en este trabajo sólo se colectaron hembras y machos pertenecientes a una misma especie, sin determinar.

4.5.3. Descripción de biotipos encontrados

Se determinaron 6 biotipos, considerando por separado a hembras y machos. El género *Euboettcheria* se dividió en 4 biotipos, el primer y segundo biotipo consideran a los machos y hembras, respectivamente, que presentan en la parafacial algunos pelos fuera de la línea sencilla alrededor del ojo. En el tercer y cuarto biotipo están considerados los especímenes machos y hembras, respectivamente, con los pelos de la parafacial arreglados en una hilera sencilla.

Neobellieria se dividió en dos biotipos (5 y 6), diferenciando a hembras y machos por varias características. Entre ellas, la ausencia de la seta vertical exterior en machos. Las hembras por otro lado no presentan setas apicales escutelares.

También se obtuvo la longitud de cada biotipo, ya que aunque los dos géneros tienen apariencia robusta, presentan diferentes tamaños (Cuadro 3).

Cuadro 3. Longitud de los biotipos determinados, 2010.

Biotipo	Rango (cm)	Promedio (cm)
<i>Euboettcheria</i> B1 ♂	0.960-1.162	1.0752
<i>Euboettcheria</i> B2 ♀	1.008-1.140	1.0664
<i>Euboettcheria</i> B3 ♂	0.936-1.134	1.0236
<i>Euboettcheria</i> B4 ♀	0.900-1.060	0.9972
<i>Neobellieria</i> B5 ♂	1.258-1.480	1.3524
<i>Neobellieria</i> B6 ♀	1.160-1.260	1.1908

La descripción detallada de las características morfológicas visibles para cada biotipo se presenta en los Cuadros 4, 5, 6, 7 y 8.

Cuadro 4. Caracteres externos visibles de la cabeza en los biotipos de Sarcophagidae.

	Caracteres visibles	Biotipo					
		1♂	2♀	3♂	4♀	5♂	6♀
1	Ojos con las facetas uniformes, de color rojo fuerte	X	X	X	X	X	X
2	Arista plumosa	X	X	X	X	X	X
3a	Pedicelo café oscuro, más claro en su unión con el primer flagelómero, con una seta casi del mismo tamaño que las setas frontales medianas, con la mitad del grosor de éstas	X	X	X	X		
3b	Pedicelo café oscuro, más claro en su unión con el primer flagelómero, con una seta más larga que las circundantes					X	X
4	Placa fronto-orbital gris plateada	X	X	X	X	X	X
5a	Macho sin setas orbitales proclinadas	X		X		X	
5b	Hembras con dos setas orbitales proclinadas		X		X		X
6	Una seta lateroclinada	X	X	X	X	X	X
7	Una seta ocelar de cada lado, con varias sétulas un poco más pequeñas alrededor	X	X	X	X	X	X
8a	Seta vertical interior casi un tercio más grande que la seta orbital lateroclinada	X		X		X	X
8b	Seta vertical interior un poco más grande que la vertical exterior		X		X		X
8c	Seta vertical exterior presente					X	
9a	Macho con seta vertical exterior más reducida que en la hembra, casi de la mitad del tamaño de la seta vertical interior	X		X			
9b	Hembra con seta vertical exterior un poco más pequeña que la seta vertical interior		X		X		X
9c	Seta vertical exterior ausente					X	
10	Setas postoculares formando una línea sencilla que continúa hasta el margen postgenal	X	X	X	X	X	X
11	Occipucio con fondo plateado	X	X	X	X	X	X
12a	Sétulas occipitales en grupo de 4 a 7 sétulas negras	X		X	X	X	X
12b	Sétulas occipitales en grupo de 4 a 8 sétulas negras		X		X		
12c	Sétulas occipitales en grupo de 4 a 6 sétulas negras			X			
12d	Sétulas occipitales, de 1 a 2 setas distintivamente grandes y gruesas a cada margen lateral occipital a parte de un grupo abundante de setas en la parte media occipital (11-14)					X	
12e	Sétulas occipitales, de 1 seta distintivamente grande y gruesa a cada margen lateral occipital a parte de un grupo abundante de setas en la parte media occipital (11-14)						X
13	Área intrapostocular sin cilios (pelos)	X	X	X	X	X	X
14	Parafacial color blanco plateado pruinescente brillante, a veces con fondo gris o blanco	X	X	X	X	X	X
15a	Parafacial arriba con pocos pelos pequeños y diseminados	X	X	X	X		
15b	Parafacial arriba con abundantes pelos delgados y cortos diseminados					X	X
16a	Parafacial abajo (lado izquierdo), hilera principal con 10 a 13 pelos, superiores reducidos (11, 10, 12, 11, 13), de 1 a 4 pelos fuera de hilera, no formando una línea (1, 4, 1, 1, 2) Hilera principal (lado derecho): de 7 a 16 pelos, superiores más reducidos (7, 10, 14, 10, 16), de 2 a 5 pelos fuera de hilera, no formando una hilera (3, 5, 2, 4, 3)	X					
16b	Parafacial abajo (lado izquierdo), hilera principal con 6 a 11 pelos, superiores reducidos (6, 11, 11, 7, 10), de 3 a 4 pelos fuera de hilera, no formando una línea (3, 3, 3, 4, 3) Hilera principal (lado derecho), de 8 a 12 pelos, superiores más reducidos (9, 12, 9, 10, 8), de 2 a 6 pelos fuera de hilera, no formando una hilera (3, 4, 5, 6, 2)		X				

Cuadro 4. Continuación.

	Caracteres visibles	Biotipo					
		1♂	2♀	3♂	4♀	5♂	6♀
16c	Parafacial abajo (lado izquierdo), hilera de 7 a 9 pelos, superiores reducidos (9, 9, 8, 8, 7) Hilera principal (lado derecho), de 8 a 10 pelos, superiores más reducidos (8, 9, 8, 10, 8)			X			
16d	Parafacial abajo (lado izquierdo), hilera de 9 a 10 pelos, superiores reducidos (10, 9, 10, 10, 10) Hilera principal (lado derecho), de 8 a 9 pelos, superiores más reducidos (9, 8, 9, 9, 10)				X		
16e	Para facial abajo con abundantes pelos más largos que en para facial arriba, abarcando la mayor parte la para facial					X	X
17a	Suco genal café claro, desprovisto de pelos, con hendidura característica	X	X	X	X		
17b	Suco genal negro, desprovisto de pelos, con hendidura característica					X	X
18	Gena cubierta por pelos negros	X	X	X	X	X	X
19	Postgena completamente cubierta por pelos pálidos	X	X	X	X	X	X
20	Setas genales presentes, visiblemente más grandes que los pelos genales. Algunas casi del mismo tamaño que las subvibrissales	X	X	X	X	X	X
21	Dilatación genal con fondo negro muy ligeramente brillante	X	X	X	X	X	X
22a	Palpos pilosos, café oscuros a negros, con ápice ligeramente claro (según incidencia de la luz)	X	X	X	X		
22b	Palpos pilosos café amarillentos. Ápice ligeramente oscurecido					X	X
23a	Prementum color negro	X	X	X	X		
23b	Prementum color negro con pelos muy finos					X	X
24a	Vibrisa negra, casi 2.5 veces más que las subvibrissales más grandes	X	X	X			
24b	Vibrisa negra, 2 tercios más grandes que las subvibrissales más grandes				X		
24c	Vibrisa negra y gruesa, 2 tercios más grandes que las subvibrissales más grandes					X	X
25	Setas subvibrissales negras, algunas formando una hilera hasta el margen anterior genal	X	X	X	X	X	X
26	Setas supravibrissales de color negro, superiores más reducidas, continuando hacia arriba hasta poco más de la mitad del surco facial	X	X	X	X	X	X
27a	Primer flagelómero, su ancho igual a la longitud del rayo más largo de la arista	X	X	X	X		
27b	Margen superior del primer flagelómero color naranja amarillento a diferencia de su parte inferior. Ancho del primer flagelómero igual a la longitud del rayo más largo de la arista					X	X
28a	Lúnula con fondo de café oscuro a negro	X	X	X	X		
28b	Lúnula con fondo de café a amarillo naranja					X	X
29a	Vitta frontal de color negro, en algunos especímenes con tonos café y gris oscuro.	X		X			
29b	Vitta frontal de color café oscuro a negro, en algunos especímenes con tono café y gris oscuro, desprovista de pelos		X		X		
29c	Vitta frontal con fondo negro brillante, con algunos pelos asemejando a los pelos frontales formando una hilera paralela a ellos					X	X
30a	Setas frontales (lado izquierdo) de 8-9, (lado derecho) de 6-9. De 2 a 3 setas debajo de la base antenal	X					
30b	Setas frontales (lado izquierdo) de 7-9, (lado derecho) de 7-9. De 2 a 3 setas debajo de la base antena		X				
30c	Setas frontales (lado izquierdo) de 8-9, (lado derecho) de 8-9. De 2 a 3 setas debajo de la base antenal			X			
30d	Setas frontales (lado izquierdo) de 6-8, (lado derecho) de 6-9. Al menos 2 setas debajo de la base antena				X		
30e	Setas frontales (lado izquierdo) de 10-11, (lado derecho) de 10-12. Al menos 4 setas debajo de la base antenal, raramente 3					X	
30f	Setas frontales (lado izquierdo) de 9-13, (lado derecho) de 9-15. Al menos 4 setas debajo de la base antenal, raramente 3						X
31	Escapo color café oscuro con un pequeño grupo de sétulas	X	X	X	X	X	X
32a	Sutura ptilinal de color negro	X	X	X			
32b	Sutura ptilinal con fondo color café oscuro o negro (según incidencia de la luz)				X	X	X
33	Surco facial del mismo color que la placa facial	X	X	X	X	X	X
34	Placa facial gris plateado	X	X	X	X	X	X
35a	Margen facial inferior amarillo pruinoso, visiblemente más claro que el centro de la cara	X	X	X	X		
35b	Margen facial inferior casi del mismo color aunque un poco más claro que el centro de la cara					X	X

Cuadro 5. Caracteres externos visibles del tórax en los biotipos de Sarcophagidae.

	Caracteres visibles	Biotipo					
		1♂	2♀	3♂	4♀	5♂	6♀
1	Pared postalar con pelos a la mitad	X	X	X	X	X	X
2	Espiráculo anterior con vestidura clara (blanco)	X	X	X	X	X	X
3a	Anepisternón setoso	X	X	X	X		
3b	Anepisternón abundantemente piloso, cubierto de pelos finos y largos la mayor parte					X	X
4a	Notopleurón con pocos pelos	X	X	X	X		
4b	Notopleurón con pocos pelos en la base de las setas notopleurales					X	X
5a	Ámpula mayor aterciopelada, no pilosa	X	X	X	X		
5b	Ámpula mayor aterciopelada, no pilosa. Con fondo negro					X	X
6a	Ámpula menor aterciopelada, no pilosa	X	X	X	X		
6b	Ámpula menor aterciopelada, no pilosa. Con fondo negro					X	X
7	Calípter superior blanco con pelos blancos en el margen	X	X	X	X	X	X
8	Calípter inferior blanco con pelos blancos en el margen	X	X	X	X	X	X
9a	Anepimerón con mitad posterior setosa, 4 setas gruesas inmediatamente abajo del ámpula menor	X	X	X			
9b	Anepimerón con mitad posterior setosa, de 3 a 5 setas gruesas inmediatamente abajo del ámpula menor				X		
9c	Anepimerón con mitad posterior setosa, de 6 a 7 setas gruesas inmediatamente abajo del ámpula menor					X	X
10a	Kataterguito liso	X	X	X	X		
10b	Kataterguito brillante, con fondo negro, sin pelos					X	X
11a	Halter café, base más clara, ápice oscurecido	X	X	X	X		
11b	Halter blanco amarillento, ápice oscurecido					X	X
12	Espiráculo posterior blanco amarillento	X	X	X	X	X	X
13	Metakatepisternón sin pelos, pruinescente	X	X	X	X	X	X
14	Área metasternal con abundantes pelos	X	X	X	X	X	X
15	Prosternum, placa prosternal angosta	X	X	X	X	X	X
16a	Merón, con algunos pelos. Parte superior con un grupo de pelos más o menos abundante arriba de las setas merales	X	X	X	X		
16b	Merón, con algunos pelos. Parte superior con un grupo de pelos más o menos abundante arriba de las setas merales. Liso brillante en la parte anterior					X	X
17	Katepisternón piloso en la mayor parte de su superficie	X	X	X	X	X	X
18	Proepimerón liso la mayor parte	X	X	X	X	X	X
19a	Proepisternón piloso con un grupo de 3 setas	X		X			
19b	Proepisternón piloso con un grupo de 3 setas, una más gruesa que todas las demás		X		X	X	X
20a	Depresión proepisternal lisa	X		X			
20b	Depresión proepisternal lisa, sin pelos, pruinescente		X		X	X	X
21a	Setas presuturales acrosticales presentes hasta 5, las posteriores pueden confundirse con los pelos circundantes	X		X			
21b	Setas presuturales acrosticales presentes, de 5 a 7, las posteriores pueden confundirse con los pelos circundantes		X				
21c	Setas presuturales acrosticales presentes, de 5 a 6, las posteriores pueden confundirse con los pelos circundantes				X		
21d	Setas presuturales acrosticales ausentes					X	X
22a	Setas presuturales dorsocentrales de 2 a 4 pares presentes	X	X	X	X		
22b	Setas presuturales dorsocentrales de 4 a 6 pares presentes					X	
22c	Setas presuturales dorsocentrales de 3 a 4 pares presentes						X
23a	Una seta presutural intraalar	X		X			
23b	Setas presuturales intraalares, una, corta más gruesa que los pelos de alrededor		X		X	X	X
24	Una seta presutural	X	X	X	X	X	X
25	Tres setas humerales	X	X	X	X	X	X
26	Dos setas posthumerales	X	X	X	X	X	X
27	Cuatro setas notopleurales	X	X	X	X	X	X
28a	Dos pares de setas postsuturales, el par anterior más reducido	X	X				
28b	De uno a dos pares de setas postsuturales acrosticales, el par anterior más reducido			X	X		
28c	Un par de setas acrosticales					X	X
29a	De 5 a 6 pares de setas postsuturales dorsocentrales, setas anteriores más reducidas	X	X	X	X		
29b	De 5 a 6 pares de setas postsuturales dorsocentrales, setas anteriores más reducidas y pudieran confundirse con los pelos del tórax					X	X
30a	Dos setas postsuturales intraalares	X		X			
30b	Dos setas postsuturales intraalares, la anterior reducida hasta casi un quinto del tamaño de la posterior		X		X		X
30c	Dos setas postsuturales intraalares, la anterior más reducida					X	
31	Tres setas supraalares	X	X	X	X	X	X

Cuadro 5. Continuación.

	Caracteres visibles	Biotipo					
		1♂	2♀	3♂	4♀	5♂	6♀
32	Dos setas postalares	X	X	X	X	X	X
33a	Seta prebasal escutelar presente	X	X	X	X		
33b	Seta prebasal escutelar ausente, grupo abundante de pelos en la base de la primer seta marginal					X	X
34a	Dos setas marginales presentes (basal y subapical)	X		X	X	X	X
34b	Dos setas marginales presentes (basal y subapical). En la base de la subapical pueden verse de 1 a 3 pelos engrosados		X				
35a	Setas discales escutelares presentes	X	X	X	X		
35b	Setas discales escutelares, usualmente un par, en algunos especímenes hasta dos setas en un solo lado					X	
35c	De uno a dos pares de setas discales escutelares						X
36a	Setas apicales escutelares presentes en el macho	X		X		X	
36b	Setas apicales escutelares ausentes en la hembra		X				X
36c	Setas apicales escutelares ausentes en la hembra, rara vez una sola seta apical				X		
37a	Siete setas anepisternales	X		X			X
37b	De 6 a 7 setas anepisternales		X		X		
37c	De 7 a 8 setas anepisternales					X	
38a	De 10 a 11 setas merales formando una hilera	X					
38b	De 7 a 9 setas merales formando una hilera		X				
38c	De 9 a 12 setas merales formando una hilera			X		X	
38d	De 8 a 9 setas merales formando una hilera				X		
38e	De 8 a 10 setas merales formando una hilera						X
39a	Tres setas katepisternales, la seta media reducida	X	X	X			
39b	Dos setas katepisternales				X		
39c	Generalmente 3 setas katepisternales					X	
39d	Generalmente 4 setas katepisternales						X
40a	Dos setas proepimerales	X					
40b	Dos setas proepimerales casi del mismo tamaño, la inferior más delgada.		X		X	X	X
40c	Dos setas proepimerales, la inferior más pequeña y delgada			X			

Cuadro 6. Caracteres externos visibles de las alas en los biotipos de Sarcophagidae.

	Caracteres visibles	Biotipo					
		1♂	2♀	3♂	4♀	5♂	6♀
1	Tégula negra, setosa, con dos setas grandes y pronunciadas	X	X	X	X	X	X
2	Basicosta blanca	X	X	X	X	X	X
3	Vena tallo lisa, sin setas arriba y abajo	X	X	X	X	X	X
4	Vena humeral (transversal) sin setas	X	X	X	X	X	X
5	Vena Costa setosa en la base, con dos pelos distintivamente gruesos y largos a los que lo rodean	X	X	X	X	X	X
6	Subcosta sin pelos arriba y abajo, de color más tenue que R ₁ y Costa	X	X	X	X	X	X
7	Espina costal ausente	X	X	X	X	X	X
8	R ₁ lisa, tan negra como la Costa	X	X	X	X	X	X
9	R ₂₊₃ lisa	X	X	X	X	X	X
10a	Vena R ₄₊₅ Setosa por arriba, hilera de 10 setas; por abajo de la base de la bifurcación con R ₂₊₃ de 4 a 5 setas delgadas	X	X				
10b	Vena R ₄₊₅ Setosa por arriba, hilera de 9 a 11 setas; por abajo de la base de la bifurcación con R ₂₊₃ de 4 a 5 setas delgadas			X			
10c	Vena R ₄₊₅ Setosa por arriba, hilera de 8 a 9 setas; por abajo de la base de la bifurcación con R ₂₊₃ de 4 a 5 setas delgadas				X		
10d	Vena R ₄₊₅ Setosa por arriba, hilera de 11 a 13 setas; por abajo de la base de la bifurcación con R ₂₊₃ de 5 a 8 setas delgadas					X	
10e	Vena R ₄₊₅ Setosa por arriba, hilera de 9-14 setas; por abajo de la base de la bifurcación con R ₂₊₃ de 5 a 8 setas delgadas						X
11a	Vena M con doblez agudo o ángulo casi recto. Vena M y R ₄₊₅ no se unen en el margen del ala	X	X	X	X		
11b	Vena M con doblez agudo. Vena M y R ₄₊₅ no se unen en el margen del ala					X	X

Cuadro 7. Caracteres externos visibles en las patas de los biotipos de Sarcophagidae.

	Caracteres visibles	Biotipo					
		1♂	2♀	3♂	4♀	5♂	6♀
1	Patas de color negro	X	X	X	X	X	X
2a	Parte anterior de la coxa con un grupo de 10 sétulas	X		X			
2b	Parte anterior de la coxa con más de 10 sétulas a lo largo del margen		X		X		
2c	Coxa con abundantes pelos					X	
2d	Parte anterior de la coxa con grupo cerrado de pelos y hasta 5 pelos más largos en la parte superior						X
3a	Trocánter piloso	X	X	X	X		X
3b	Trocánter piloso, pelos más abundantes que en la hembra					X	
4a	Ctenidium presente en fémur medio	X		X		X	
4b	Ctenidium ausente fémur medio		X		X		X
5a	Dos setas erectas (no gruesas como en <i>Neobellieria</i>) del en el dorso fémur medio (arriba del ctenidium)	X	X	X	X		
5b	Tres setas erectas en el dorso del fémur medio (arriba del ctenidium)					X	
5c	Dos setas erectas y gruesas en el fémur medio (arriba del ctenidium)						X
6a	Una seta anterodorsal en la tibia (media)	X	X	X	X		
6b	Cinco setas anterodorsales en la tibia (media)					X	
6c	Dos setas anterodorsales en la tibia (media)						X
7a	Cuatro setas posterodorsales en la parte media de la tibia	X	X	X	X		X
7b	Dos setas posterodorsales en la parte media de la tibia					X	
8a	Seis setas apicales en la tibia	X		X			
8b	Siete setas apicales en la tibia		X		X		
8c	Ocho setas apicales en la tibia					X	
8d	Ocho setas apicales en la tibia, alternando grandes y chicas						6

Cuadro 8. Caracteres externos del abdomen y la terminalia de los biotipos de Sarcophagidae.

	Caracteres visibles	Biotipo					
		1♂	2♀	3♂	4♀	5♂	6♀
1	Abdomen con patrón típico de Sarcophagidae, negro, terminalia naranja	X	X	X	X	X	X
2	Cada terguito abdominal presenta un área negra alternando con un área gris plateada pruinosa; la pruinosidad va desde el margen anterior hasta el posterior de cada terguito	X	X	X	X	X	X
3a	Diez setas marginales de un solo lado en el terguito 5 dispuestas a lo largo de todo el margen posterior (20 en total)	X					
3b	De 10 a 13 setas marginales de un solo lado en el terguito 5 dispuestas a lo largo de todo el margen posterior (de 20 a 26 en total)		X				
3c	15 setas marginales de un solo lado en el terguito 5 dispuestas a lo largo de todo el margen posterior (30 en total)			X			
3d	De 10 a 12 setas marginales de un solo lado en el terguito 5 dispuestas a lo largo de todo el margen posterior (20 a 24 en total)				X		
3e	En el terguito 4 presentes hasta 8 setas dispuestas a lo largo de todo el margen posterior. De 22 a 27 setas marginales dispuestas a lo largo de todo el margen posterior del terguito 5					X	X
4a	Esternitos abundantemente piloso principalmente al margen posterior con pelos más largos que los anteriores. Esternito 5 con abundantes pelos cortos	X		X			
4b	Esternitos pilosos, no tanto como en el macho. Esternito 2, 3, 4 y 5 con dos pelos largos hacia cada margen lateral posterior		X		X		
4c	Esternitos pilosos, no tanto como en la hembra					X	
4d	Esternitos pilosos. De 6 a 8 pelos distintivamente gruesos y largos dispuestos cerca de los márgenes posteriores de los esternitos 2, 3, 4 y 5						X
5a	En el terguito 6 presenta de 6 a 10 setas cerca del margen posterior	X					
5b	Terguito 6 en forma de arco, no separado por membrana en medio; presenta una hilera de pelos en todo su margen posterior, una seta gruesa a la misma altura que el espiráculo en el 6° terguito. Terguito 7 y 8, modificados y pequeños dispuestos abajo del terguito 6 con pelos muy finos y cortos		X				
5c	En el terguito 6 presenta de 7 a 10 setas cerca del margen posterior, algunas setas alejadas y/o fuera de la hilera			X			
5d	En el terguito 6 en forma de arco, no separado por membrana en medio; presenta una hilera de pelos en todo su margen posterior. Terguito 7 y 8, modificados y pequeños dispuestos abajo del terguito 6 con pelos muy finos y cortos				X		
5e	Terguito 6 pruinoso y piloso						X

Cuadro 8. Continuación

	Caracteres visibles	Biotipo					
		1♂	2♀	3♂	4♀	5♂	6♀
5f	Terguito 6 pruinoso y estrechamente membranoso (dividido) sobre la línea dorsal media: setas marginales en terguito 6° con número variable y según terminalia tipo <i>Neobellieria</i> . Terguito 7 y 8 ocultos						X
6a	Sinterogosternito 7+8 piloso	X		X			
6b	Esternito 6 y 7 visibles, esternito 6 más amplio que los esternitos 2-5. Esternito 7 membranoso, un pelo fino más o menos largo en cada margen lateral. Esternito 8 liso		X				
6c	Esternito 6 y 7 visibles, esternito 6 más amplio que los esternitos 2-5. Esternito 7 membranoso, un pelo fino más o menos largo en cada margen lateral				X		
6d	Esternitos pilosos, no tanto como en la hembra. Sinterogosternito 7+8 brillante con pelos abundantes					X	
6e	Esternitos pilosos, más que en el macho. De 6 a 8 pelos distintivamente gruesos y largos dispuestos cerca de los márgenes posteriores de los esternitos 2, 3, 4 y 5						X
7	Espiráculos abdominales visibles hasta el terguito 6	X	X	X	X	X	X
8	Larvipolector oculto		X		X		X

4.5.4. Características fenotípicas distintivas en biotipos encontrados

La clasificación en seis biotipos (considerando hembras y machos por separado) se basó principal y únicamente en características morfológicas externas. No se resta importancia a estructuras internas como los incluidos en la terminalia tanto de hembras y machos, sino más bien se consideran como un asunto aparte debido a la atención y minuciosidad que se necesita al manejar y disectar órganos internos muy pequeños.

Las setas, sétulas, pelos, cilios (pelos más pequeños) y la pruinescencia, así como el color de las partes son los caracteres en los que se pone énfasis para la determinación de los grupos encontrados. A continuación se presenta una serie de imágenes que ilustran las partes más distintivas de los diferentes biotipos determinados (Figuras 65-82).



Figura 65. Cabeza de espécimen de *Euboettcheria*. Biotipo 1, macho con hilera y pelos fuera de hilera en parafacial, sin setas orbitales proclinadas.



Figura 66. Cabeza de espécimen de *Euboettcheria*. Biotipo 3, macho con hilera sencilla de pelos en parafacial, sin setas orbitales proclinadas.



Figura 67. Terminalia de macho en *Euboettcheria*. Biotipo 1 y 3, pueden apreciarse las setas a lo largo del margen posterior del 5º y 6º terguito.



Figura 68. Terminalia de hembra en *Euboettcheria*. Biotipo 2 y 4, pueden apreciarse las setas a lo largo del margen posterior del 5º y 6º terguito.



Figura 71. Vista de perfil de *Euboettcheria* hembra. Se aprecian las setas orbitales proclinadas además de los pelos diseminados en la parte superior de parafacial. Biotipo 4.

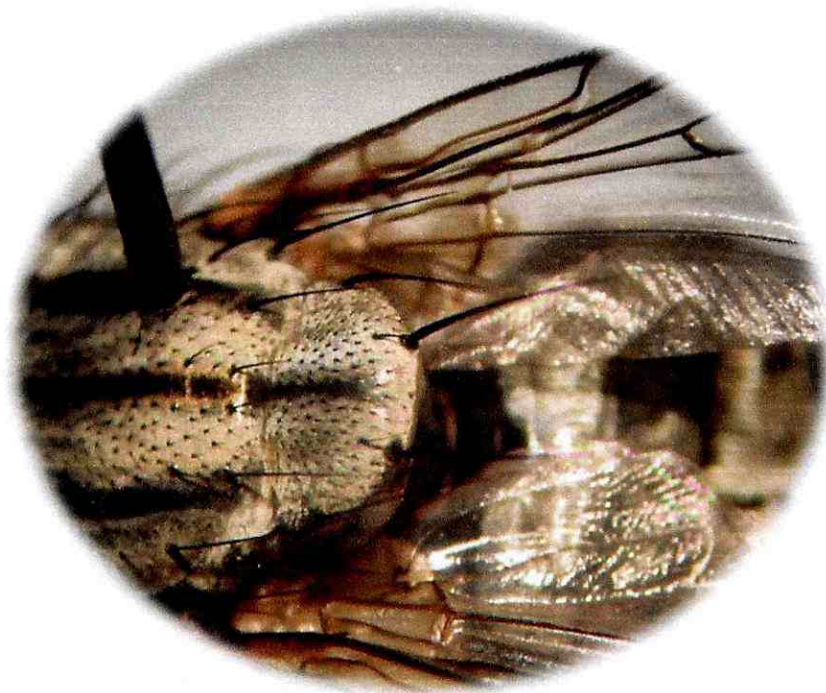


Figura 72. Parte del tórax en hembra de *Euboettcheria*. La ausencia de las setas apicales escutelares es típica en hembras. Biotipo 2 y 4.

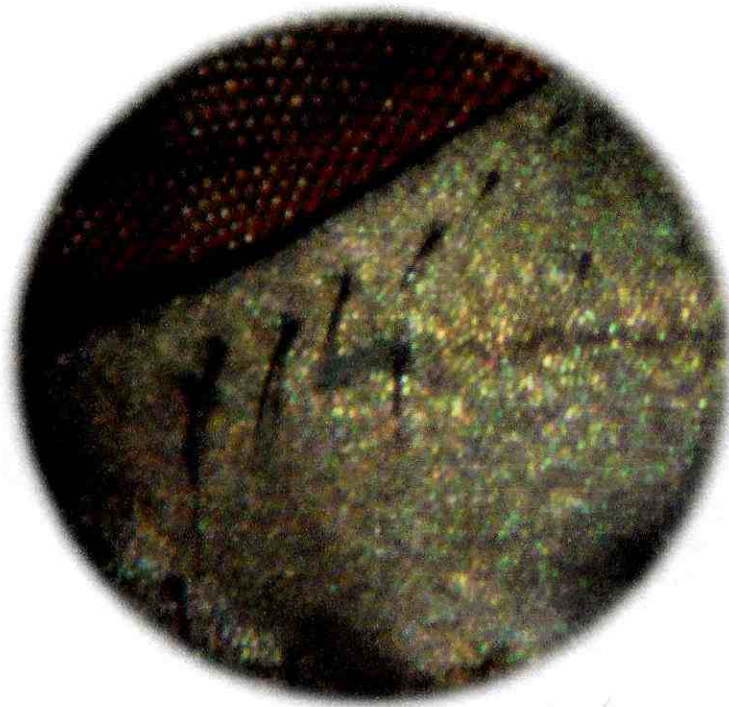


Figura 75. Acercamiento en parafacial. En los biotipos 1 y 2 se pueden ver desde 1 a 6 pelos fuera de la hilera principal.

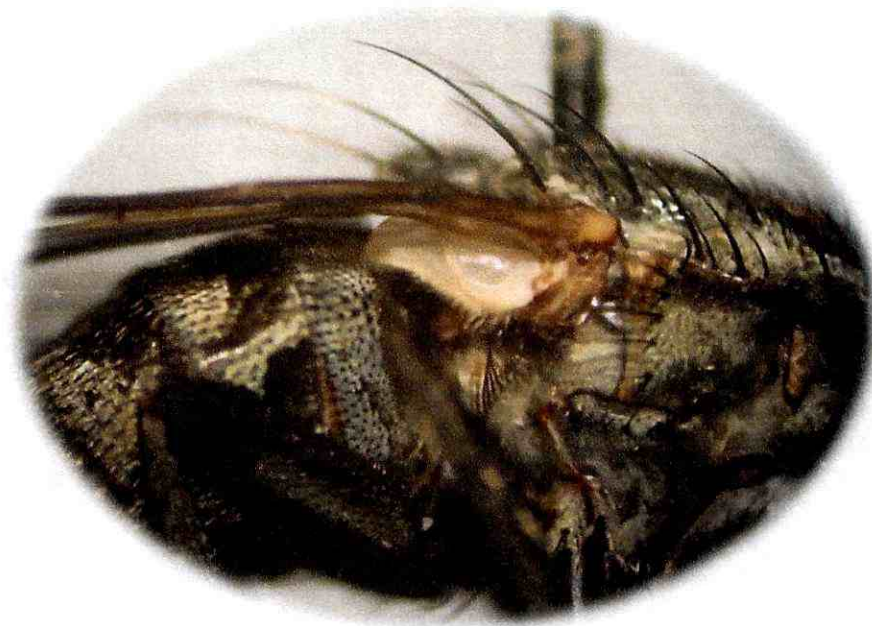


Figura 76. El calípter en todos los especímenes observados fue de color blanco, algo amarillento, con algunos pelos en la orilla tanto en el calípter superior como inferior.



Figura 77. Vista superior de la cabeza de un macho de *Neobellieria*. Las setas verticales exteriores y las setas orbitales proclinadas están ausentes. Biotipo 5.



Figura 78. Terminalia de un macho de *Neobellieria*. El color característico de la terminalia es amarillo-naranja. Biotipo 5.



Figura 79. Terminalia de un macho de *Neobellieria*. Nótese los pelos a lo largo del terguito 5° y también las tibiae posteriores notablemente más setosas que en especímenes de *Euboettcheria*. Biotipo 5.



Figura 80. Vista dorsal de un macho de *Neobellieria*. Un solo par de setas acrosticales Postsuturales, las setas discales muy pronunciadas y el par apical escutelar cruzado al fondo. Biotipo 5.



Figura 81. La parafacial, tanto en hembras como en machos de *Neobellieria*, presenta pelos dispuestos sobre la Mayor parte de su superficie, no forman una hilera ceca del ojo. Biotipo 6.

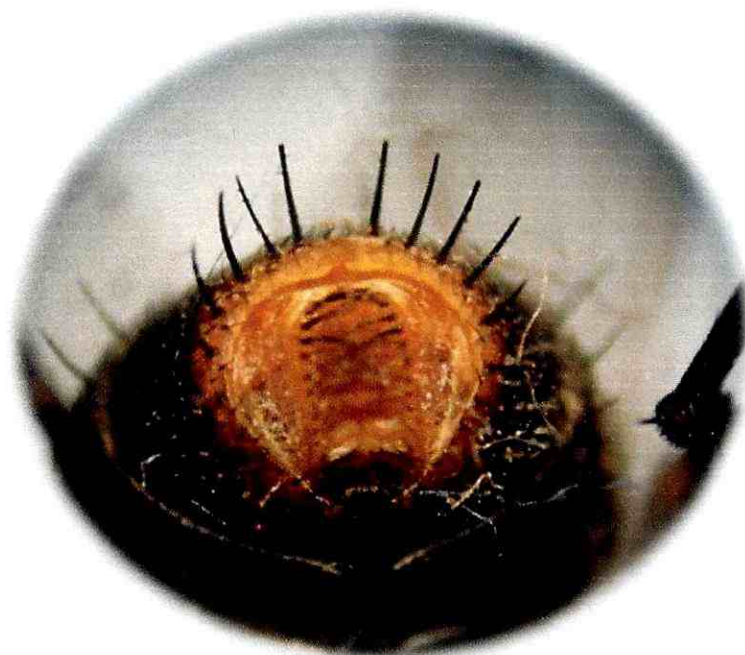


Figura 82. La terminalia típica de hembras de *Neobellieria* presenta el terguito 6º estrechamente dividido por una membrana sobre la línea dorsal media; pelos dispuestos a lo largo del margen posterior del terguito 5º. Biotipo 6.

5. DISCUSIÓN

5.1. Calliphoridae

Según Yusseff (2009), las moscas son consideradas como relojes biológicos bastante precisos, ya que son las primeras en llegar a un cadáver y el estudio detallado de su ciclo de vida permite determinar con mayor precisión el IPM.

Saldívar (2010) establece curvas de crecimiento de califóridos de importancia forense en la Región Lagunera, consigna datos de desarrollo larval de *Ch. rufifacies*, *Ch. megacephala*, *L. silvarum*, *L. eximia* y *Co. macellaria*, pero presenta curvas de crecimiento únicamente para *Ch. rufifacies* con mediciones de longitud y diámetro a intervalos de 24 horas. Esto contrasta con el presente estudio, debido a que se hacen mediciones y observaciones sobre el cambio de instar a intervalos de 4 horas.

En el trabajo de Saldívar (2010) sólo se observa una disminución al final de las curvas cuando las larvas dejan de alimentarse y llegan al estado de pupa, mientras que en las curvas que se obtuvieron para las cuatro especies estudiadas en el presente trabajo se observan varios puntos con disminución relacionados a los cambios de estadio así como a las mudas de la cutícula en un mismo estadio por el incremento de tamaño, esto pudo observarse gracias a que se usaron intervalos cuatro horas para los registros de las dimensiones larvales.

5.1.1. *Chrysomya rufifacies*

Chrysomya rufifacies es nativa de Australia y de la Región Oriental tropical del Viejo Mundo. Fue introducida al continente americano en 1981 y actualmente está bien establecida en la parte sur de los Estados Unidos desde California a Carolina del Norte, con algunas capturas ocasionales durante los meses de verano hasta el

registraron temperaturas con muy poca variación en el cuarto de cría, siendo 28.76 °C (Máx. 33 °C, Mín. 25.20 °C) para el periodo de 10 días de desarrollo en primavera y de 28.36 °C (Máx. 32.30 °C, Mín. 24.90 °C) para el mismo lapso de tiempo en el verano. Según datos de la CNA (2010), en la Comarca Lagunera se registró una temperatura promedio de 29.2 °C durante el mes de mayo y de 27.5 °C para julio, de manera que se pueden correlacionar con las temperaturas del cuarto de cría al registrar un promedio más bajo durante el verano.

En este trabajo se observó que la eclosión de *Ch. rufifacies* se lleva a cabo en la primavera a las 9.27 ± 3.085 horas, mientras que en verano este evento se observa a las 8.42 ± 0.13 , sin embargo, Yusseff (2007) consigna que esta especie eclosiona a las 9.9 ± 1.65 horas después de la oviposición a una temperatura constante de 30 °C.

En el presente estudio el tiempo necesario para la pupación de *Ch. rufifacies* resultó ser de 96 HDDE para las dos estaciones del año, siendo 36 horas mayor que lo consignado por Yusseff (2007) para esta misma especie criada a una temperatura constante de 30 °C.

En el presente estudio, el ciclo vital de *Ch. rufifacies* se completó en 10 días en las dos estaciones (primavera y verano del 2010), acumulando 192.57 UC en primavera y 190.69 UC durante el verano. Al considerar el tiempo en días para completar el ciclo vital (10 días = 240 horas), éste resultó similar al consignado por Yusseff (2007) para la misma especie a una temperatura constante de 25 °C.

A una temperatura de 28 ± 2 °C, según Chee *et al.* (2008), *Ch. rufifacies* se desarrolla desde huevo hasta adulto en un periodo de 227 ± 8.35 horas. Esto muestra una diferencia de alrededor de 13 horas respecto a las 240 horas consignadas en este estudio en ambas estaciones del año.

Las curvas de crecimiento que registraron algunas disminuciones, tanto en longitud como en diámetro de *Ch. rufifacies*, que tanto en el presente estudio como en el consignado por Yusseff (2007) se relacionan con el cambio de estadio, datos que no pudieron ser observados por Saldívar (2010).

5.1.2. *Chrysomya megacephala*

Esta mosca califórida muy distintiva está ampliamente distribuida a través de la región Oriental, Sudáfrica y América del Sur. Actualmente se encuentra bien establecida en el Sur de Estados Unidos, particularmente en Florida, Georgia, Alabama, Mississippi, Louisiana y el Sur de Texas. Los adultos tienen un cuerpo robusto corto similar en apariencia a *Ch. rufifacies*, pero con una cabeza notablemente más grande. Los ojos son usualmente grandes y con tonalidades de rojo muy prominentes, lo que hace a la especie fácilmente reconocible en el campo. En los machos, las facetas del ojo compuesto cambian de patrón ordenadamente en el tercio inferior de la superficie ocular, lo cual también facilita la identificación y reconocimiento de la especie (Byrd y Castner, 2010b).

Los adultos del macho y la hembra son atraídos a carroña, frutas, alimentos dulces y material fecal y urinal, de ahí el nombre común. Aunque *Ch. megacephala* tiene un pico de actividad pronunciado durante las tardes cálidas, esta especie es una de las primeras en tener actividad en las primeras horas de la mañana y es una de las últimas que dejan la carroña en la tarde. Las larvas son primordialmente carroñeras y la mosca adulta muestra una preferencia por restos frescos (Byrd y Castner, 2010b).

Las moscas de esta especie no tienen preferencia por el tamaño del cadáver, se encuentran desde cadáveres de humano hasta de ratón. Debido a que existe mucha competencia en cadáveres grandes con las otras especies, ésta es muy abundante en cadáveres pequeños y desarrolla sus larvas en estos medios, básicamente sin competencia (Yusseff, 2011, comunicación personal).

Chrysomya megacephala presentó un desarrollo completo en 9 días a una temperatura promedio de 28.79 °C en la primavera (Máx. 33 °C, Mín. 25.20 °C), mientras que en verano ésta especie completó su ciclo en 10 días a una temperatura promedio de 28.14 °C (Máx. 32.30 °C, Mín. 24.90 °C).

Los requerimientos tanto en tiempo real como en tiempo fisiológicos varían ligeramente. Al comparar las diferentes cantidades de UCA durante las dos estaciones abarcadas en este estudio, se tiene que *Ch. megacephala* en 9 días durante la primavera acumuló 176.27 UC, mientras que en el verano acumuló 188.09 UC en 10 días. Por otro lado, Haskell (2009), consigna que en total de 222 UC son necesarias para que *Ch. megacephala* complete su ciclo de vida a una temperatura constante de 27 °C, tomando en cuenta una temperatura umbral mínima de 10 °C igual que en el presente estudio.

Chrysomya megacephala se desarrolla más exitosamente en ambientes urbanos que *Ch. rufifacies* (Smith, 1986; Wells, 1991; Tenorio *et al.*, 2003; Yusseff, 2007). Por lo anterior resulta necesario conocer más sobre su biología y desarrollo. Las curvas de crecimiento larval en base a unidades calor pueden ser útiles para la estimación del IPM (Nabity *et al.*, 2006).

5.1.3. *Cochliomyia macellaria*

Esta especie es muy abundante a través del nuevo mundo, donde puede ser encontrada desde el trópico a través de los Estados Unidos hasta la frontera con Canadá. Sin embargo, su población está siendo grandemente reducida donde comparte hábitat con *Ch. rufifacies* (Byrd y Castner, 2010b).

Los adultos son fácilmente diferenciados de la mayoría de otros califóridos debido a su coloración azul-verde metálico, con tres franjas longitudinales pronunciadas de color verde oscuro en la superficie dorsal del tórax entre la base de las alas; estas franjas no se extienden hasta el abdomen. Cuando se observa de cerca, la cabeza parece de color naranja y las patas pueden variar de color café rojizo a café oscuro. Las larvas tienen tráqueas respiratorias en el extremo posterior en forma de líneas de color negro fácilmente visibles ya que contrastan con el color blanco del cuerpo. Estos caracteres facilitan la identificación de esta especie en campo (Byrd y Castner, 2010b).

Es la especie más común de *Cochliomyia* en Norteamérica desde el sur de Estados Unidos hasta el sur de Canadá. Los especímenes en buen estado de esta especie se pueden identificar fácilmente por la presencia de sétulas pálidas fuera de la hilera de setas frontales y el microtomentum plateado pronunciado sobre las áreas laterales del quinto terguito. Estos caracteres pueden ser difíciles de observar en especímenes viejos y dañados. Para las hembras, la basicosta amarillenta es distintiva. El número de setas orbitales proclinadas es variable, usualmente dos de cada lado, algunas veces, una sola seta en uno o en ambos lados (Whitworth, 2006; 2010).

Cochliomyia macellaria prefiere climas cálidos y húmedos. Esta especie frecuente carroña tanto en lugares soleados como sombreados, pero es raramente capturada en lugares cerrados. Es una especie que no tolera el frío (Byrd y Castner, 2010b).

Para la especie *Co. macellaria*, se proyectaron curvas de crecimiento que registraron algunas disminuciones, que tanto en el presente estudio como en el consignado por Yusseff (2007) se relacionan con el cambio de estadio, datos que no pudieron ser observados por Saldívar (2010).

Co. macellaria eclosionó a las 11.75 ± 3.25 horas durante la primavera, mientras que en verano lo hizo a las 14.75 ± 5.75 . Yusseff (2007) consigna que esta especie eclosiona a las 9.1 ± 1.05 horas después de la oviposición a una temperatura constante de $30\text{ }^{\circ}\text{C}$.

Cochliomyia macellaria completó el ciclo vital en 240 horas a una temperatura promedio de $28.79\text{ }^{\circ}\text{C}$ durante la primavera y de 240 a 264 horas a una temperatura promedio de $28.14\text{ }^{\circ}\text{C}$ durante el verano, datos que difieren ligeramente con lo consignado por Greenberg (1991).

La pupación de *Co. macellaria* se registró en un tiempo significativamente diferente entre las dos estaciones estudiadas, es decir, mientras que en la primavera pupó a las 68 HDDE, en el verano lo hizo a las 92 HDDE. Esta misma especie fue estudiada por Yusseff (2007), consignando un tiempo de pupación de 54 HDDE a una temperatura constante de $30\text{ }^{\circ}\text{C}$.

5.1.4. *Lucilia sericata*

Históricamente, esta especie ha tenido una distribución holártica pero actualmente es casi cosmopolita, siendo más abundante en zonas templadas del hemisferio norte (Byrd y Castner, 2010b).

Los adultos de *Lucilia sericata* son de 6 a 9 mm de longitud. Es una mosca de color verde azul metálico brillante, verde amarillo, verde o bronce dorado. El tórax tiene tres surcos transversales en su superficie dorsal, la parte frontal de los fémures son negros o azul profundo, un carácter útil en la identificación (Byrd y Castner, 2010b).

Es una de tres 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. 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. Basicosta de color naranja; calípteres blancos en ambos sexos (Whitworth, 2006; 2010).

Las larvas de esta especie pueden desarrollarse exitosamente en una amplia variedad de sustratos alimenticios, pero se desarrollan cómodamente sobre carroña. Entre las especies de *Lucilia*, *L. sericata* es una de las primeras que arriban a restos humanos y animales. Los adultos prefieren carcasas en lugares abiertos y bien iluminados; sin embargo buscarán áreas sombreadas del cadáver en los cuales depositar sus huevos. Esta especie ha sido reportada como previsor de la muerte y oviposita en heridas del moribundo. Las larvas de *L. sericata* han sido utilizadas con

gran éxito en larviterapia para remover el tejido necrosado de las heridas (Evans, 2007; Byrd y Castner, 2010b).

Lucilia sericata fue colectada sólo en la primavera del 2010. Esto concuerda con los datos consignados por Valdés (2009) y con lo enfatizado por Andersón (2010) al resaltar que la abundancia de los insectos sarcosaprófagos está fuertemente influenciada por la zona biogeoclimática, así como por la estación del año.

Gosselin *et al.* (2010), calcularon que a una temperatura umbral mínima de 9.55 ± 0.41 , *L. sericata* acumula 217.97 ± 15.01 UC durante todo su ciclo de vida. En este estudio se obtuvo que *L. sericata* necesitó 242.52 UC para completar su ciclo vital a una temperatura promedio de 28.70 °C, tomando en cuenta una temperatura umbral mínima de 10 °C.

Keirallah *et al.* (2007), consignaron que *L. sericata* completa su desarrollo a las 278.40 ± 0.37 horas a una temperatura constante de 29 °C en una población de 200 especímenes, es decir, alrededor de 11.6 días, tiempo que es similar al registrado en este estudio al obtener que esta especie completa su ciclo de vida en un promedio de 12 días durante la primavera, durante la cual fue registrada una temperatura de 28.70 °C (Máx. 33 °C, Mín. 25.20 °C) en el cuarto de cría.

5.2. Sarcophagidae

La importancia de estudiar a los sarcófagidos radica en que son considerados dentro de los principales dípteros de interés forense, tal y como lo señala Valdés (2009) en un estudio reciente en la Comarca Lagunera, en el que Sarcophagidae es uno de los taxones más abundantes después de Calliphoridae. De igual manera

Greenberg (1991), Magaña (2001) y Salazar-Ortega (2008) consignan a los sarcófagidos como los principales colonizadores de cadáveres.

De Arriba y Costamagna (2006), señala que la sistemática de la familia Sarcophagidae es controvertida y poco clara. De acuerdo a Shewell (1987b) los primeros escritores sobre Sarcophagidae usaron *Sarcophaga* Meigen en el sentido más amplio al describir nuevas especies. Es así pues que dentro de los géneros considerados por Shewell se encuentran *Euboettcheria* y *Neobellieria* que son los géneros identificados en este trabajo.

Una desventaja en la clave con la que se trabajó es que no cita especies en el caso de *Neobellieria*, sólo puntualiza que en la región neártica este género cuenta con 6 especies ampliamente distribuidas (Shewell, 1987b), todos los especímenes que se colectaron presentan las mismas características, es decir que pudieran considerarse dentro de una misma especie. Valdés (2009) y García-Espinoza (2010), también colectaron especímenes tanto hembras como machos de *Neobellieria*, ellos sin embargo no fueron más allá de la clasificación genérica, es decir, no determinaron especie alguna y menos describieron el fenotipo del género encontrado.

En la Comarca Lagunera han sido consignados ocho géneros de Sarcophagidae, entre los que se encuentran a *Anicia*, *Bellieria*, *Bercaea*, *Liopygia*, *Paraphrissopoda*, *Sarcodexia* y *Tytanogrypa* (García, 2008; García-Espinoza *et al.*, 2009; García-Espinoza *et al.*, 2010; Valdés-Perezgasga *et al.*, 2010), además de *Aracidomyia*, *Comasarcophaga*, *Boettcheria* y *Kellymyia*, especímenes colectados durante el 2009 y depositados en la colección de Valdés. Al hacer la identificación de los especímenes colectados durante el desarrollo del presente trabajo se encontró

que éstos pertenecían a *Neobellieria* y *Euboettcheria*; anteriormente ya se había consignado a *Neobellieria* pero a *Euboettcheria* no, así que al revisar la colección de sarcófagos de la Comarca Lagunera se encontró que según las características de *Sarcodexia* y *Euboettcheria* eran las mismas de modo que se procedió a rectificar la identificación, los trabajos anteriores habían reportado equivocadamente la existencia de *Sarcodexia*, los especímenes en realidad pertenecían al género *Euboettcheria*.

Según los datos encontrados se puede decir que *Euboettcheria* en la Comarca Lagunera podría presentar dos especies distintas en vez de *E. volucris* consignada por Shewell (1987b) como única especie para este género en la región Neártica.

Del género *Neobellieria* se presentan según Shewell (1987) 6 especies neárticas, de las cuales en este trabajo sólo se colectaron hembras y machos presumiblemente pertenecientes a una misma especie ya que todos los especímenes presentan las mismas características.

6. CONCLUSIONES

Con los resultados obtenidos en este trabajo investigativo se contribuye de manera significativa al conocimiento de la fauna sarcosaprófaga en varios aspectos.

Se obtuvieron datos necesarios para proyectar curvas de crecimiento larval de cuatro especies de Calliphoridae (*Ch. rufifacies*, *Ch. megacephala*, *Co. macellaria* y *L. sericata*), con lo cual se establece la base preliminar para poder en un futuro cercano calcular el IPM con plena confianza utilizando el desarrollo larval de las especies de la Comarca lagunera.

Como se pudo observar en los resultados, tanto el tiempo que tardan las larvas en llegar a su estado de pupa, como las unidades de calor acumuladas para pasar de huevo a adulto, difieren de estudios anteriores realizados en otros países bajo condiciones similares. Esto se debe a que las especies se adaptan y cambian de acuerdo al medio donde se encuentran por su plasticidad genotípica, lo que les confiere algunas ventajas para vivir en su entorno. De manera que el desarrollo de este estudio permite acercarnos a una determinación del IPM más confiable para esta región en particular basados en el ciclo de desarrollo de las cuatro especies estudiadas. Además aporta información valiosa para apoyar investigaciones en otras regiones del país donde la entomología forense sea necesaria para ayudar a esclarecer un caso.

También se presentó un ejemplo hipotético para el cálculo de intervalo post mortem con los datos de desarrollo larval de *Ch. rufifacies* y mediciones simuladas para un mejor entendimiento del método.

7. RECOMENDACIONES

Como principal recomendación se propone el establecimiento de experimentos en cada una de las cuatro estaciones del año, para conocer de manera precisa la abundancia y el desarrollo de las especies de la Comarca Lagunera.

También es necesario abarcar de manera obligada en los estudios siguientes los meses de otoño-invierno para lograr coleccionar especies del género *Lucilia*.

Es importante señalar que en los estudios posteriores sobre estas especies se hagan colectas más extensas y con la mayor cantidad posible de adultos y hembras grávidas para coleccionar suficientes masas de huevecillos ya que durante este estudio sólo se coleccionaron pocas masas útiles de algunas especies (*Ch. megacephala* y *Co. macellaria*) en ambas etapas.

Aumentar de cinco a diez o más el número de larvas por medición (cada cuatro horas) para obtener promedios más cercanos a la realidad y menos alejados de los tamaños mínimo y máximo de los especímenes.

Una recomendación para el estudio de sarcófagos es que se ahonde más sobre la taxonomía, ya sea clásica o molecular. También es necesario establecer estudios más detallados en cada época del año en las diversas regiones del país y en especial de la Región Lagunera; lo anterior ayudaría a generar información nueva y confiable para conformar una clave específica en cuanto a Sarcophagidae se refiere.

Por último, se recomienda para los futuros trabajos usar una tela de tul con orificios más pequeños con el fin de evitar la invasión de *Megaselia* sp. (Diptera: Phoridae) en las jaulas de cría y alimentación.

8. 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.
- Allen, H. W. 1926. North American species of two-winged flies belonging to the tribe Miltogrammini. Proc. U. S. natn. Mus. 68(9):1-106.
- Amat, E. 2009. Contribución al conocimiento de las Chrysomyiinae y Toxotarsinae (Diptera: Calliphoridae) de Colombia. Revista Mexicana de Biodiversidad 80:693-708.
- 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.
- 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. 2010. Factors that influence insect succession on carrion. En: Byrd y Castner (Eds.). Forensic Entomology. The Utility of Arthropods in Legal Investigations. Second edition. CRC Press, Boca Raton, FL, USA. Pág. 201-250.
- Anderson, G. S. & S. L. VanLaerhoven. 1996. Initial studies on insect succession on carrion in southwestern British Columbia, J. Foren. Sci. 41(4):617-625.
- 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.
- Baer, W. 1921. Die Tachinen als Schmarotzer der Schadhlichen Insekten. Berlin. En Shewell (1987), pág. 1185.
- 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.
- Bussetti M. R., V. H. Suarez, O. S. Anziani, D. O. Bedotti, J. Ves Losada. 2004. Miasis cutánea ovina producida por *Chrysomyia albiceps* (Wiedemanna, 1819) en La Pampa, Argentina. Veterinaria Argentina. 21: 117-121.
- Byrd, J. H. and J. F. Butler. 1996. Effects of temperature on *Cochliomyia macellaria* (Diptera: Calliphoridae) development. Journal of Medical Entomology. 33(6): 901-905.
- Byrd, H. J., y J. L. Castner. 2010a. Forensic entomology: the utility of arthropods in legal investigations. CRC, Boca Raton, FL, USA. Pág. 39-126.
- 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.
- Campobasso, C. P., M. Gherardi, M. Caligara, L. Sironi, F. Introna. 2004. Drug analysis in blowfly larvae and in human tissues: a comparative study. Int. J. Legal Med. 118:210-214

- Carvalho, C. J. B. y C. A. de Mello-Patiu. 2008. Key to the adults of the most common forensic species of Diptera in South America. *Revista Brasileira de Entomologia* 52(3): 390-406.
- Castillo, M. M. 2002. Estudio de la Entomofauna asociada a cadáveres en el Alto Aragón (España). *Sociedad Entomológica Aragonesa* 6:1-94.
- Chee, C. D., N. Wasi A., L. Han L., J. Jeffery, W. N. Wan M., A. Abdul G., M. Sofian-Azirun. 2008. Larval growth parameters and growth rates of forensically important flies, *Hypopygiopsis violacea* Macquart, 1835 and *Chrysomya rufifacies* Macquart, 1842. *Process of ASEAN Congress of Tropical Medicine and Parasitology* 3:97-100.
- 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.
- Cumming, J. M. y D. M. Wood. 2009. Adult morphology and terminology. En: Brown *et al.* (Eds.). *Manual of Central American Diptera, Volume 1*. National Research Council of Canada, Ottawa, 714 pp.
- De Arriba, A. V. y S. R. Costamagna. 2006. Desarrollo post-embionario de *Microcerella acrydiorum* (Diptera: Sarcophagidae) bajo condiciones de laboratorio. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 65(1-2):55-61.
- 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.
- Evans, A. V. 2007. *Field Guide to Insects and Spiders & Related Species of North America*. Sterling Publishing Co., Inc. New York, New York, USA. 497 p.
- Figueroa, L., F. Uherek, P. Yusef, L. López, y J. Flores. 2006. Experiencia de terapia larval en pacientes con úlceras crónicas. *Parasitol. Latinoam.* 61:160-164.
- 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. 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.
- Flores P., R. 2008. Familias de dípteros de interés forense. [En línea]. http://www.colpos.mx/entomologiaforense/familias_de_interés_forense.htm [Fecha de consulta 24/04/2011]
- Forero B., E., J. Cortés V. y L. Villamil J. 2008. Problemática del gusano barrenador del ganado, *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel, 1858) en Colombia. *Revista de MVZ Cordoba* 13(2):1400-1414.
- Gagliano-Candela, R. y L. Aventaggiato. 2001. The detection of toxic substances in entomological specimens. *International Journal of Legal Medicine* 114:197-203.
- 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, E. F., M. T. Valdés-Perezgasga, E. Pastrana-Ortiz y B. A. Cisneros-Flores. 2009. Abundancia estacional de géneros de Sarcophagidae (Diptera) en el semidesierto Coahuilense. *Entomología mexicana* 8:778-782.

- García-Espinoza, E. F., M. T. Valdés Perezgasga, E. Pastrana Ortiz y B. A. Cisneros Flores. 2010. Identificación y abundancia estacional de géneros de la familia Sarcophagidae (Diptera) sobre carroña de cerdo en un área semidesértica de Coahuila. *Folia Entomol. Mex.* 48(3) (en prensa).
- García-Rojo, A. M. 2004. Estudio de la sucesión de insectos en cadáveres en Alcalá de Henares (Comunidad Autónoma de Madrid) utilizando cerdos domésticos como modelos animales. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* (34):263-269.
- 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.
- Gennard, D. E. 2007. *Forensic Entomology. An introduction.* Chippenham, Wiltshire, UK, Wiley. 224 pp.
- Gill, G. J. 2005. Decomposition and arthropod succession on above ground pig carrion in rural Manitoba. Technical Report. TR-06-2005. Canadian Police Research Centre, Ottawa. 2005.
- Goddard, J. y P. K. Lago. 1985. Notes on blowfly (Diptera: Calliphoridae) succession on carrion in northern Mississippi. *Journal of Entomological Sciences* 20:312-317.
- Goff, M. L. 1993. Estimation of postmortem interval using arthropod development and successional patterns. *Am. J. Forensic Med. Path.* 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 W. D. Lord. 1994. Entomotoxicology: a new area for forensic investigation. *Am. Journal of Forensic Medicine Pathology.* 15:51-57.
- Goff, M. L. y W. D. Lord. 2010. Entomotoxicology: insects as toxicological indicators and the impact of drugs and toxins on insect development. En: Byrd y Castner (Eds.). *Forensic Entomology. The Utility of Arthropods in Legal Investigations.* Second edition. CRC Press, Boca Raton, FL, USA. Pág. 427-436.
- Goff, M. L., M. L. Miller, J. D. Paulson, W. D. Lord, E. Richards, and A. I. Omori. 1997. Effects of 3, 4-methylenedioxymethamphetamine in decomposing tissues on the development of *Parasarcophaga ruficornis* (Diptera: Sarcophagidae) and detection of the drug in postmortem blood, liver tissue, larvae and puparia. *Journal of Forensic Sciences* 42:276-280.
- González, J. L. y J. M. Hernández. 1990. Programa en BASIC para el cálculo de grados días. *Boletín de Sanidad Vegetal* 16:159-164.
- M. Gosselin, M., D. Charabidze, C. Fripiat, B. Bourel, D. Gosset y P. Rasmont. 2010. Development Time Variability: Adaptation of Régnière's method to the intrinsic variability of Belgian *Lucilia sericata* (Diptera, Calliphoridae) population. *Journal of Forensic Research* 1(2):1-3. doi:10.4172/2157-7145.1000109
- Gosselin, M., S. M. R. Wille, M. del M. Ramírez F., V. Di Fazio, N. Samyn, G. De Boeck, B. Bourel. 2011. Entomotoxicology, experimental set-up and interpretation for forensic toxicologists. *Forensic Science International* 208(1):1-9.
- Greenberg, B. 1991. Flies as forensic indicators. *Journal of Medical Entomology* 28(5): 565-577.

- Hall, D. G. 1948. The Blowflies of North America. Thomás Say Foundation, Lafayette, Indiana. 477 pp. 51 plates.
- Hall, M. J. R., Z. J. O. Adams, N. P. Wyatt, J. M. Testa, W. Edge, M. Nikolausz, R. farkas y P. Ready. 2009. Morphological and mitochondrial DNA characters for identification and phylogenetic analysis of the myiasis-causing flesh fly *Wohlfahrtia magnifica* and its relatives, with a description of *Wohlfahrtia monegrosensis* sp. n. Wyatt & Hall. *Medical and Veterinary Entomology* 23(Suppl. 1):59-71.
- Haskell, N. H. 2009. Report of diagnostic laboratory examination. Case #: 08-069208; FEI #: 1187 (B). ASL/CSI Michael Vincent, Orange County Sheriff's Office, 2500 West Colonial Drive, Orlando, FL 32804.
- Higley, L. G. y N. H. Haskell. 2001. Insect development and forensic entomology. Pp. 287-302. In: Byrd y Castner (Eds.). *Forensic Entomology. The Utility of Arthropods in Legal Investigations*. CRC Press, Boca Raton, FL, USA.
- Higley, L. G. y N. H. Haskell. 2010. Insect development and forensic entomology. Pp. 389-406. In: Byrd y Castner (Eds.). *Forensic Entomology. The Utility of Arthropods in Legal Investigations*. Second edition. CRC Press, Boca Raton, FL, USA.
- Introna, F., C. P. Campobasso y M. L. Goff. 2001. Entomotoxicology. *Forensic Science International*. 120: 42-47.
- James M. T. 1970. Family Calliphoridae. En: N. Papavero (Ed.). *A Catalogue of the America South of the United States*, Sao Paulo, Museu de Zoologia da USP, Sao Paulo. Fascicule 102. 88 pp.
- Jerson, L. M. y R. H. Miller. 2001. Estimating filth fly (Diptera: Calliphoridae) development in carrion in Guam. *Micronesica*. 34(1): 11-25.
- Kheirallah, A. M., T. I. Tantawi, A. H. Aly y Z. A. El Moaty. 2007. Competitive interaction between larvae of *Lucilia sericaria* (Meigen) and *Chrysomya albiceps* (Wiedemann) (Diptera: Calliphoridae). *Pakistan Journal of Biological Sciences* 10(7):1001-1010.
- Liria S., J. 2006. Insectos de importancia Forense en cadáveres de Ratas, Carabobo-Venezuela. *Rev. Peru. Med. Exp. en Salud Pública* 23(1):33-38.
- Lo, S. J. 2007. Factors influencing adipocere formation. Bachelor of Arts (Honours) thesis. School of Criminology. Simon Fraser University. 80 pp.
- Lopes, H. de S. 1939. Contribucao ao conhecimento do genero *Helicobia* Coquillett (Dipt. Sarcophagidae). *Rev. Ent., Rio de J.* 10:497-517.
- Lopes, H. de S. 1943. Contribucao ao conhecimento das larvas dos Sarcophagidae com especial referencia ao esqueleto cefálico (Diptera). *Mems. Inst. Oswaldo Cruz* 38:127-163.
- Lopes, H. de S. 1946. Contribucao ao conhecimento das espécies do genero *OxySarcodexia* Townsend, 1917. *Bolm. Esc. Nac. Vet., Rio de J.* 1:62-134.
- Lopes, H. de S. 1950. Sobre os generos *Boettcheria* Parker 1914 e *Boettcherimina* n. gen. (Diptera, Sarcophagidae). *Mems. Inst. Oswaldo Cruz* 48:687-732.
- Lopes, H. de S. 1956a. Contribucao ao conhecimento do genero *Sarcophagula* Wulp, 1887. *Mems. Inst. Oswaldo Cruz* (1954)52:587-602.
- Lopes, H. de S. 1956b. Sobre a terminalia masculina dos "Sarcophagidae". *Revta. Bras. Biol.* 16:59-64.

- Lopes, H. de S. 1969. Sarcophagidae. En: N. Papavero (Ed.). A catalogue of the diptera of the Americas south of the United States. Departamento de Zoologia, Secretaria da Agricultura, Sao Paulo, Brasil. 88 pp.
- López, C. L. D. 2006. Miasis. *Dermatología Rev. Mex.* 50(3):94-104.
- 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.
- MacGregor, D. M. 1999b. Decomposition of pig carrion in southeast Queensland, Australia, during winter. 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.
- Malipatil, M. y P. Ridland. 2011. Polyphagous Agromyzid Leafminers. Glossary. [En línea] <http://keys.lucidcentral.org/keys/v3/leafminers/index.htm> [Fecha de consulta: 05/05/2011].
- Maloch, J. R. 1923. A new carácter differentiating the families of Muscoidea (Dipt.). *Ent. News* 34:57-58.
- Marshall, S.A., Whitworth, T. and Roscoe, L. 2011. Blow flies (Diptera; Calliphoridae) of eastern Canada with a key to Calliphoridae subfamilies and genera of eastern North America, and a key to the eastern Canadian species of Calliphorinae, Luciliinae and Chrysomyiinae. *Canadian Journal of Arthropod Identification* No. 11, 11 January 2011, available online at http://www.biology.ualberta.ca/bsc/ejournal/mwr_11/mwr_11.html, doi: 10.3752/cjai.2011.11
- Mavárez-Cardozo, M. G., A. I. Espina de Ferreira, F. A. Barrios-Ferrer y J. L. Ferreira-Paz. 2005. La Entomología Forense y el Neotrópico. *Cuad. Med. Forense* 11(39):23-33.
- 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.
- Murthy, V. y M. Mohanty. 2010. Entomotoxicology: a review. *J Indian Acad Forensic Med*, 32(1):82-84.
- Nabity, P. D., L. G. Higley, y T. M. Heng-Moss. 2006. Effects of temperature on development of *Phormia regina* (Diptera: Calliphoridae) and use of developmental data in determining time intervals in forensic entomology. *J. Med. Entomol.* 43(6):1276-1286.
- Palacios, L. 2008. Con larvas de moscas sanan heridas crónicas. Universidad del Rosario, Facultad de Medicina. Fascículo interactivo 02 de 16. Tomo III. 12 pp.
- Pape, T. 1987. The Sarcophagidae (Diptera) of Fennoscandia and Denmark. Scandinavian Sciences Press Ltd. Leiden, Copenhagen. *Fauna Entomológica Scandinávica*, Vol. 19:208 pp.
- Pape, T. 1996. Catalogue of the Sarcophagidae of the world (Insecta: Diptera). *Memoirs on Entomology, International* 8:1-558.

- Pape, T., M. Wolff, y E. C. Amat. 2004. Los califóridos, oéstridos, rinofóridos y sarcófágidos (Diptera: Calliphoridae, Oestridae, Rhinophoridae, Sarcophagidae) en Colombia. *Biota Colombiana* 5(2):201-208.
- Pounder, D. J. 1991. Forensic entomo-toxicology. *Journal of the Forensic Science Society* 31(4):469-472.
- Prado e Castro, C., M. D. García, M. I. Arnaldos & D. González-Mora. 2010. Sarcophagidae (Diptera) attracted to piglet carcasses including new records for Portuguese fauna. *Graellsia*, 66(2):285-294.
- Reed, M., D. 2009. Entomotoxicological and Thermal Factors Affecting the Development of Forensically Important Flies. Ph. D. Thesis. Faculty of Virginia Polytechnic Institute and State University. 111 pp.
- Rey, M., A. Castañeda, J. González, V. Acero, A. Segura, C. Zapata, M. A. Gaona, D. Ríos, y F. J. Bello. 2008. Evaluación de la terapia larval en el proceso de curación de heridas infectadas con *Pseudomonas aeruginosa* en conejos. *Rev. Cienc. Salud. Bogotá* 6(2):9-24.
- Ribeiro, P. B. y C. J. B. Carvalho. 1998. Pictorial key to Calliphoridae genera (Diptera) in southern Brazil. *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology* 7:137-140.
- 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.
- Rodendorf, B. B. 1937. Fauna U. S. S. R. Ins., Dipt. 19, No. 1. Sarcophagidae Part 1. *Zool.* [Transl. pp. 1-38]. *Inst. Acad. Sci. USSR, Moscow.*
- Rodendorf, B. B. 1965. Composition of the tribe sarcophagini (Diptera, Sarcophagidae) in Eurasia. *Ent. Rev. Wash.* 44:397-406.
- Rognes, K. 1986. The Sarcophagidae (Diptera) of Norway. *Fauna Norvegica Ser. B. Norwegian Journal of Entomology* 33(1):1-26.
- 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.
- 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.
- Strobl, P. G. 1894. Die Dipteren von Steiermark. II Theil. *Studia Dipterologica* 8:323-326.
- Szpila, K. y Pape, T. 2005. The first instar larva of *Apodacra pulchra* (Diptera: Sarcophagidae, Miltogramminae). *Insect Systematics and Evolution* 36:293-300.
- Szpila, K. y Pape, T. 2007. Rediscovery, redescription and reclassification of *Beludzhia phylloteliptera* (Diptera: Sarcophagidae, Miltogramminae). *European Journal of Entomology* 104:119-137.
- Talari, S. A., F. Sadr, A. Doroodgar, M. R. Talari y A. S. Gharabagh. 2004. Case report. Wound myiasis caused by *Lucilia sericata*. *Arch. Iranian. Med.* 7(2):128-129.
- Tenorio, F. M., J. K. Olson, C. J. Coates. 2003. Decomposition studies, with a catalog and descriptions of forensically important blow flies (Diptera: Calliphoridae). *Southwestern Entomologist* 28(1):37-45.
- Thompson, W. R. 1921. Recherches sur les dipteres parasites. I les larves des Sarcophagidae. *Bull. biol. Fr. Belg.* (1920)54:313-463.
- Tomberlin, J. K., A. M. Albert, J. H. Byrd y D. W. Hall. 2006. Interdisciplinary workshop yields new entomological data for forensic sciences: *Chrysomya rufifacies* (Diptera: Calliphoridae) established in North Carolina. *Journal of Medical Entomology* 43(6):1287-1288.
- Torrez J., S. Zimman, C. Rinaldi y R. Cohen. 2006. Entomología Forense. *Revista del Hospital José María Ramos Mejía* 10(1): 22.
- Torruella J. 1997. Miasis Cutánea por larvas de *Lucilia sericata* (Meigen) en el hombre; reporte de un caso clínico en Barcelona. *Soc. Entom. ICHN-SCL* 9: 151-160.
- Townsend, C. H. T. 1935-1938. Manual of myiology. Part 2 (1935):1-296; Part 5 (1937):1-234; Part 6 (1938):1-246.
- Tracqui, A., C. Keyser-Tracqui, P. Kintz y B. Ludes. 2004. Entomotoxicology for the forensic toxicologist: much ado about nothing? *Int J Legal Med* 118:194-196.
- Triplehorn C. A. y N. F. Johnson. 2005. *Borror 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.
- Valdés-Perezgasga, M. T., F. J. Sánchez Ramos, O. García-Martínez y G. S. Anderson. 2010. Arthropods of forensic importance on pig carrion in the Coahuilan Semidesert, México. *J Forensic Sci.* 55(4): 1098-1101.
- 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.
- Verves, Y. G. 1989. Prof. Hugo de Souza Lopes and the modern system of Sarcophagidae (Diptera). *Mems. Inst. Oswaldo Cruz* Vol. 84, Supl. IV:529-545.
- Verves, Y. G. y L. A. Khrokalo. 2006. Review of Macronychiinae (Diptera, Sarcophagidae) of the world. *Vestnik zoologii*, 40(3):219-239.
- Visciarelli, E., S. Costamagna, L. Lucchi, y N. Basabe. 2007. Miasis Humana en Bahía Blanca, Argentina. Período 2000/2005. *Neotropical Entomology* 36(4):605-611.

- 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.
- Warren, J. A. 2006. The development of *Protophormia terranovae* (Robineau-Desvoidy) (Diptera: Calliphoridae) at constant and fluctuating temperatures. Master of Arts Thesis. Simon Fraser University. 95 pp.
- Wells, J. D. 1991. *Chrysomya megacephala* (Diptera: Calliphoridae) has reached the continental United States: Review of its biology, pest status, and spread around the world. *Journal Medical Entomology*. 28(3): 471-473.
- Wells, J. D. y L. R. Lamotte. 2010. Estimating the postmortem interval. En: Byrd y Castner (Eds.). *Forensic Entomology. The Utility of Arthropods in Legal Investigations*. Second edition. CRC Press, Boca Raton, FL, USA. Pág. 367-388.
- 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.
- Whitworth, T. 2010. Keys to the genera and species of blow flies (Diptera: Calliphoridae) of the West Indies and description of a new species of *Lucilia* Robineau-Desvoidy. *Zootaxa* 2663:1-35.
- Williston, S. W. 1908. *A manual of North American Diptera*. Third Edition. James T. Hathaway. New Haven, Connecticut, USA. 405 pp.
- Wilson, L. T. y Barnett, W. W. 1983. Degree-days: an aid in crop and pest management. *California Agriculture* 37:4-7.
- 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.

APÉNDICE

RESUMEN EN ME'PHAA (TLAPANECO)

DI' NA'THAN NA ÑAJÓN RI'GUE

TSÁ ÑAJUN

FABIÁN GARCÍA ESPINOZA

XANE NANE MBÁO ÑUU JAMÍ ÑOJO'ON CALLIPHORIDAE GAJMÁ XANE

NIWITÁA JÉNEROS DRIGO SARCOPHAGIDAE ÑOJO'ON NA' XUAJÉN

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO. JUNIO DEL 2011

Na ñajón ri'gue na'than waa ajngáa dri'go ñojo'on Calliphoridae gajmá Sarcophagidae (Insecta: Diptera). Ñajón rigue ne'nelo goon di' ajma (Febrero) asndo goon ju'an (Julio) tsígo 2010. Ajtsú etapas nenelo na ñajón ri'gue, etapa ri guini nimbiyú "etapa preliminar", i'do wamba ru'ko ra ni'ne ajma etapa mbujú, etapa di ajma nimbiyú "primera etapa", na etapa rigue nijmá xtila nijañu; jamí etapa di ajtsú nimbiyú "segunda etapa", gejió nijmá edxo dri'go a'gaa. Na'kee mangá xane nae mbáo a'do drigo ñojo'on. Ajko especies nisngó xane nawitáa xndúu asndo mbíi di nane ñoj'on mb'ao, ri'gue juaan especies ri na'thanlo: *Chrysomya rufifacies*, *Ch. megacephala*, *Cochliomyia macellaria* jamí *Lucilia sericata*. Na yíi rigue naka mangá mbá xtangóo xane mañu identifikar mbawi especie drigo miguiño especies dri'go Calliphoridae. Jamí Sarcophagidae niwitáa nene ma'jon biotipos, mbá mbá wadáa características ri nane maguée na ni'ñulo agrupar.

Bitácora de registro de temperaturas durante febrero, mayo y julio del 2010

Temperaturas registradas en el cuarto de cría. Febrero del 2010

Fecha	Máx. (°C)	Mín. (°C)	Promedio
01/02/2010	23.50	11.00	17.25
02/02/2010	18.00	10.00	14.00
03/02/2010	17.00	10.00	13.50
04/02/2010	17.50	10.00	13.75
05/02/2010	17.00	10.00	13.50
06/02/2010	16.00	11.00	13.50
07/02/2010	18.00	10.00	14.00
08/02/2010	17.00	10.00	13.50
09/02/2010	19.00	10.00	14.50
10/02/2010	18.00	10.00	14.00
11/02/2010	16.00	9.00	12.50
12/02/2010	14.00	7.00	10.50
13/02/2010	16.00	11.00	13.50
14/02/2010	18.50	10.00	14.25
15/02/2010	17.50	10.00	13.75
16/02/2010	16.00	11.00	13.50
17/02/2010	15.00	8.00	11.50
18/02/2010	16.00	11.00	13.50
19/02/2010	20.00	10.00	15.00
20/02/2010	18.00	10.00	14.00
21/02/2010	20.00	10.00	15.00
22/02/2010	19.00	13.00	16.00
23/02/2010	19.00	12.00	15.50
24/02/2010	15.00	8.00	11.50
25/02/2010	14.00	6.00	10.00
26/02/2010	19.00	10.00	14.50
27/02/2010	18.00	10.00	14.00
28/02/2010	18.00	10.00	14.00
Máxima 23.50 °C		Mínima 6.00 °C	

Temperaturas registradas en el cuarto de cría. Julio del 2010

Fecha	Máx. (°C)	Mín. (°C)	Promedio
07/05/2010	26.70	25.70	26.20
08/05/2010	29.00	25.70	27.35
09/05/2010	29.10	25.70	27.40
10/05/2010	29.30	25.20	27.25
11/05/2010	30.00	25.20	27.60
12/05/2010	30.70	25.20	27.95
13/05/2010	31.10	25.20	28.15
14/05/2010	31.20	25.20	28.20
15/05/2010	31.20	25.20	28.20
16/05/2010	32.30	24.90	28.60
17/05/2010	32.30	24.90	28.60
18/05/2010	32.10	24.90	28.50
19/05/2010	32.10	24.90	28.50
20/05/2010	32.10	24.90	28.50
21/05/2010	32.10	24.90	28.50
22/05/2010	32.90	24.90	28.90
23/05/2010	32.90	24.90	28.90
24/05/2010	32.90	24.90	28.90
25/05/2010	32.90	24.90	28.90
26/05/2010	32.90	24.90	28.90
27/05/2010	32.90	24.90	28.90
28/05/2010	32.90	24.90	28.90
29/05/2010	32.90	24.90	28.90
30/05/2010	32.90	24.60	28.75
31/05/2010	32.90	24.60	28.75
Máxima 32.90 °C		Mínima 24.60 °C	

Datos de la Comisión Nacional del Agua, Delegación Torreón

Temperaturas mensuales promedio

Año	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic
2008	15.1	19.4	20.9	26.0	28.4	30.8	28.6	27.1	24.7	23.4	18.6	17.2
2009	17.5	19.9	23.3	26.2	28.8	29.9	30.4	28.9	25.0	24.4	18.3	14.9
2010	14.1	15.3	19.5	25.1	29.2	30.1	27.5	30.0	26.8	23.6	18.3	15.0

Precipitación media mensual

Año	Ane	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic
2008	0.0	0.0	0.4	2.8	6.5	0.0	19.8	85.9	34.4	33.6	0.0	0.0
2009	0.0	0.0	0.0	0.0	5.4	52.6	51.3	34.9	74.6	37.4	7.2	8.8
2010	8.4	11.8	2.2	4.6	44.2	36.0	165.8	0.4	49.5	0.2	0.0	0.0

Evaporación media mensual

Año	Ane	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Sep	Oct	Nov	Dic
2008	105.0	142.6	206.9	204.5	296.4	319.1	266.0	227.9	166.7	162.7	124.7	116.4
2009	122.5	155.8	222.0	283.7	273.1	273.6	271.7	227.5	145.5	162.7	124.7	84.7
2010	101.4	90.7	189.0	249.3	281.6	351.3	271.7	242.5	162.1	167.7	132.0	85.6

CARTA DE RECEPCIÓN DE ARTÍCULO



ACTA ZOOLOGICA MEXICANA
nueva serie

MANUSCRITO No. AZM11-48

Xalapa de Enríquez, Veracruz, a 08 de Junio de 2011

Dra. Ma. Teresa Valdés Perezgasga
UAAAN-UL: Dpto. de Parasitología
Torreón, Coahuila

Por este conducto me es grato comunicarle que su trabajo científico titulado: **“Desarrollo larval y requerimientos calóricos de *Chrysomya rufifacies* (Diptera: Calliphoridae) durante primavera y verano en Torreón, Coahuila”** elaborado por usted como autor de correspondencia junto con Fabián García-Espinoza, Francisco Javier Sánchez Ramos, Sohath Zamira Yusseff Vanegas y Ma. Teresa Quintero Martínez y enviado a nuestra revista *Acta Zoológica Mexicana (nueva serie)* ha sido registrado el día de hoy con el número AZM11-48.

Su manuscrito será revisado al menos por dos árbitros y un editor asociado del Comité Editorial quienes determinarán lo más pronto posible las recomendaciones pertinentes. Para toda correspondencia futura relacionada con su manuscrito, le rogamos siempre citar el número de registro.

Agradecemos el interés y la distinción de tomar en cuenta nuestra revista para difundir los resultados de su investigación.

Atentamente,

Dr. Pedro Reyes Castillo
Editor

INSTITUTO DE ECOLOGÍA, A.C.
2.5 Antigua Carretera a Coatepec No. 351. El Haya. 91070 Xalapa, Veracruz. México
Tel. (228) 842-18-00 Fax. (228) 818-78-09 e-mail: azm@ecologia.edu.mx