



**COMISION MEXICO-AMERICANA PARA LA ERRADICACION DEL GUSANO
BARRENADOR DEL GANADO**

**MANUAL DE IDENTIFICACION DE GUSANO BARRENADOR DEL GANADO
Cochliomyia hominivorax (Coquerel) Díptera:Calliphoridae Y SU
DIFERENCIACION DE OTRAS ESPECIES CAUSANTES DE MIASIS**





INDICE

	Pagina
CAPITULO 1.-	1
INTRODUCCION.....	
1.1.	Miasis 1
.....	
CAPITULO 2.- ESTRUCTURAS LARVARIAS DE IMPORTANCIA TAXONOMICA.....	2
CAPITULO 3.- DESCRIPCION DE LAS ESPECIES CAUSANTES DE MIASIS.....	10
3.1. <i>Cochliomyia hominivorax (GUSANO BARRENADOR DEL GANADO)</i>	10
.	
3.1.1.	CLASIFICACION 10
TAXONOMICA.....	
3.1.2.	10
DISTRIBUCION.....	
3.1.3.	CICLO DE 11
VIDA.....	
3.1.4.	12
MORFOLOGIA.....	
3.1.4.1.	12
Huevo.....	
3.1.4.2.	13
Larva.....	
3.2. <i>Cochliomyia macellaria (GUSANO BARRENADOR SECUNDARIO)</i>	21
3.2.1.	CLASIFICACION 21
TAXONOMICA.....	
3.2.2.	21
DISTRIBUCION.....	
3.2.3.	CICLO DE 21
VIDA.....	
3.2.4.	21
MORFOLOGIA.....	
3.2.4.1.	21
Huevo.....	
3.2.4.2.	22



Larva.....			
3.3. <i>Lucilia cuprina</i> (MOSCA DE MIASIS DE LAS OVEJAS).....			28
3.3.1.		CLASIFICACION	28
TAXONOMICA.....			
3.3.2.			28
DISTRIBUCION.....			
3.3.3.	CICLO		DE 28
VIDA.....			
3.3.4.			28
MORFOLOGIA.....			
3.3.4.1.			28
Huevo.....			
3.3.4.2.			29
Larva.....			
3.4. <i>Chrysomya megacephala</i> (MOSCA ORIENTAL DE LA LETRINA).....			35
3.4.1.		CLASIFICACION	35
TAXONOMICA.....			
3.4.2.			35
DISTRIBUCION.....			
3.4.3.	CICLO		DE 35
VIDA.....			
3.4.4.			35
MORFOLOGIA.....			
3.4.4.1.			35
Huevo.....			
3.4.4.2.			36
Larva.....			
3.5. <i>Chrysomya rufifacies</i> (MOSCA			42
MELENUDA).....			
3.5.1.		CLASIFICACION	42
TAXONOMICA.....			
3.5.2.			42
DISTRIBUCION.....			
3.5.3.	CICLO		DE 42
VIDA.....			



3.5.4.		43
MORFOLOGIA.....		
3.5.4.1.		43
Huevo.....		
3.5.4.2.		43
Larva.....		
3.6. <i>Musca domestica</i> (MOSCA DOMESTICA)		50
3.6.1.	CLASIFICACION	50
TAXONOMICA.....		
3.6.2.		50
DISTRIBUCION.....		
3.6.3.	CICLO	DE 50
VIDA.....		
3.6.4.		51
MORFOLOGIA.....		
3.6.4.1.		51
Huevo.....		
3.6.4.2.		51
Larva.....		
3.7. <i>Sarcophaga</i> spp. (MOSCA DE LA CARNE).....		50
3.7.1.	CLASIFICACION	57
TAXONOMICA.....		
3.7.2.		57
DISTRIBUCION.....		
3.7.3.	CICLO	DE 57
VIDA.....		
3.7.4.		58
MORFOLOGIA.....		
3.7.4.1.		58
Huevo.....		
3.7.4.2.		58
Larva.....		
3.8. <i>Dermatobia hominis</i> (TORSALO, COLMOYOTE, 64		
URA).....		
3.7.1.	CLASIFICACION	64
TAXONOMICA.....		



3.7.2.		64
DISTRIBUCION.....		
3.7.3.	CICLO	DE 64
VIDA.....		
3.7.4.		66
MORFOLOGIA.....		
3.7.4.1.		66
Huevo.....		
3.7.4.2.		66
Larva.....		
CAPITULO 4.	CLAVES	DE 70
IDENTIFICACIÓN.....		
4.1. Clave para la identificación de larvas del tercer estadio.....		70
CAPITULO 5. ESTRUCTURAS COMPARATIVAS DE MOSCAS CAUSANTES DE MIASIS.....		76
CAPITULO 6.		86
BIBLIOGRAFIA.....		

INDICE DE FIGURAS

Concepto	Página
Fig. 1.—Estructura típica de larvas.....	2
Fig. 2.— Cabeza de larva de tercer estadio.....	2
Fig. 3.—Estructuras del cefaloesqueleto de la larva de primer estadio.....	3
Fig. 4.—Estructuras del cefaloesqueleto de la larva de segundo estadio.....	3
Fig. 5.—Cefaloesqueleto de la larva de tercer estadio.....	4
Fig. 6.—Vista inferior del cefaloesqueleto de la larva de tercer estadio.....	4
Fig. 7.—Detalle de la vista inferior del cefaloesqueleto de la larva de tercer estadio...	5
Fig. 8.—Detalle de la vista inferior del cefaloesqueleto de la larva de tercer estadio...	5
Fig. 9.—Espiráculos anteriores de la larva de tercer estadio.....	6
Fig. 10.— Espiráculo anterior de la larva de segundo estadio en transición al tercero..	6
Fig. 11.— Estructuras de los espiráculos posteriores de la larva de tercer estadio.....	7



Fig. 12.— Estructuras de los espiráculos posteriores de la larva de tercer estadio.....	7
Fig. 13.— Estructuras de los espiráculos posteriores de la larva de tercer estadio.....	7
Fig. 14.— Detalle del espiráculo posterior de la larva de tercer estadio.....	8
Fig. 15.—Troncos traqueales y bandas de espinas en los segmentos de la larva de tercer estadio.....	8
Fig. 16.—Espinass de la región anal.....	8
Fig. 17.—Región posterior de la larva de tercer estadio.....	9
Fig. 18.— Bandas de espinas de la cutícula larvaria.....	9
Fig. 19.— Espinass de la cutícula larvaria.....	9
Fig. 20.— Ciclo de vida de <i>Cochliomyia hominivorax</i>	11
Fig. 21.— Orientación típica de los huevos ovipositados de <i>C. hominivorax</i>	12
Fig. 22.— Sutura dorsal y micrópilo de los huevos de <i>C. hominivorax</i>	12
Fig. 23.—Larva de primer estadio de <i>C. hominivorax</i>	13
Fig. 24.—Vista inferior de la mandíbula de la larva del primer estadio de <i>C. hominivorax</i>	14
.....	
Fig. 25.— Cefaloesqueleto de la larva del primer estadio de <i>C. hominivorax</i>	14
Fig. 26.— Espiráculos posteriores de la larva de primer estadio de <i>C. hominivorax</i>	15
Fig. 27.— Aspecto dorsal de la larva de segundo estadio de <i>C. hominivorax</i>	15
Fig. 28.— Estigmas o espiráculos anteriores de la larva de segundo estadio de <i>C. hominivorax</i>	16
.....	
Fig. 29.— Esqueleto cefalofaríngeo en la etapa inicial del segundo estadio larvario de <i>C. hominivorax</i>	16
Fig. 30.— Esqueleto cefalofaríngeo de la larva de segundo estadio de <i>C. hominivorax</i>	17
Fig. 31.— Estigmas posteriores de la larva del segundo estadio de <i>C. hominivorax</i>	17
Fig. 32.— Aspecto dorsal de la larva del tercer estadio de <i>C. hominivorax</i>	18
Fig. 33.— Espinass de una a dos puntass de <i>C. hominivorax</i>	18
Fig. 34.— Estigmas anteriores de la larva del tercer estadio de <i>C. hominivorax</i>	19
Fig. 35.— Esqueleto cefalofaríngeo de la larva del tercer estadio de <i>C. hominivorax</i>	19
Fig. 36.— Troncos traqueales y estigmas posteriores de la larva de tercer estadio de <i>C. hominivorax</i>	20
Fig. 37.— Vista de la cavidad posterior y dorsal de la larva de tercer estadio de <i>C. hominivorax</i>	20
.....	
Fig. 38.— Huevoss de <i>Cochliomyia macellaria</i>	22



Fig. 39.— Cefalo esqueleto de larva de primer estadio de <i>Cochliomyia macellaria</i>	22
Fig. 40.— Espiráculos posteriores de la larva de primer estadio de <i>Cochliomyia macellaria</i>	23
....	
Fig. 41.— Larva de segundo estadio de <i>Cochliomyia macellaria</i>	23
Fig. 42.— Larva de segundo estadio de <i>Cochliomyia macellaria</i>	24
Fig. 43.— Larva de segundo estadio de <i>Cochliomyia macellaria</i>	24
Fig. 44.— Espiráculos posteriores de la larva de segundo estadio de <i>Cochliomyia macellaria</i>	25
....	
Fig. 45.— Espinas cuticulares de la larva de tercer estadio de <i>Cochliomyia macellaria</i>	25
Fig. 46.— Espiráculo anterior de la larva de tercer estadio de <i>Cochliomyia macellaria</i> .	26
Fig. 47.— Cefalo esqueleto de la larva de tercer estadio de <i>Cochliomyia macellaria</i> ...	26
Fig. 48.— Troncos traqueales y espiráculos posteriores de larva de tercer estadio de <i>Cochliomyia macellaria</i>	27
Fig. 49.— Región anal de la larva de tercer estadio de <i>Cochliomyia macellaria</i>	27
Fig. 50.— Huevos de <i>Lucilia cuprina</i>	29
Fig. 51.— Cefalo esqueleto de la larva de primer estadio de <i>Lucilia cuprina</i>	29
Fig. 52.— Espiráculo posterior de la larva de primer estadio de <i>Lucilia cuprina</i>	30
Fig. 53.— Espiráculo anterior de la larva de segundo estadio de <i>Lucilia cuprina</i>	30
Fig. 54.— Cefalo esqueleto de la larva de segundo estadio de <i>Lucilia cuprina</i>	31
Fig. 55.— Espiráculos posteriores de la larva de segundo estadio de <i>Lucilia cuprina</i>	31
Fig. 56.— Espiráculos posteriores de la larva de tercer estadio de <i>Lucilia cuprina</i>	32
Fig. 57.— Cefalo esqueleto de la larva de tercer estadio de <i>Lucilia cuprina</i>	32
Fig. 58.— Espiráculos posteriores de la larva de tercer estadio de <i>Lucilia cuprina</i>	33
Fig. 59.— Espinas cuniculares de la larva de tercer estadio de <i>Lucilia cuprina</i>	33
Fig. 60.— Huevo de <i>Chrysomya megacephala</i> (Sukontason, K. et al. 2007).....	36
Fig. 61.— Micrografía electrónica de <i>Chrysomya megacephala</i> (Sukontason, K. et al. 2007).....	36
Fig. 62.— Cefalo esqueleto de la larva de primer estadio de <i>Chrysomya megacephala</i>	37
....	
Fig. 63.— Espiráculos posteriores de la larva de primer estadio de <i>Chrysomya megacephala</i>	



....	37
Fig. 64.— Espiráculo anterior de la larva de segundo estadio de <i>Chrysomya megacephala</i>	38
....	
Fig. 65.— Cefaloesqueleto de la larva de segundo estadio de <i>Chrysomya megacephala</i>	38
....	
Fig. 66.— Espiráculos posteriores de la larva de segundo estadio de <i>Chrysomya megacephala</i>	39
....	
Fig. 67.— Espiráculo anterior de la larva de tercer estadio de <i>Chrysomya megacephala</i>	39
Fig. 68.— Cefaloesqueleto de la larva de tercer estadio de <i>Chrysomya megacephala</i>	40
....	
Fig. 69.— Espiráculos posteriores de la larva de tercer estadio de <i>Chrysomya megacephala</i>	40
....	
Fig. 70.— Espinas cuticulares de la larva de tercer estadio de <i>Chrysomya megacephala</i>	41
....	
Fig. 71.— Huevos de <i>Chrysomya rufifacies</i>	43
....	
Fig. 72.— Cefaloesqueleto de la larva de primer estadio de <i>Chrysomya rufifacies</i>	44
Fig. 73.— Espiráculos posteriores de la larva de primer estadio de <i>Chrysomya rufifacies</i>	44
....	
Fig. 74.— Espiráculo anterior de la larva de segundo estadio de <i>Chrysomya rufifacies</i>	45
Fig. 75.— Cefaloesqueleto de la larva de segundo estadio de <i>Chrysomya rufifacies</i>	45
Fig. 76.— Espiráculos posteriores de la larva de segundo estadio de <i>Chrysomya rufifacies</i>	46
....	
Fig. 77.— Espiráculos posteriores de la larva etapa final del segundo estadio de <i>Chrysomya rufifacies</i>	46
....	
Fig. 78.— Espiráculo anterior de la larva de tercer estadio de <i>Chrysomya rufifacies</i>	47
Fig. 79.— Cefaloesqueleto de la larva de tercer estadio de <i>Chrysomya rufifacies</i>	47
Fig. 80.— Espiráculos posteriores de la larva de tercer estadio de <i>Chrysomya rufifacies</i>	48
Fig. 81.— Espinas cuticulares de la larva de tercer estadio de <i>Chrysomya rufifacies</i>	48
Fig. 82.— Procesos carnosos con espinas de la larva de tercer estadio de <i>Chrysomya rufifacies</i>	49
....	
Fig. 82.— Amplificación del proceso carnoso de la larva de tercer estadio de <i>Chrysomya rufifacies</i>	49
.....	



Fig. 83.— Huevo de <i>Musca domestica</i> (Sukontason, K. et. al., 2007)	51
Fig. 84.— Cefalo esqueleto de la larva de primer estadio de <i>Musca domestica</i>	52
Fig. 85.— Espiráculos posteriores de la larva de primer estadio de <i>Musca domestica</i> ...	52
Fig. 86.— Espiráculo anterior de la larva de segundo estadio de <i>Musca domestica</i>	53
Fig. 87.— Cefalo esqueleto de la larva de segundo estadio de <i>Musca domestica</i>	53
Fig. 88.— Espiráculos posteriores de la larva de segundo estadio de <i>Musca domestica</i>	54
Fig. 89.— Espiráculo anterior de la larva de tercer estadio de <i>Musca domestica</i>	54
Fig. 90.— Cefalo esqueleto de la larva de tercer estadio de <i>Musca domestica</i>	55
Fig. 91.— Espiráculos posteriores de la larva de tercer estadio de <i>Musca domestica</i>	56
Fig. 92.— Espinas cuticulares de la larva de primer estadio de <i>Musca domestica</i>	56
Fig. 93.— Espiráculos posteriores de la larva de primer estadio de <i>Sarcophaga spp</i>	59
Fig. 94.— Espiráculos posteriores de la larva de primer estadio de <i>Sarcophaga spp</i>	59
Fig. 95.— Espiráculo anterior de la larva de segundo estadio de <i>Sarcophaga spp</i>	60
Fig. 96.— Cefalo esqueleto de la larva de primer estadio de <i>Sarcophaga spp</i>	60
Fig. 97.— Espiráculos posteriores de la larva de segundo estadio de <i>Sarcophaga spp</i> ..	61
Fig. 98.— Espiráculo anterior de la larva de tercer estadio de <i>Sarcophaga spp</i>	61
Fig. 99.— Cefalo esqueleto de la larva de segundo estadio de <i>Sarcophaga spp</i>	62
Fig. 100.— Espiráculos posteriores de la larva de tercer estadio de <i>Sarcophaga spp</i>	62
Fig. 101.— Espinas cuticulares de la larva de tercer estadio de <i>Sarcophaga spp</i>	63
Fig. 102.— Region anal y espiráculos posteriores de <i>Sarcophaga spp</i>	63
Fig. 103.— Espiráculos posteriores de la larva de segundo estadio de <i>Dermatobia hominis</i>	66
..	
Fig. 104.— Cabeza de la larva de tercer estadio de <i>Dermatobia hominis</i>	67
Fig. 105.— Espinas cuticulares de la larva de tercer estadio de <i>Dermatobia hominis</i>	67
Fig. 106.— Cefalo esqueleto de la larva de tercer estadio de <i>Dermatobia hominis</i>	68
Fig. 107.— Espiráculo anterior de la larva de tercer estadio de <i>Dermatobia hominis</i>	68
Fig. 108.— Espiráculos posteriores de la larva de tercer estadio de <i>Dermatobia hominis</i>	69
..	
Fig. 109.— Región anal de la larva de tercer estadio de <i>Dermatobia hominis</i>	69
Fig. 110.— Larva de tercer estadio de <i>Chrysomya rufifacies</i> . A, aspecto dorsal; B, detalle de un proceso carnoso.....	70
Fig. 111.— Espiráculo posterior de larva de tercer estadio de con peritreme cerrado o completo	70
Fig. 112.— Estigma posterior de larva de tercer estadio con peritreme abierto.....	71



Fig. 113.— Estigma posterior de larva de tercer estadio de <i>Musca domestica</i> con peritreme completo y aberturas respiratorias sinuosas.....	71
Fig. 114.— Estigma posterior de larva de tercer estadio de con aberturas respiratorias rectas.....	71
Fig. 115.— Esqueleto cefalofaríngeo de <i>Lucilia cuprina</i>	72
Fig. 116.— Aspecto posterior de la región anal de la larva de tercer estadio de <i>Sarcophaga sp</i> con los espiráculos posteriores en una cavidad profunda.....	72
Fig. 117.— Estigmas posteriores de la larva de tercer estadio de <i>Sarcophaga sp</i> con aberturas respiratorias alargadas y peritreme incompleto	73
Fig. 118.— Segmentos 11 y 12 y región posterior de la larva de tercer estadio de <i>C. hominivorax</i>	73
Fig. 119.— Segmentos 11 y 12 y región posterior de la larva de tercer estadio de <i>C. macellaria</i>	74
Fig. 120.— Clave diagramática del tercer estadio de larvas causantes de miasis.....	74
Fig. 121.— Clave pictórica de dípteros de importancia forense (Yusseff Vanegas, 2007)	75
Fig. 122.— Cuadro comparativo del cefaloesqueleto de larvas de primer estadio causantes de miasis	76
Fig. 123.— Cuadro comparativo del espiráculo posterior de larvas de primer estadio causantes de miasis	77
Fig. 124.— Cuadro comparativo del espiráculo anterior de larvas de segundo estadio causantes de miasis.....	78
Fig. 125.— Cuadro comparativo del cefaloesqueleto de larvas de segundo estadio causantes de miasis	79
Fig. 126.— Cuadro comparativo del espiráculo posterior de larvas de segundo estadio causantes de miasis.....	80
Fig. 127.— Cuadro comparativo del espiráculo anterior de larvas de tercer estadio causantes de miasis	81
Fig. 128.— Cuadro comparativo del cefaloesqueleto de larvas de tercer estadio causantes de miasis	82
Fig. 129.— Cuadro comparativo del gancho oral de larvas de tercer estadio causantes de miasis.....	83
Fig. 130.— Cuadro comparativo del espiráculo posterior de larvas de tercer estadio causantes de miasis	84



.....
Fig. 131.— Cuadro comparativo de las espinas cuticulares de larvas de tercer estadio
causantes de miasis





CAPITULO 1.- INTRODUCCION

1.1. Miasis

Miasis es el término que describe las infestaciones de los animales domésticos y salvajes, así como del hombre por las larvas de las moscas (Díptera) de diferentes especies, que al menos durante un período de su desarrollo, se alimentan de tejidos vivos o muertos o del alimento ingerido por el huésped. Estas infestaciones pueden tener un efecto benigno o asintomático, pero por otro lado pueden resultar en alteraciones leves o severas e incluso la muerte

A esta enfermedad se le conoce comúnmente con el nombre de "bichera", "queresa" o "gusanera" y su distribución es mundial pero principalmente de las regiones tropicales y sub tropicales. . Los géneros de moscas que comúnmente causan miasis son: *Cochliomyia*, *Dermatobia*, *Chrysomya*, *Sarcophaga*, *Oestrus*, *Gastrophilus*, *Lucila*, *Musca*, *Calliphora* y *Phormia*, entre otras.

Las miasis pueden ser clasificadas según los tejidos que sobre los que actúan en:

- a. Cutáneas: Las que afectan piel con o sin efectuar migración por los tejidos.
- b. Sistémicas: Las que aunque su localización inicial sea la piel, estas realizan una migración y desarrollo final en tejidos como gástrico, intestinal, rectal, urinario, auricular y oftálmico.

Según el Grado de Parasitismo, las miasis se clasifican en tres categorías:

- c. Miasis Obligatoria: Las larvas son parásitos obligados, que necesitan de un huésped para llevar adelante el desarrollo de sus larvas. Se alimentan exclusivamente de tejidos vivos.
- d. Miasis Facultativa: Causada por dípteros parásitos facultativos u oportunistas. Las hembras adultas depositan los huevos generalmente en excrementos, cadáveres o en materia orgánica en descomposición, de los cuales se alimentan las larvas; sin embargo, la larva, generalmente de vida libre, se adapta bajo ciertas circunstancias a una existencia parásita.
- e. Miasis Accidentales: Causada por dípteros de vida libre pero que por ciertas circunstancias puede ser ingerido por el huésped y desarrollarse en él de forma accidental.

De acuerdo a su localización, las miasis se clasifican en cavitarias y cutáneas. Entre los dípteros productores de miasis cutáneas, la familia Calliphoridae es la de mayor distribución mundial e incluye los géneros *Chrysomya*, *Cochliomyia*, *Lucilia*, *Calliphora* y *Phormia*. Sin embargo sólo un número relativamente pequeño de especies pertenecientes a los tres primeros géneros son considerados como de importancia clínica o económica.

En el género *Chrysomya*, al menos seis especies han sido asociadas a miasis cutáneas pero la única considerada como parásito obligatorio es *C. bezziana*, la cual utiliza como huéspedes a mamíferos domésticos o silvestres y se distribuye en África, India, la península Arábiga, el sudeste de Asia, Indonesia, Filipinas y Nueva Guinea (Sutherst et al, 1989). Existe una notable similitud en el ciclo de vida, hábitos, rango de huéspedes y lesiones producidas por esta mosca con los que presenta *C. hominivorax* y si bien se distribuyen sobre continentes distintos ambas especies parecen ocupar exactamente el mismo nicho parasitario. Algunos miembros del género *Chrysomya* se establecieron en América a partir de 1977 provenientes del viejo mundo tales como *Chrysomya albiceps*, *Chrysomya putoria*, *Chrysomya megacephala* y *Chrysomya rufifacies*.

Por su parte, el género *Cochliomyia* incluye dos especies cuya distribución natural se encuentra restringida al continente americano, *C. macellaria* y *C. hominivorax*. La primera de estas especies desarrolla habitualmente sus fases larvianas en cadáveres o restos de carcasas y sólo participa como un eventual invasor secundario o agente facultativo de miasis alimentándose en los tejidos necrotizados de los bordes de las heridas. Su semejanza morfológica con *C. hominivorax* ha ocasionado frecuentes errores de diagnóstico. Por el contrario *C. hominivorax* es un parásito obligado de los vertebrados homeotermos, domésticos o silvestres incluyendo ocasionalmente al hombre. A pesar de su importancia zoonótica, el mayor interés de este insecto es veterinario por un marcado impacto sobre la salud y productividad de los animales domésticos en los cuales ocasiona disminución en la producción de carne, leche y lana, aumento de infecciones secundarias y en casos severos, mutilaciones y la muerte de los animales masivamente parasitados. El impacto negativo de este insecto sobre la fauna silvestre puede ser aún de mayor importancia debido a la dificultad para instaurar el tratamiento específico lo cual produce elevados índices de mortalidad "per se" y a la destrucción diferencial que sufren los animales infestados por su mayor vulnerabilidad ante los predadores.

CAPITULO 2.- ESTRUCTURAS LARVIARIAS DE IMPORTANCIA TAXONOMICA



La larva es la forma que se encuentra con más frecuencia en los casos de miasis. El estadio de huevo tiene corta duración, no daña al huésped y, por tanto, no suele ser detectado. La larva tiene tres estadios y en general es muy difícil de identificar hasta el nivel de especie en las dos primeras a menos que se compare con otras larvas maduras o se espere a que se conviertan adulto.

La principal característica de la larva califórida típica (Fig.1) es un cuerpo blando sin distinción clara entre el tórax y el abdomen. El cuerpo de la larva está formado por 12 segmentos: un pequeño segmento cefálico, incompleto, dividido por un segmento protorácico seguido de uno mesotorácico, uno metatorácico y ocho abdominales. Como las larvas no tienen verdaderos apéndices segmentales, técnicamente son ápodas (no tienen patas).

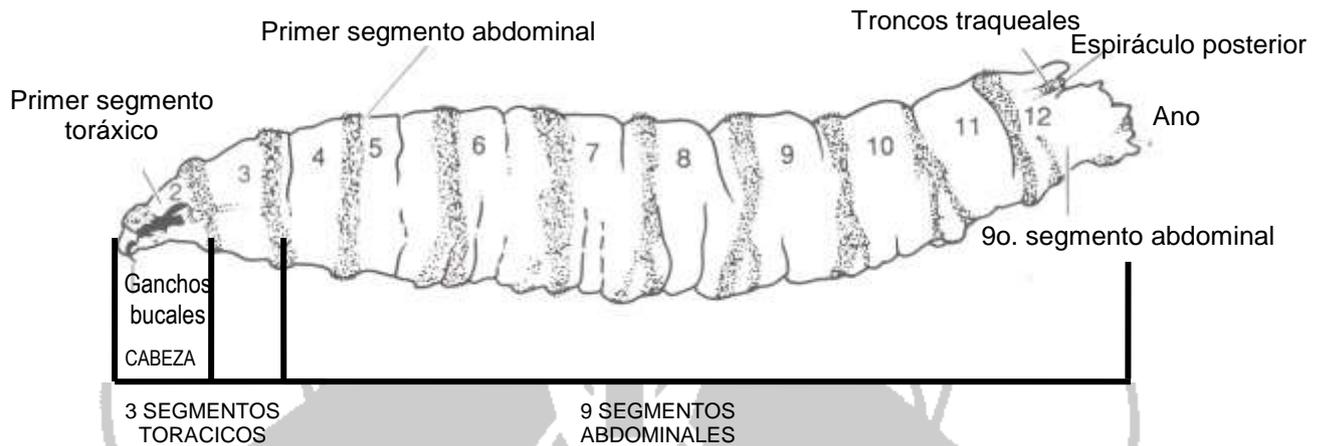


Fig. 1.—Estructura típica de larvas

La cápsula de la cabeza es apenas discernible por la presencia de pequeños palpos y antenas por el aparato bucal. Un surco ventral divide el segmento cefálico en los lóbulos cefálicos izquierdo y derecho; en la base del surco está el orificio bucal. La cabeza tiene dos pares de órganos sensoriales baculados. Estos órganos dorsales y ventrales suelen llamarse, respectivamente, antenas y palpos maxilares (Fig.2).

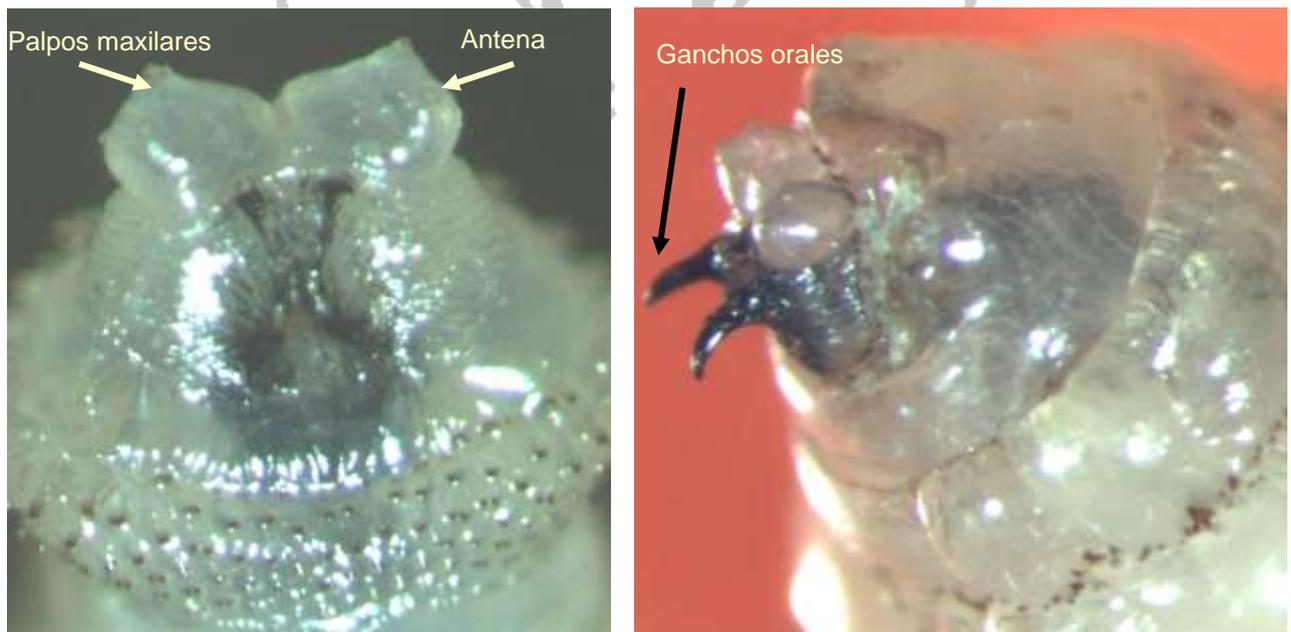


Fig. 2.—Cabeza de larva de tercer estadio



El aparato bucal de las larvas califóridas se compone de un par de ganchos orales y de los escleritos conexos para la inserción de los músculos, que en conjunto reciben el nombre de esqueleto cefalofaríngeo (Figs. 3-8).

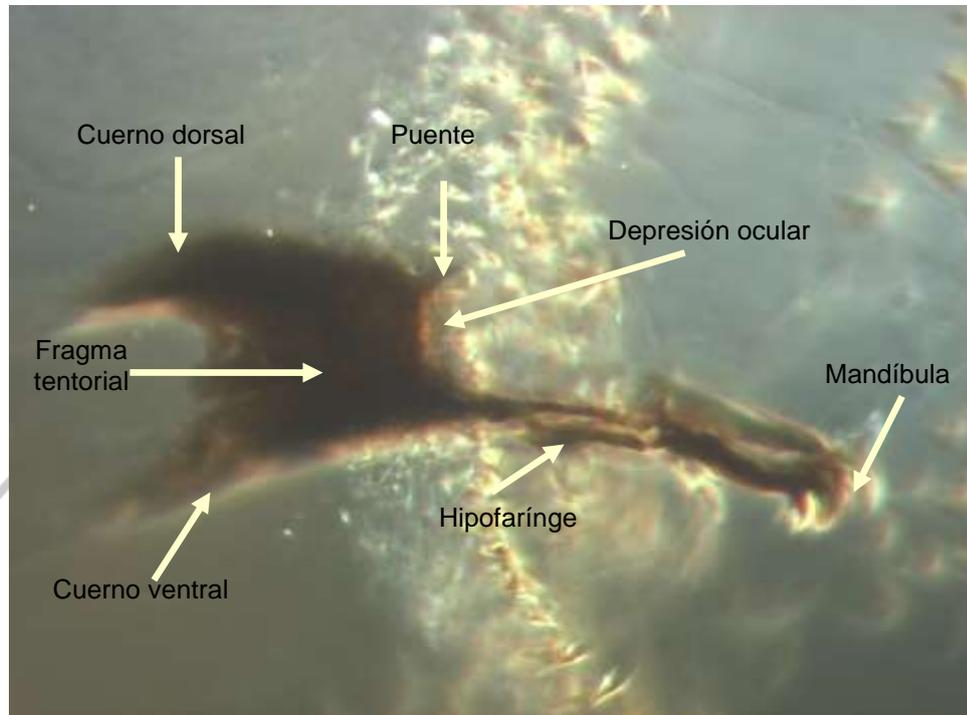


Fig. 3.—Estructuras del cefaloesqueleto de la larva de primer estadio

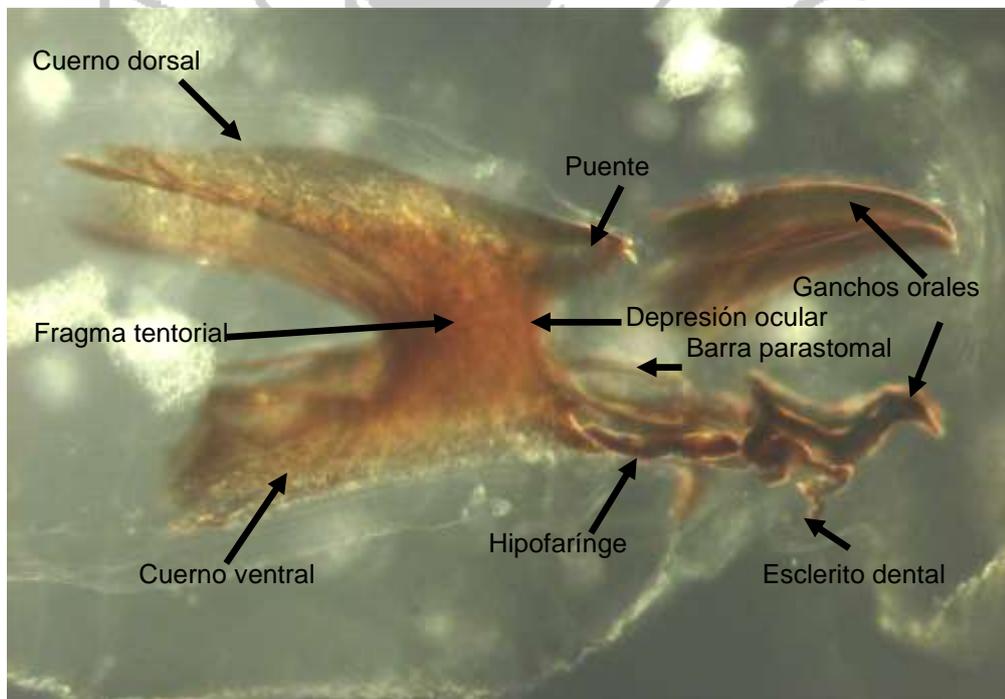


Fig. 4.—Estructuras del cefaloesqueleto de la larva de segundo estadio

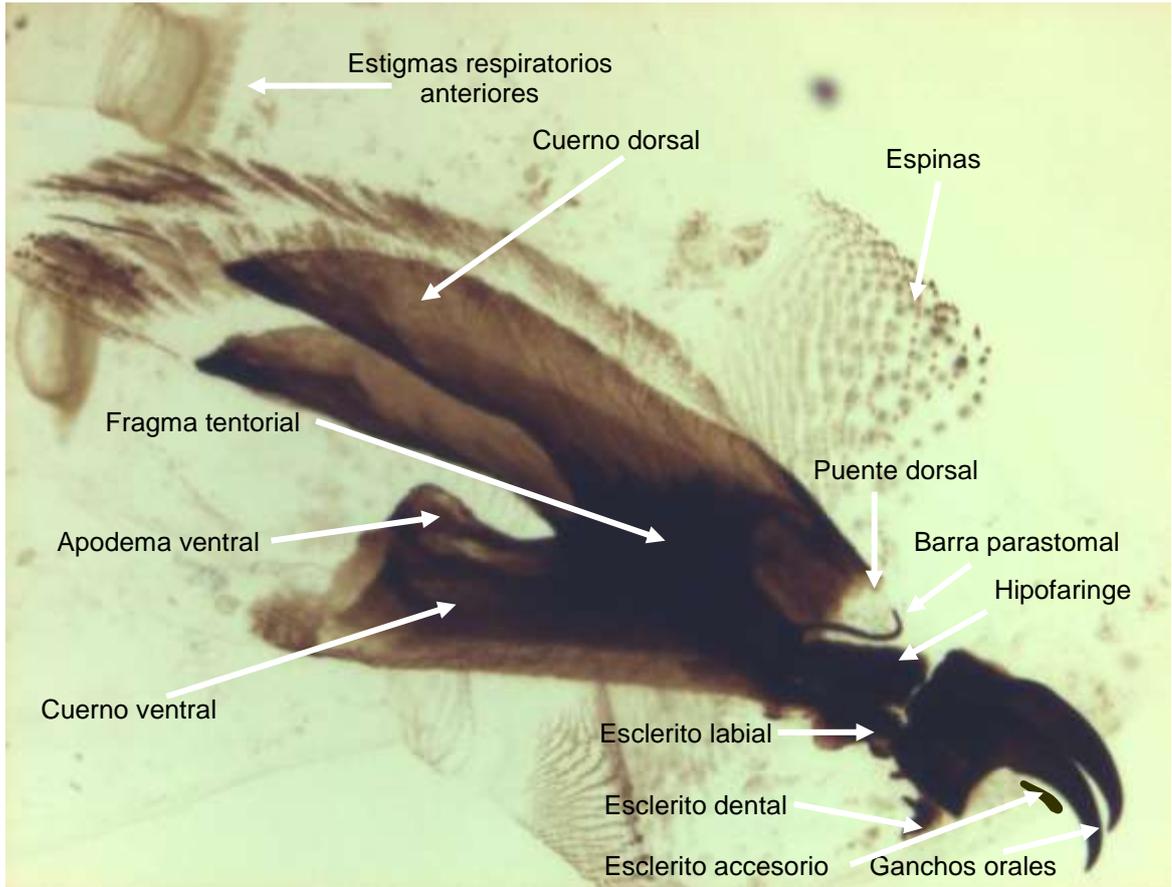




Fig. 5.—Cefalo esqueleto de la larva de tercer estadio

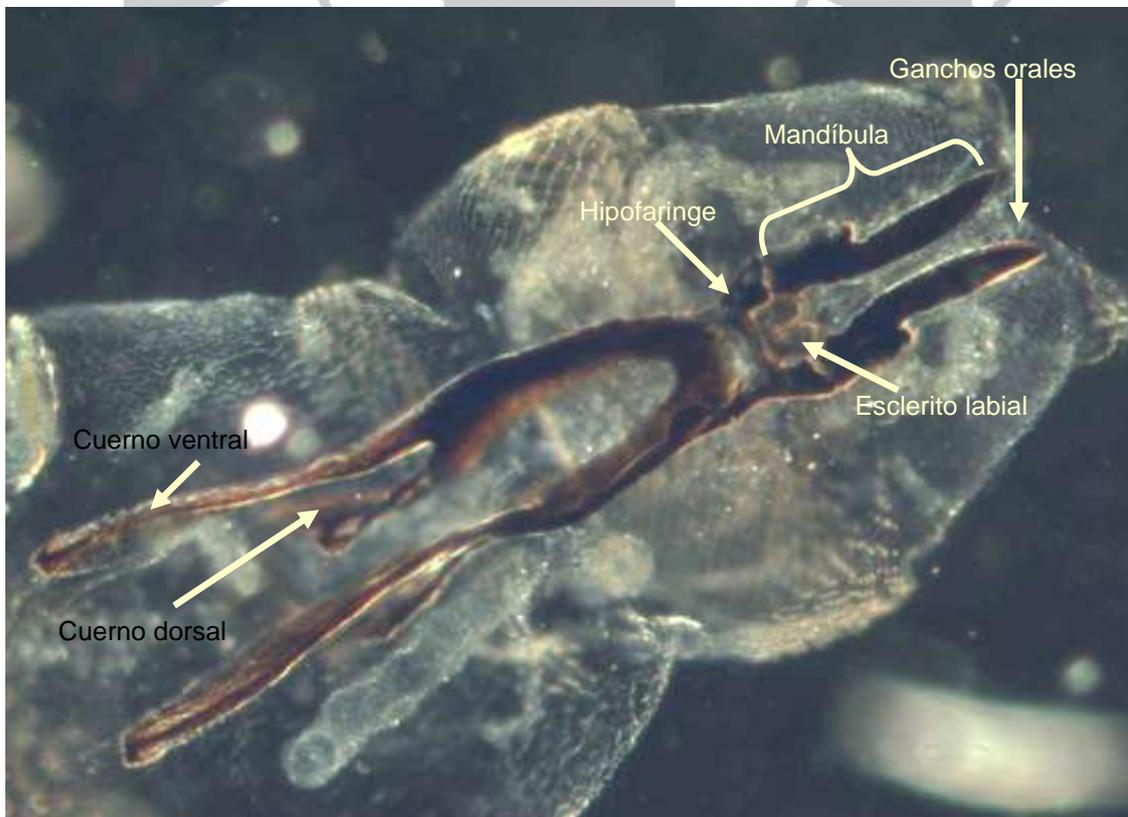


Fig. 6.—Vista inferior del cefalo esqueleto de la larva de tercer estadio

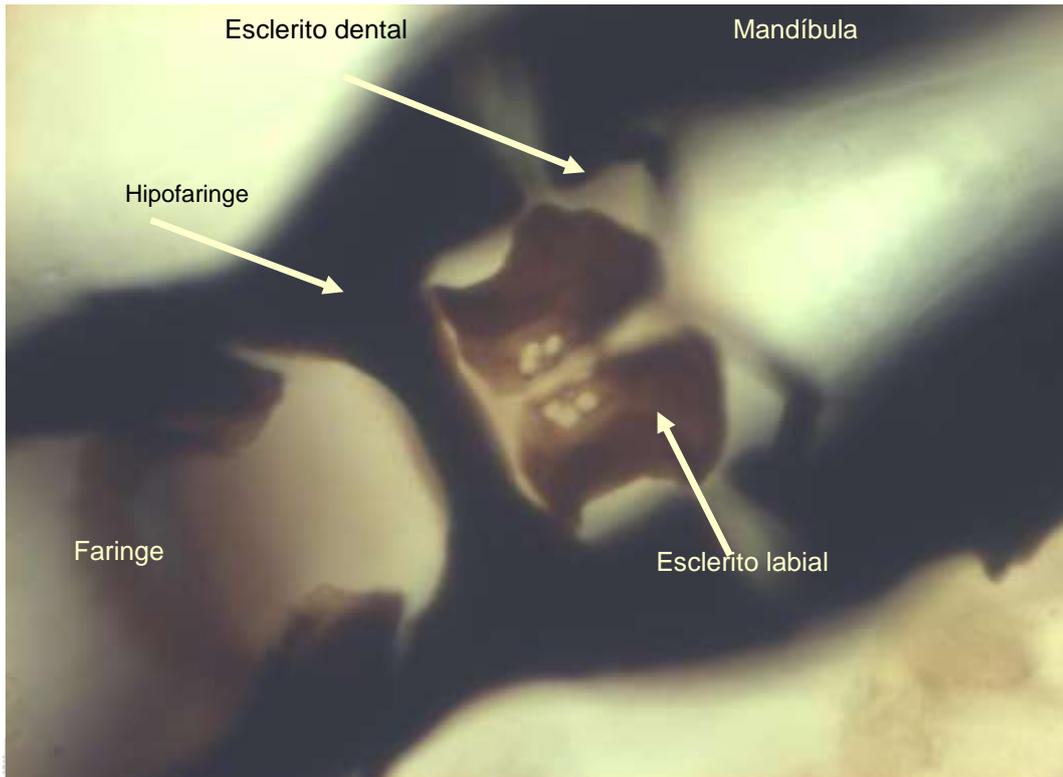


Fig. 7.—Detalle de la vista inferior del cefalo esqueleto de la larva de tercer estadio

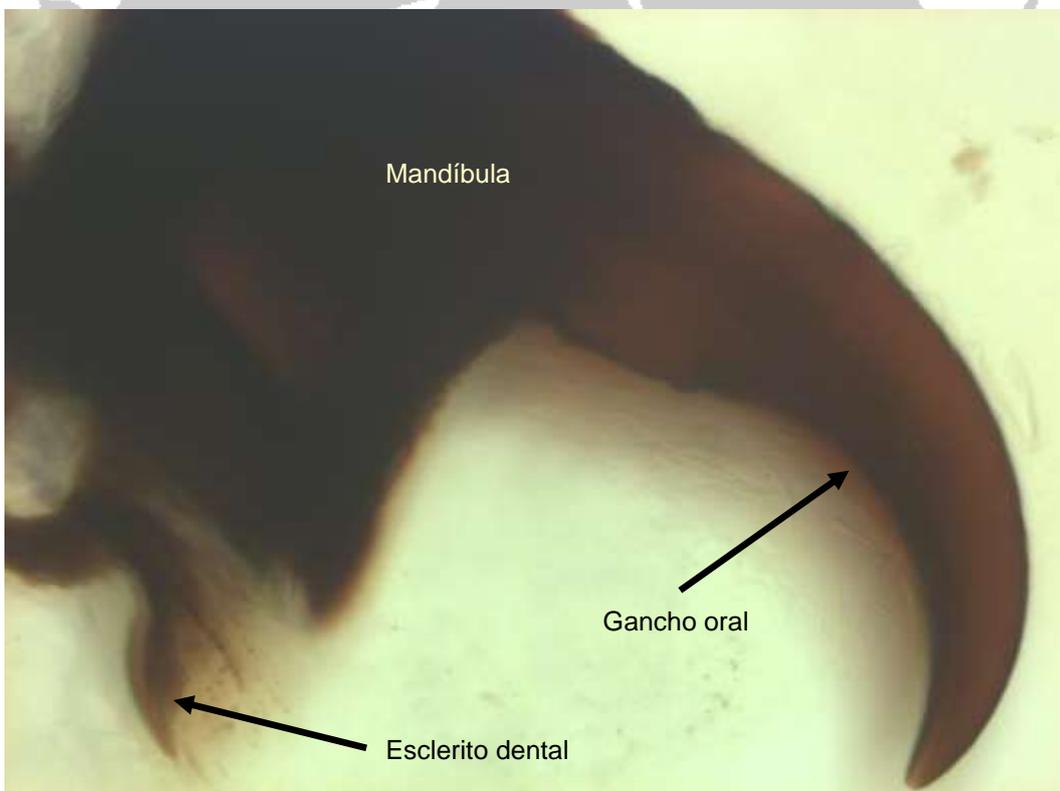


Fig. 8.—Detalle de la vista inferior del cefalo esqueleto de la larva de tercer estadio

La respiración se hace por estigmas o espiráculos, simples orificios que conectan el aire exterior con la red traqueal interna. Hay un par de espiráculos o estigmas anteriores en el segmento protorácico (Figs. 9 y 10) y un par de estigmas caudales o posteriores en el 12° segmento. Ambos son caracteres taxonómicos útiles.



Los espiráculos anteriores sobresalen de la pared del cuerpo y se abren como un abanico en una serie de lóbulos digitados, cada uno de los cuales termina en un pequeño orificio. Los estigmas anteriores no son visibles en la larva del primer estadio.

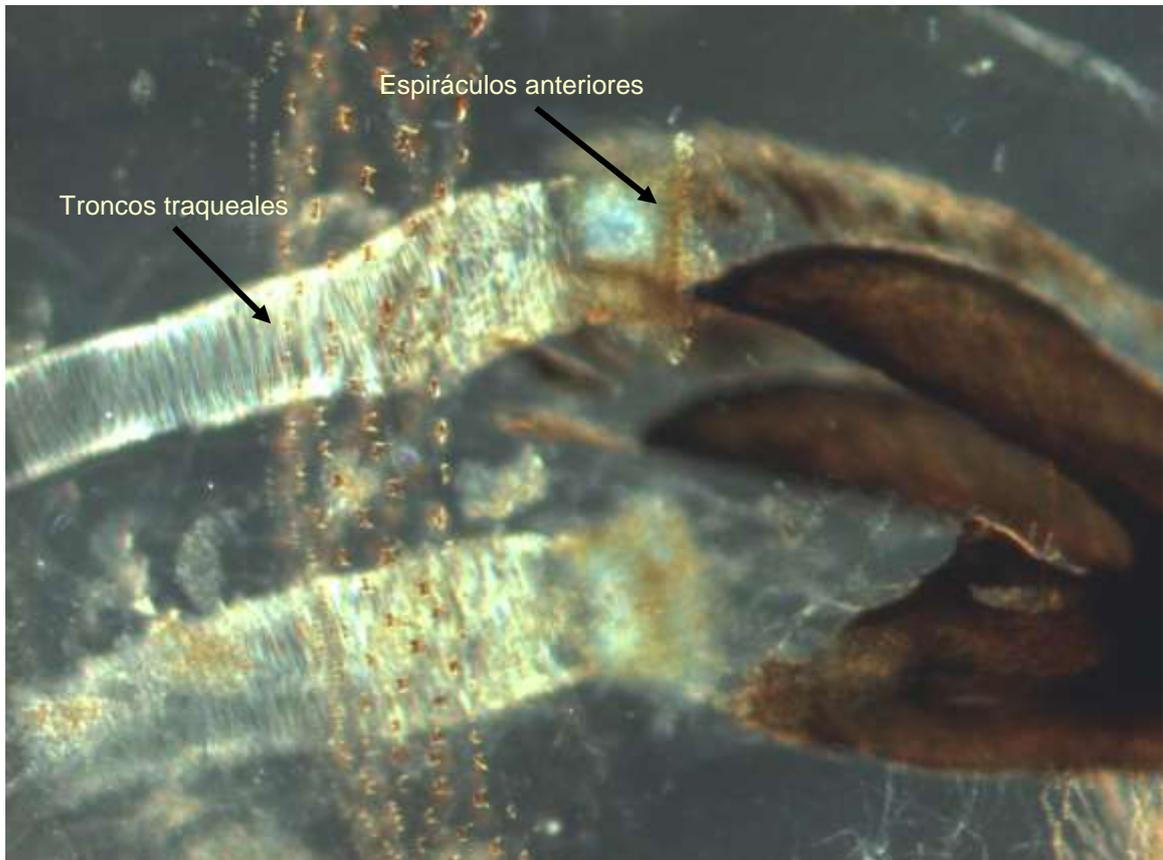


Fig.9.—Espiráculos anteriores de la larva de tercer estadio



Fig. 10.—Espiráculo anterior de la larva de segundo estadio en transición al tercero

En las larvas del primer estadio los estigmas o espiráculos posteriores tienen dos pequeñas hendiduras ovales que se tocan estrechamente en los bordes inferiores internos, por lo que parecen estar unidas en forma de V (Fig. 11). Los estigmas posteriores en los estadios 2 y 3 (Figs. 12 y 13)



suelen estar formados por un par de placas esclerotizadas adosadas de manera plana a la cutícula del último segmento abdominal. Los lados de esta cavidad pueden cerrarse para cubrir los espiráculos e impedir que se contaminen cuando la larva se sumerge en un medio nocivo. El borde externo de la placa espiracular está más esclerotizado que el resto y se llama peritreme (Fig. 14). El círculo que forma puede ser completo o incompleto. Hacia la línea media de la placa en los estadios segundo y tercero aparece una estructura llamada botón, que no siempre puede verse claramente. Es la cicatriz que deja el estigma del estadio anterior después de la muda.



Fig. 11.— Estructuras de los espiráculos posteriores de la larva de tercer estadio

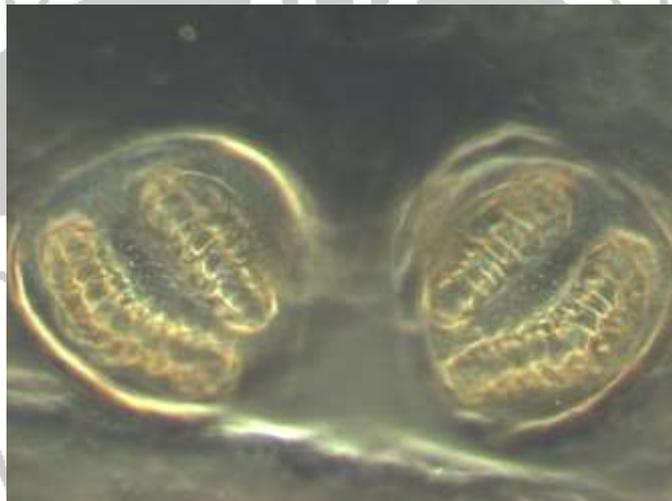


Fig. 12.— Estructuras de los espiráculos posteriores de la larva de tercer estadio



Fig. 13.— Estructuras de los espiráculos posteriores de la larva de tercer estadio

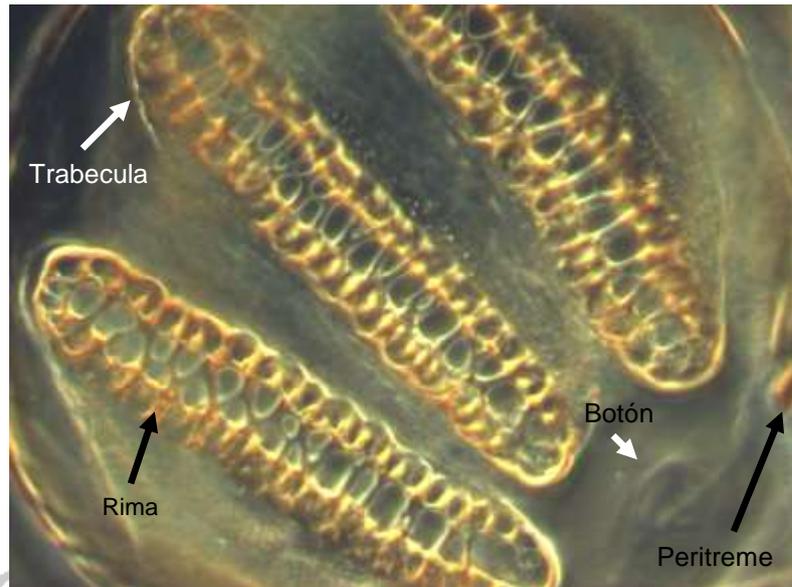


Fig. 14.—Detalle del espiráculo posterior de la larva de tercer estadio

Los espiráculos posteriores se conectan con los anteriores por medio de troncos traqueales, los cuales algunas veces se encuentran muy pigmentados y ofrecen una característica distintiva para la identificación de las especies (Fig. 15).

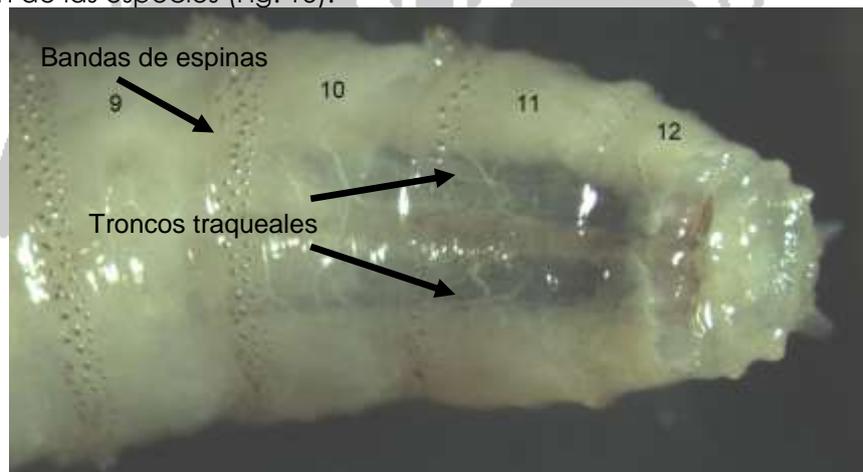


Fig. 15.—Troncos traqueales y bandas de espinas en los segmentos de la larva de tercer estadio

En el segmento posterior está el ano, rodeado de la placa anal, cuya cutícula es más delgada que la del resto del cuerpo. Presenta espinas que pueden utilizarse para la identificación de especies (Figs.16 y 17).

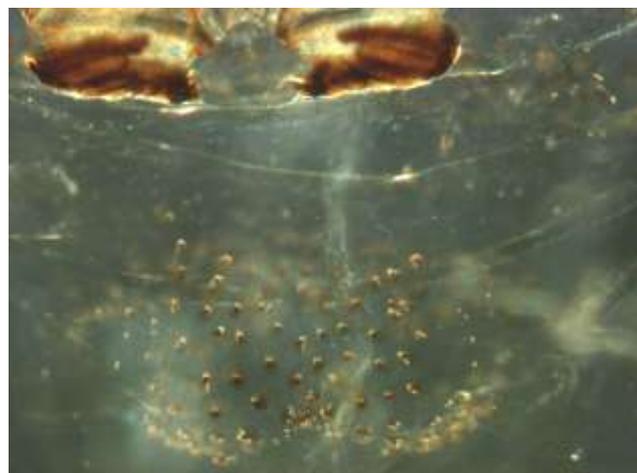


Fig. 16.—Espinass de la región anal

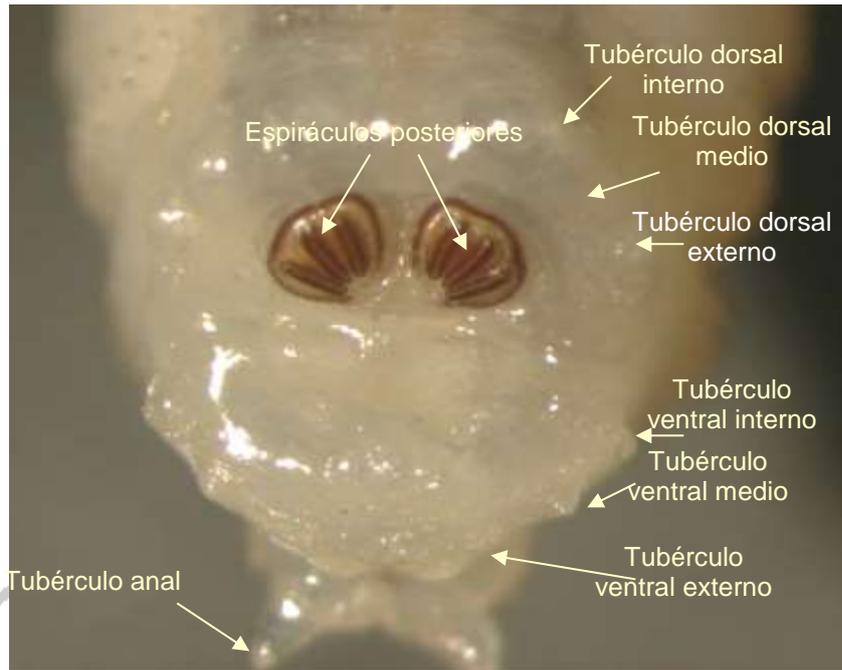


Fig. 17.—Región posterior de la larva de tercer estadio

Los segmentos del cuerpo de las larvas se encuentran rodeados de bandas de espinas que pueden o no tener anillos cerrados, y el número, el grado de esclerotización, la distribución y el número de puntas varía en las especies (Figs. 18 y 19).



Fig. 18.— Bandas de espinas de la cutícula larvaria



Fig. 19.— Espinas de la cutícula larvaria

La microscopía electrónica ha revelado que las larvas presentan unas estructuras llamadas sensillas (plural: sensillum) por lo general en forma de columna, placa, vara, cono o clavija que se compone de una o varias células nerviosas con una conexión a la cutícula.



CAPITULO 3.- DESCRIPCION DE LAS ESPECIES CAUSANTES DE MIASIS

3.1. *Cochliomyia hominivorax* (GUSANO BARRENADOR DEL GANADO)

En 1858, en Cayena, Guayana Francesa, fueron encontradas larvas que prácticamente devoraban a los presos en la isla. Charles Coquerel describió a esta especie y llamó *Callitroga americana*. Posteriormente, en 1883, se le asignó el nombre científico *Cochliomyia hominivorax* debido a el primer caso registrado en los Estados Unidos, en un hombre escalpado por los indios. En 1935 Dove reportó 55 casos en humanos en el sur de los Estados Unidos. En 1968, en Atascosa, Texas se reportó un caso de miasis laríngea en una mujer que finalmente sucumbió por la infestación. En Puerto Rico se registraron 11 casos entre 1958 y 1965. En México, de 1969 a 1990 hubo 41 casos confirmados de Gusano Barrenador del Ganado en humanos. En Libia, África del Norte, el brote se detectó con la notificación de más de 200 casos en humanos antes que en los animales.

Sin embargo, el impacto mayor ha sido en la ganadería, donde la presencia de este parásito reporta grandes pérdidas económicas debido al tratamiento preventivo y curativo de las heridas y por las muertes de los animales, ya que las infestaciones dan origen a infecciones bacterianas y por lo consiguiente a una septicemia.

Este parásito, llamado comúnmente gusano barrenador del ganado (GBG) es la etapa larvaria de la mosca *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel). Es un agente causal de miasis, también llamada gusanera, quesera o bichera, En esta etapa es un parásito obligado de los animales de sangre caliente, la larva se alimenta de tejidos vivos y fluidos asociados y los olores que despiden las heridas infestadas atraen a otras hembras grávidas ocasionando una infestación múltiple. Los adultos son de vida libre y se alimentan del néctar de las flores y excrementos, así como también de materia orgánica en descomposición.

3.1.1. CLASIFICACION TAXONOMICA (Según Hall, 1947; Borror y DeLong, 1970, Borror, Triplehorn y Johnson, 1992)

PHYLUM	Artropoda
SUBPHYLUM	Atelocerata
CLASE	Insecta
SUBCLASE	Pterigota
DIVISION	Endopterigota
ORDEN	Díptera
SUBORDEN	Ciclorrappa
SECCION	Caliptrae
SUPERFAMILIA	Oestroidea
FAMILIA	Calliphoridae
GENERO	<i>Cochliomyia</i>
ESPECIE	<i>C.hominovorax</i> (Coquerel, 1858)

3.1.2. DISTRIBUCION

La mosca del GBG del Nuevo Mundo, originaria de las regiones tropicales y subtropicales de América, ha estado distribuida históricamente desde el centro y sureste de los EE.UU., México, Centroamérica, Panamá, las islas del Caribe, los países del noreste de Sudamérica hasta Uruguay y Argentina. Por las condiciones geográficas y climáticas Chile está libre de esta plaga.

Actualmente, la parasitosis está presente en forma endémica, desde el canal de Panamá hacia el sur, en casi todos los países de América del Sur, donde la población ganadera es de 463,392 millones (bovinos, equinos, suinos, ovinos, caprinos). Con respecto a la población humana, existen 330,570 millones de personas en riesgo de ser atacados por el GBG.

La mayoría de los países que forman la región del Caribe están libres del GBG en forma natural, sin embargo, continúa siendo una enfermedad endémica para Cuba, República Dominicana, Haití, Jamaica y Trinidad-Tobago.



La distribución del barrenador está condicionada por situaciones climáticas, como bajas temperaturas que les impidan sobrevivir, o bien, porque la población animal sea insuficiente para mantener el ciclo biológico.

3.1.3. CICLO DE VIDA

El gusano barrenador del ganado presenta metamorfosis completa, pasando por las fases de huevo, larva, pupa y adulto.

Las hembras depositan los huevos en los bordes de las heridas de mamíferos vivos o en las mucosas lesionadas que están asociadas con las aberturas naturales del cuerpo, como las ventanas y senos nasales, las órbitas oculares, boca, orejas y vagina. Depositán un promedio de 200 huevos (entre 10 y 490) en una masa plana característica, en forma de tejado, todos orientados en la misma dirección. Las larvas eclosionan antes de las 24 horas después de la oviposición y comienzan inmediatamente a alimentarse de los líquidos tisulares, situándose con la cabeza hacia abajo y penetrando en forma de barreno en la herida, la cual es cada vez más grande y profunda, causando con ello la destrucción masiva del tejido. Las larvas alcanzan la madurez a los 4-8 días de la eclosión y abandonan la herida, caen al suelo, se entierran e inician la etapa de pupación. Los adultos emergen después de 7 a 54 días, dependiendo de las condiciones ambientales (Fig. 20).

El periodo de vida en condiciones normales desde huevo hasta adulto es de 3 a 4 semanas, pero algunos estadios pueden prolongarse hasta tres meses cuando las condiciones son adversas.

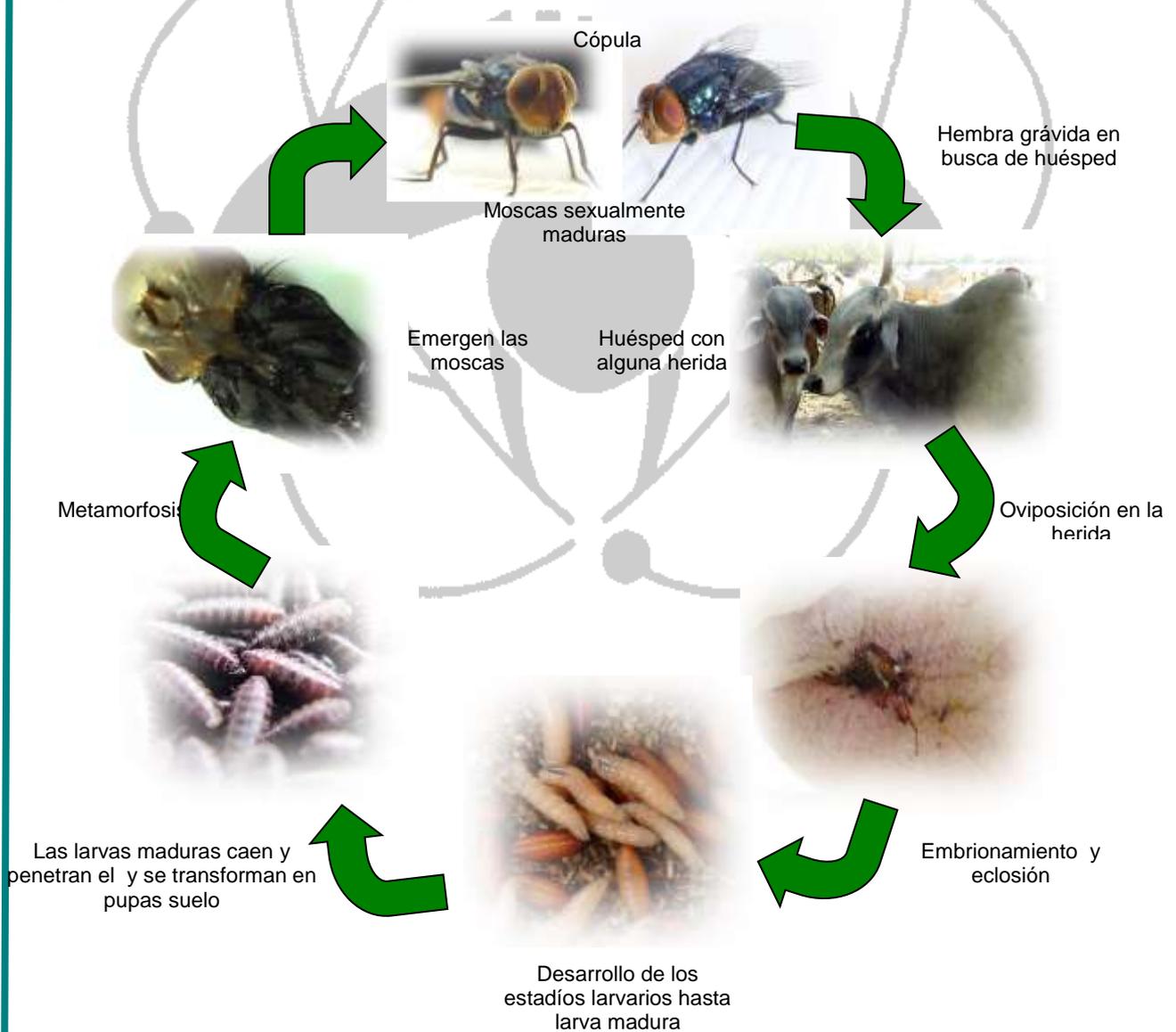


Fig. 20.— Ciclo de vida de *Cochliomyia hominivorax*



3.1.4 MORFOLOGIA:

3.1.4.1.Huevo:

Las masas de huevos son depositadas usualmente sobre o cerca de los bordes de las heridas o en las superficies secas de las mismas, rara vez en superficies húmedas. Consisten de 10 a 490 huevos y son ovalados, acomodados como tejas de un techo y usualmente bien pegados a la superficie de la herida, aunque puede ser que no tenga la característica plana de apariencia de tejas cuando se adjunta a la lana o pelo cerca de una herida.

Los huevos individuales son de aproximadamente de 1.04 mm de ancho y 0.22 mm. de diámetro; reticulados, de color blanco o ligeramente color crema, redondeados posteriormente, algo aplanados en la parte inferior, con una sutura dorsal que va de casi del extremo inferior al extremo posterior, dividiendo el extremo inferior y ampliándose ventralmente en torno a un micrópilo, en una amplia banda, dando la apariencia de una tapa circular (Figs. 21 y 22).

Bajo condiciones naturales la duración del periodo de incubación es de 11 a 21 horas. Los huevos depositados en las heridas probablemente son sometidos a una mayor o menor temperatura constante. Se ha observado que los huevos de *C. hominivorax* mueren cuando son expuestos a temperaturas cercanas a 30°F.



Fig.21.— Orientación típica de los huevos ovipositados de *C. hominivorax*

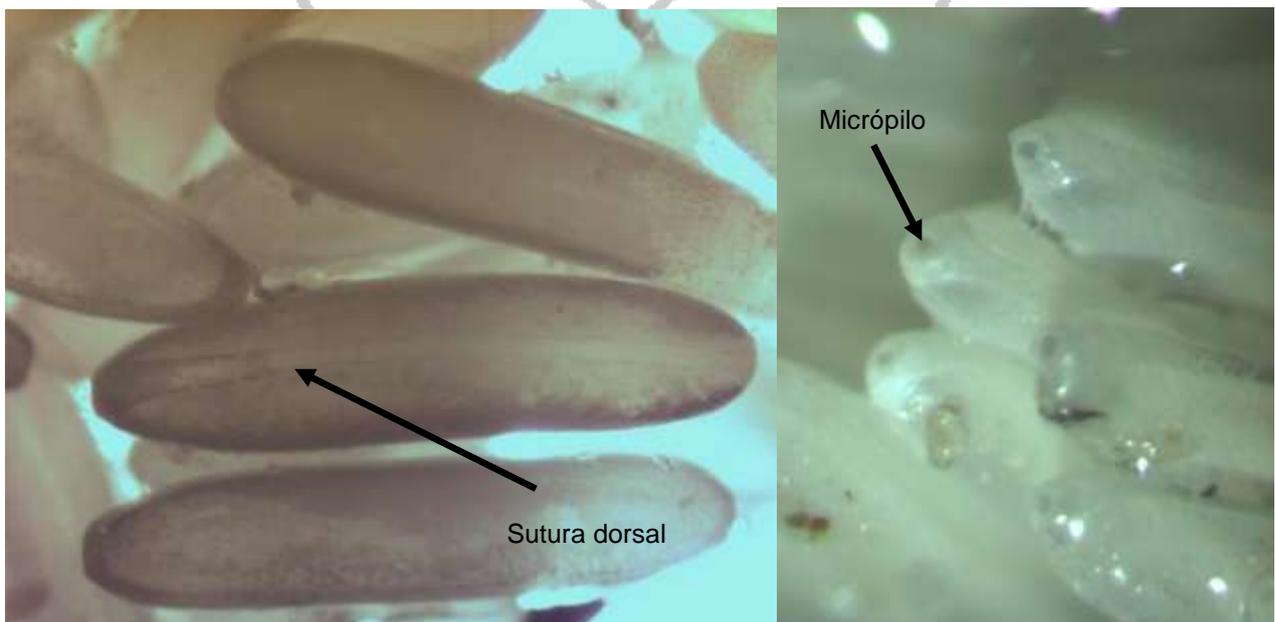


Fig.22.— Sutura dorsal y micrópilo de los huevos de *C. hominivorax*



3.1.4.2. Larva

Después de la eclosión, las larvas tienden a penetrar en la herida rasgando con sus ganchos orales el músculo del hospedero, alimentándose de los exudados de líquidos tisulares nutritivos en las partes donde un animal de sangre caliente presente una herida externa y la mosca hembra haya ovipositado con anterioridad. La fase larval presenta tres estadios, los cuales llegan a desarrollarse totalmente en un período aproximado de 6 días. Dichos estadios están caracterizados por:

Primer estadio: Forma alargada, mas o menos cilíndrica, con 12 segmentos aparentes, con una disminución en los primeros segmentos anteriores y de los 3 posteriores; la longitud y ancho en el momento de la eclosión es de 1.2 mm y 0.23 mm., respectivamente, el primer estadio de la larva completamente desarrollada mide en promedio 3.6 mm de longitud y 0.57 mm en el punto más ancho.

La larva se encuentra armada con oscuras espinas curvas dispuestas en más o menos cerca del margen de las filas irregulares de los segmentos; las espinas en las filas anteriores son mas largas, pudiendo llegar a medir hasta 20 micrómetros de longitud. Cada segmento del 2 al 9 esta completamente rodeado con una banda de espinas al margen anterior; el segmento 11 no presenta espinas en el dorso, lateralmente reducido a 2 o 3 filas pequeñas y con espinas ligeramente más pigmentadas; el segmento 12 tiene espinas limitadas a la superficies ventral y ventrolateral; cada uno de los segmentos 6 al 12 tiene las bandas de espinas ventrales mas anchas y transversalmente divididas por un área reducida sin espinas y cada segmento posterior carece de espinas excepto por 2 o 3 filas de pequeñas espinas sobre la superficie ventral de cada segmento del 5 al 12; en la región lateral de los segmentos 5 al 10 tienen áreas fusiformes las cuales están siempre con un grupo de espinas. El segmento doceavo contiene los dos espiráculos posteriores localizados dorsalmente en la depresión; cada espiráculo está compuesto por dos pequeñas aberturas en general, ovaladas, rodeadas por un anillo esclerotizado como proyecciones hacia el centro de la apertura; frecuentemente las dos aberturas están tan cercanamente juntas en el interior ventral como para parecer bilocado; el peritreme (fácilmente distinguido en los siguientes estadios) no se distingue; la protuberancia anal, situada ventralmente en el último segmento tiene dos proyecciones cónicas carnosas, los tubérculos anales; como un grupo de espinas situadas anteriormente y posteriormente en la protuberancia anal; presenta 2 o 3 filas de espinas entre la protuberancia anal y el margen mas bajo de cavidad posterior y los tubérculos posteriores de la cavidad no están bien definidos (Fig. 23).

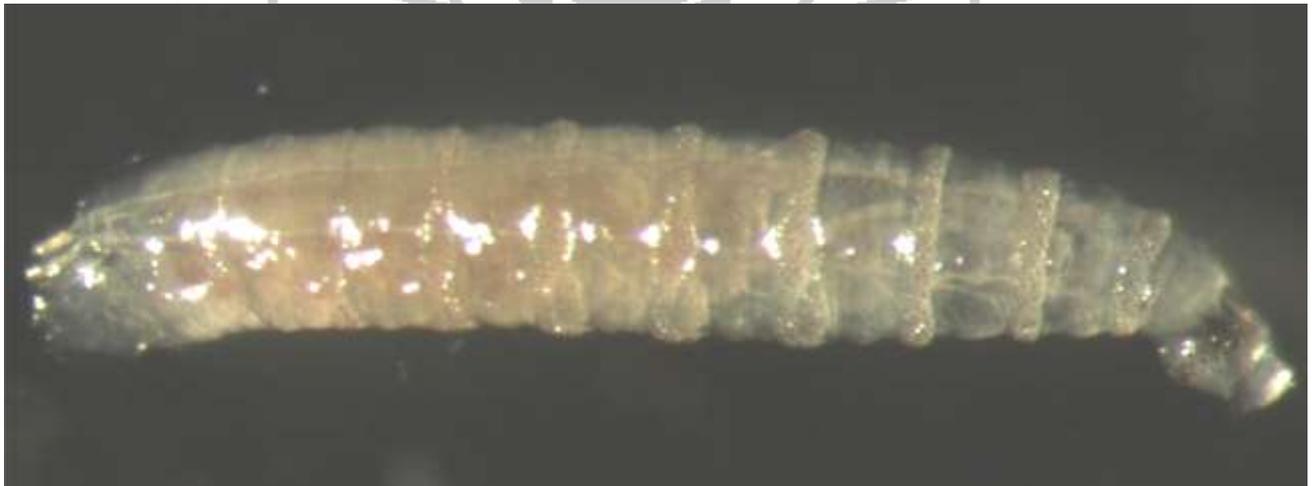


Fig.23.—Larva de primer estadio de *C. hominivorax*

El cefaloesqueleto consiste de una faringe esclerotizada, compuesta de cuernos dorsales vinculados y ventrales y una proyección más bien corta de la parte frontal dorsal; un esclerito faríngeo aparentemente no se une a una parte frontal dorsal como en los siguientes estadios; la parte ventral del esclerito faríngeo se extiende anteriormente y conjuntamente con los escleritos hipostomales, las cuales a su vez articulan una porción basal ventral de los escleritos labiales, los pares de escleritos parastomales son delgados y son una ampliación anterior del esclerito faríngeo, en la parte inferior presentan los escleritos hipostomales y los escleritos labiales, los cuales son delgados y con prolongaciones pequeñas, teniendo un grupo de alrededor de seis pequeños



ganchos orales, arriba y entre los escleritos labiales del esclerito supralabial, los cuales están presentes solamente en el primer estadio de la larva; el ancho del cefaloesqueleto desde la punta del esclerito labiales hasta la parte posterior dorsal de la cornua tiene un rango de 0.24-0.27 mm (Figs.24 y 25). El promedio de 10 especímenes fue de 0.26 mm. de anchura media, en el punto más ancho 0.27 mm.



Fig.24.—Vista inferior de la mandíbula de la larva del primer estadio de *C. hominivorax*

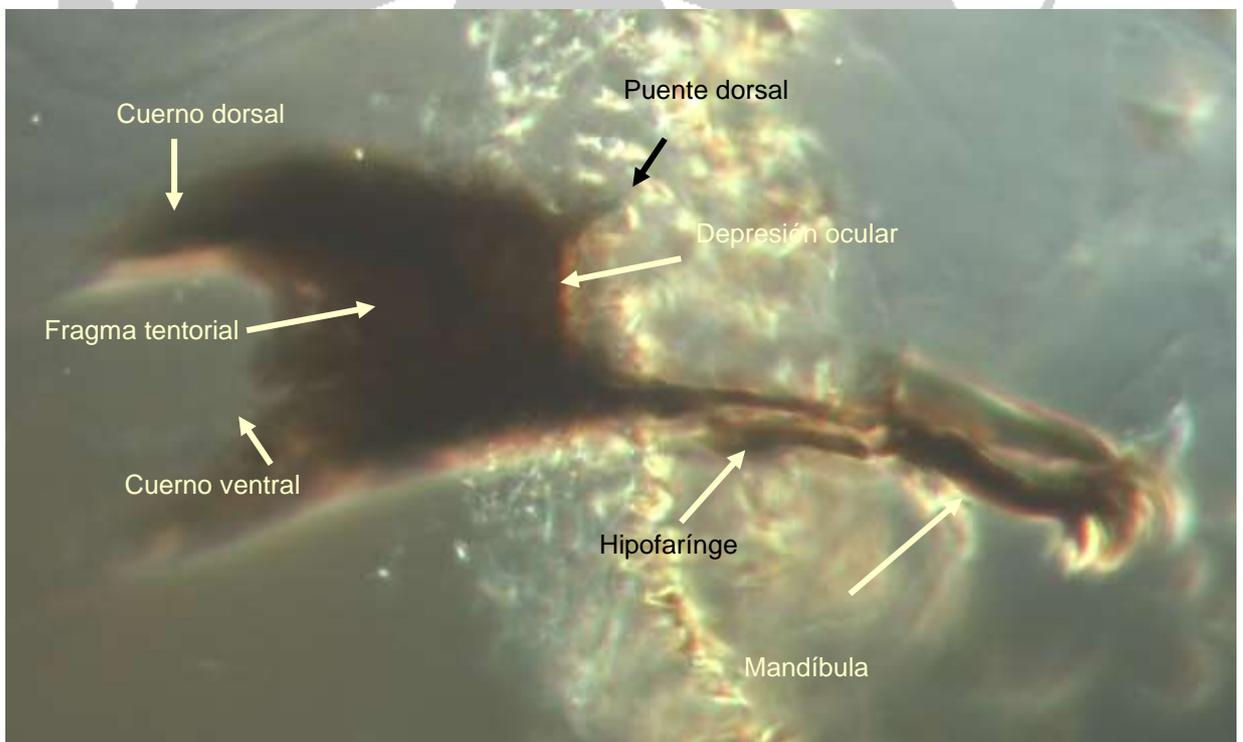


Fig.25.—Cefaloesqueleto de la larva del primer estadio de *C. hominivorax*

Los espiráculos posteriores están situados cerca del extremo superior de la parte posterior del doceavo segmento, en una ligera concavidad y tienen forma de "V". Cada espiráculo tiene dos pequeños orificios ovales, muy cerca uno del otro. El peritreme no es visible en esta etapa (Fig. 26).



Fig. 26.— Espiráculos posteriores de la larva de primer estadio de *C. hominivorax*

Segundo estadio: Mas robusto que el estadio anterior, la longitud y ancho al inicio del estadio es de aproximadamente de 3.5 y 0.6 mm., respectivamente; la larva completamente desarrollada en este estadio es de 6.3 a 7.4 mm, en longitud y aproximadamente 1.5 mm, de ancho. Fuertemente armados con grandes espinas oscuras de tres puntas mas a menudo dos, de aproximadamente 55 micrómetros de longitud, los segmentos 2 al 9 están completamente rodeados en la parte anterior con bandas de espinas; el segmento 10 con una banda generalmente interrumpida por un espacio estrecho en el dorso, el segmento 11 con bandas reducidas a 2 o 3 filas de espinas más pequeñas lateralmente, estas nunca cierran completamente un segmento, el segmento 12 con espinas confinadas a superficies ventrales y ventrolaterales; las áreas fusiformes ventral y lateral como en el primer estadio; el segmento 11 completamente rodeado posteriormente por una banda de espinas de 3 filas de espinas recurvadas más pequeñas; el segmento 10 con filas irregulares ventrales y laterales, y un poco de espinas dispersadas las cuales se extenderán a la superficie dorsal pero no dispuestos a formar una banda, algunas veces un poco de espinas esparcidas laterales en los segmentos 9 y 8 y un poco ventralmente en los segmentos 7 y 6 (Fig. 27).

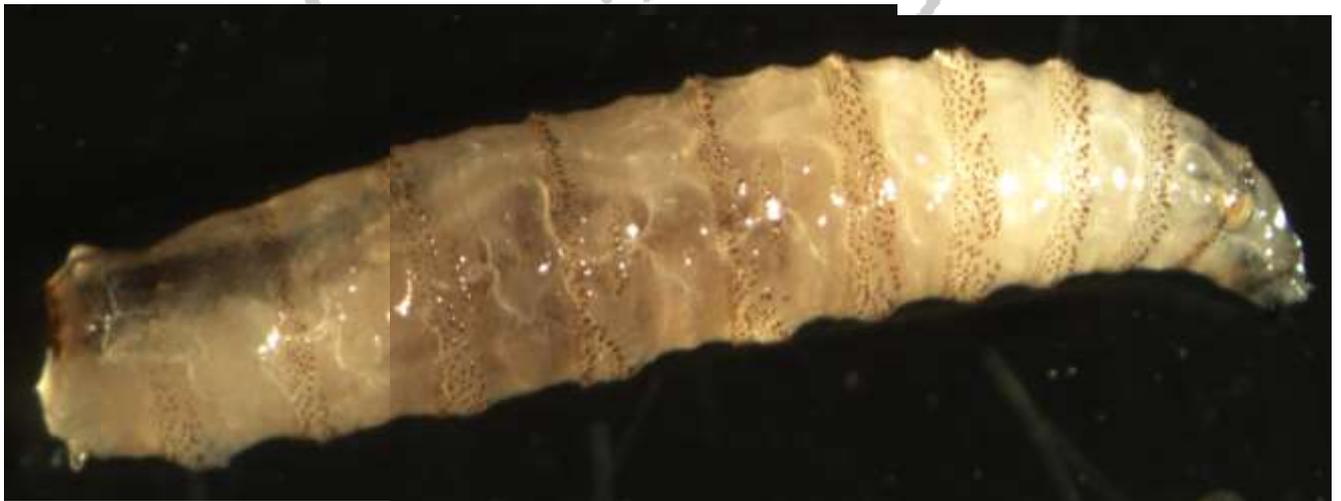


Fig. 27.— Aspecto dorsal de la larva de segundo estadio de *C. hominivorax*

Los espiráculos anteriores, pequeños, en forma de abanico, una a cada lado situado cerca de la base del segmento 2, generalmente con 7 a 9 papilas (Fig. 28).



Fig. 28.— Estigmas o espiráculos anteriores de la larva de segundo estadio de *C. hominivorax*

Cefaloesqueleto con dos escleritos labiales prominentes, cada uno con mas o menos porciones rectangulares básicas; y con dos largos y amplias curvas de escleritos labiales; las escleritos faríngeos producidas enterodorsalmente y conectados por el esclerito dorsofaríngeo; la longitud de cefaloesqueleto es de 0.67-068 mm. (el promedio de 10 ejemplares fue de 0.67 mm). Presenta también un par accesorio de ganchos orales que se conectan al puente dorsal y desaparecen por reabsorción al concluir el 2°. estadio (Figs. 29 y 30).

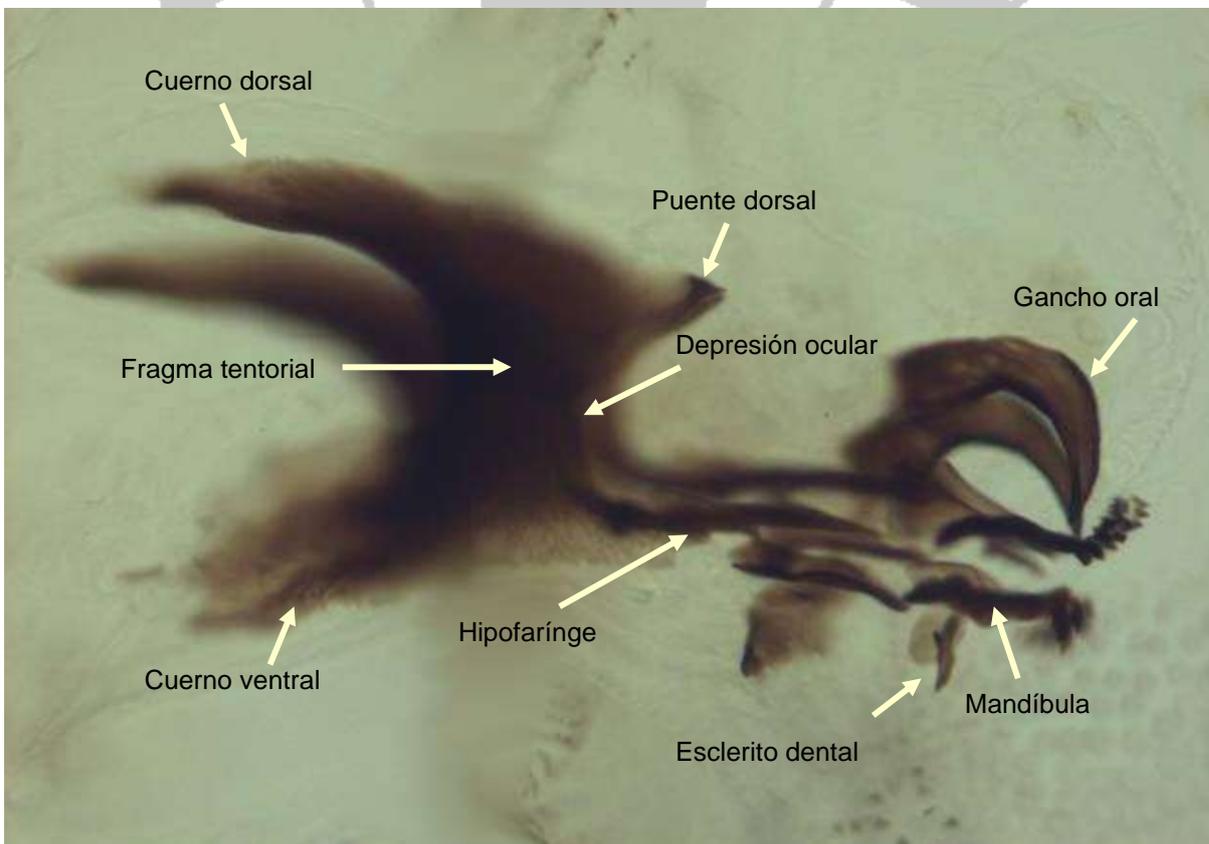


Fig. 29.— Esqueleto cefalofaríngeo en la etapa inicial del segundo estadio larvario de *C. hominivorax*.

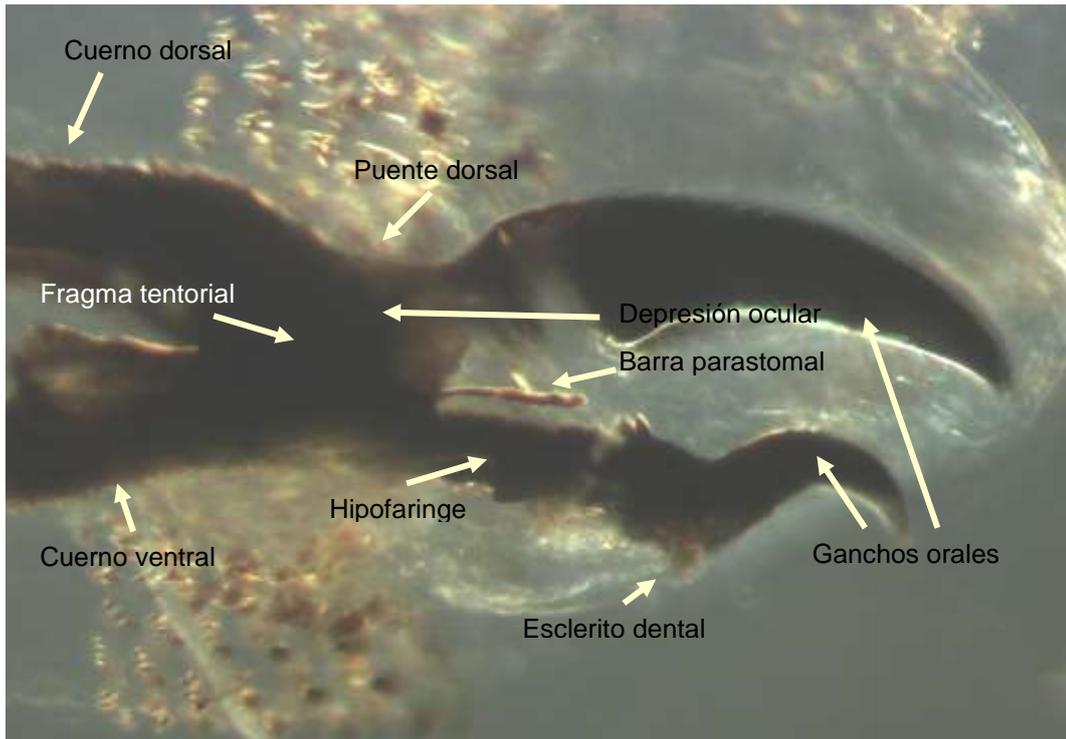


Fig. 30.— Esqueleto cefalofaríngeo de la larva de segundo estadio de *C. hominivorax*

Los espiráculos posteriores son pequeños, cada uno con dos hendiduras, en parte rodeada por un peritreme incompleto con dos aberturas respiratorias, reducido, y ligeramente pigmentado dorsalmente (Fig. 31); el diámetro más grande de los espiráculos es de 0.134-0.168 mm. (en promedio de 0.15); los troncos traqueales tienen una pigmentación oscura, la porción pigmentada extendida aproximadamente a la mitad del ancho del segmento 12. La cavidad posterior se encuentra más deprimida que en el primer estadio; en la parte superior tiene 3 pares de tubérculos dorsales redondeados, los cuales tanto en el interior y exterior están mal definidos, en la parte inferior tiene otros 3 pares de tubérculos ventrales, el par medio es un poco más grande del par exterior y del par interior, pero no están bien definidos; las posiciones son relativamente similares a los del tercer estadio, las protuberancias anales son bastante pequeñas, en la que destacan dos tubérculos anales; las espinas en las protuberancias anales son similares en el tercer estadio.



Fig. 31.— Estigmas posteriores de la larva del segundo estadio de *C. hominivorax*



Tercer estadio: Más bien robusto con una reducción desde el segmento cefálico hasta el sexto segmento y ligeramente decreciente hacia el extremo posterior en los últimos tres segmentos; la longitud es de 6.4-17.0 mm, y el ancho de 1.6-3.5 mm.; la larva completamente madura usualmente es de 15-16 mm en longitud; las larvas al inicio de esta estadio son de color blanco cremoso y la larva madura presenta una coloración ligeramente rojiza (Fig. 32).



Fig. 32.— Aspecto dorsal de la larva del tercer estadio de *C. hominivorax*

Fuertemente armados con grandes espinas de 1 a 3 puntas, mas a menudo 1 o 2 (Fig. 33), los márgenes anteriores de cada uno de los segmentos 2 al 9 están completamente rodeados con una banda de espinas organizadas en filas irregulares, estas son mas largas que las filas anteriores; el segmento 10 con una banda anterior de espinas algo reducido y por lo general interrumpido en el dorso como en el segundo estadio; en el segmento 11 con una banda anterior incompleta y espinas lateralmente más pequeñas y grandemente reducidas en número, el segmento 12 con espinas restringidas a las superficie ventral y ventrolateral; el margen posterior del segmento 11 con una banda de 2 o 3 filas de espinas curvadas anteriores; el segmento 10 con espinas ventrales y ventrolaterales un poco esparcidas lateralmente y dorsalmente; los segmentos 7 y 9 con espinas en los márgenes posteriores reducidos a una o dos filas y confinados a las superficies ventrales.

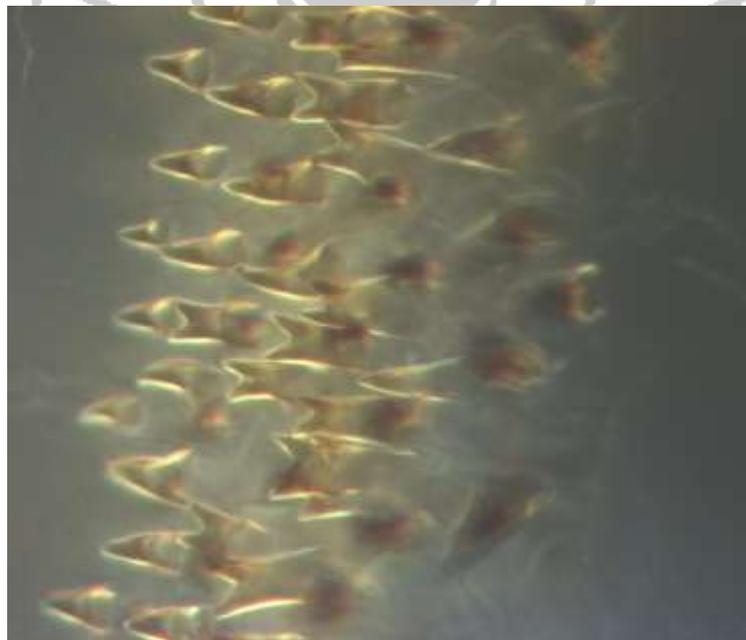


Fig. 33.— Espinas de una a dos puntas de *C. hominivorax*

Los espiráculos anteriores de la larva de tercer estadio presentan cada uno de 6 a 11 papilas, usualmente de 7 a 9 (Fig. 34).





Fig. 34.— Estigmas anteriores de la larva del tercer estadio de *C. hominivorax*

El cefaloesqueleto esencialmente es similar al segundo estadio pero las partes son mas largas y diferentes en apariencia en la larva madura; una franja estrecha se presenta pigmentada al margen anterodorsal de los escleritos faríngeos extendidos posteriormente (esto no es visible en la larva mas joven del tercer estadio pero aparece en la larva madura); el cefaloesqueleto completo mide de 1.40-1.56 mm. Tiene ganchos orales prominentes curvos y no presenta esclerito accesorio (Fig. 35)

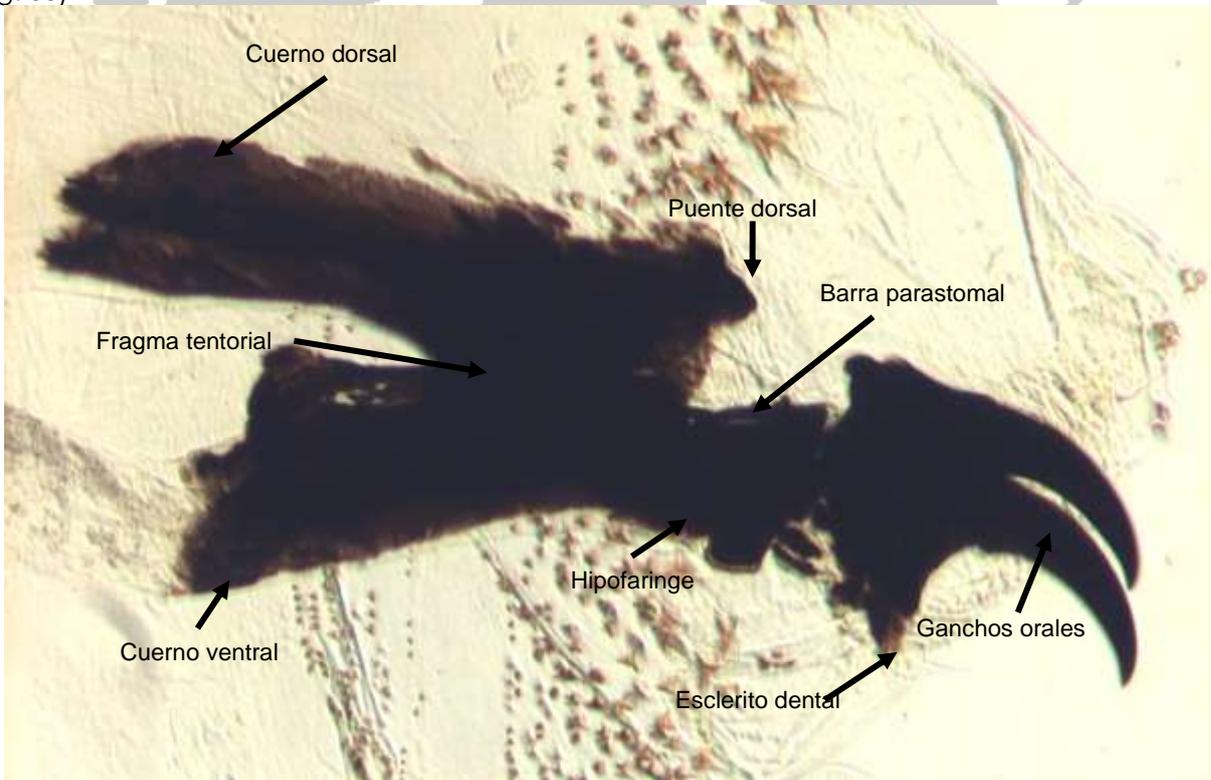


Fig. 35.— Esqueleto cefalofaríngeo de la larva del tercer estadio de *C. hominivorax*

Los espiráculos posteriores son largos, cada uno con un prominente peritreme con pigmento oscuro, son incompletos por lo que no rodean completamente las 3 aberturas respiratorias (Fig. 36); el diámetro más grande del espiráculo es de 0.39-0.46 mm. (en promedio 0.43 mm.).



Fig. 36.— Troncos traqueales y estigmas posteriores de la larva de tercer estadio de *C. hominivorax*

La frontera superior de la cavidad posterior tiene tres pares de tubérculos redondeados; los pares interiores y exteriores son aproximadamente iguales; el par mediano reducido grandemente y cercanamente aproximado al tubérculo exterior; el borde mas bajo de la cavidad tiene tubérculos similares, el par mediano mas grande y el par mas largo del exterior que el par interior; un par adicional de pequeños tubérculos situados medianamente cerca del margen mas bajo de la cavidad posterior; la protuberancia anal es pequeña comparativamente, con 2 prominentes tubérculos cónicos anales; el lugar prominente de espinas situado anterior y posterior sobre la protuberancia anal; con 3 a 4 filas de cortas espinas situadas en la porción mas baja del área depresiva y el margen mas bajo de la cavidad posterior. Los dos troncos traqueales tienen pigmentación oscura desde los estigmas posteriores hasta el 10°. o 9°. segmento. Este carácter es peculiar de *C. hominivorax* e importante a considerar en la identificación (Fig. 36 y 37).

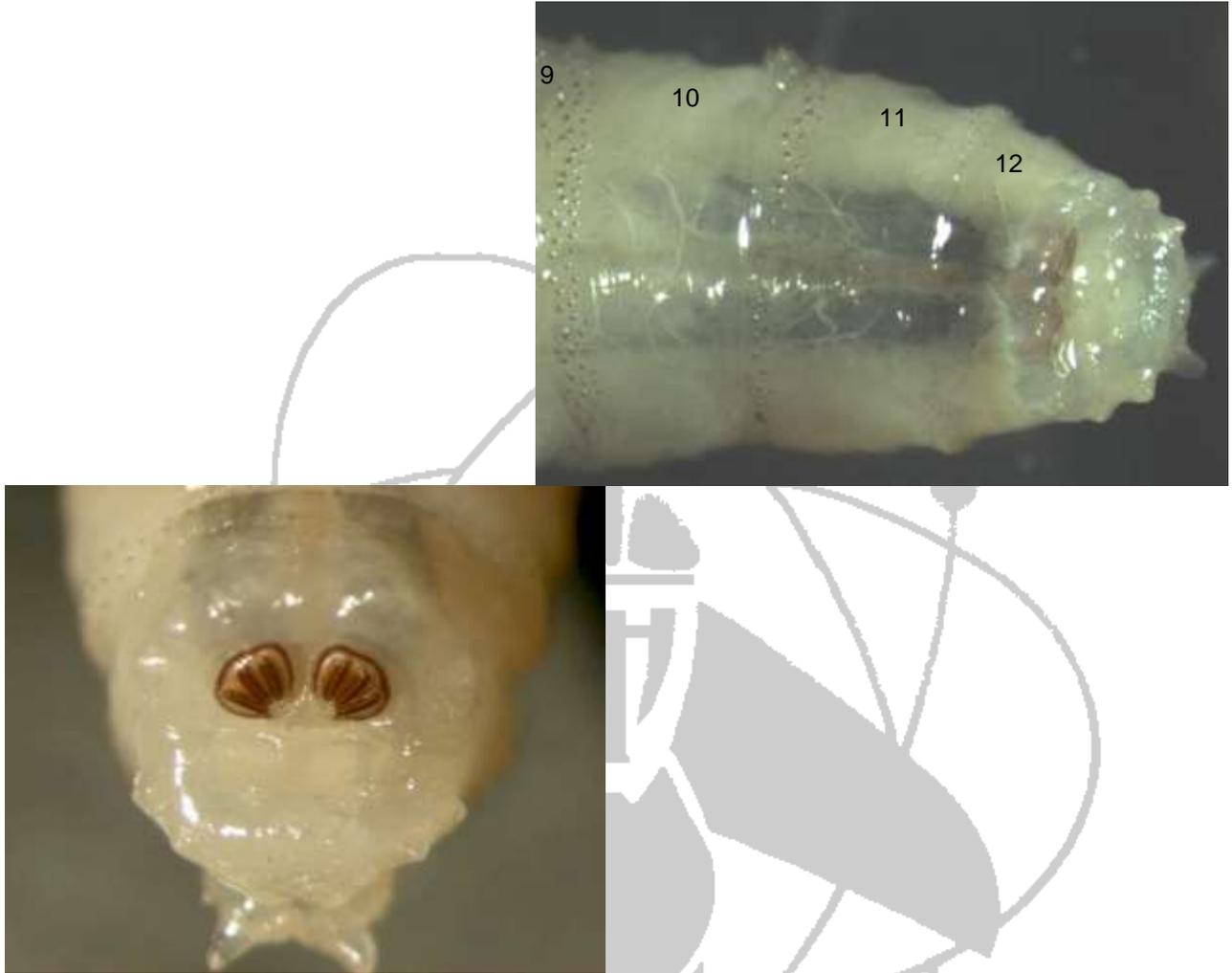


Fig. 37.— Vista de la cavidad posterior y dorsal de la larva de tercer estadio de *C. hominivorax*

Cuando la larva penetra en el tejido, asumen una característica posición de cabeza inclinada en la herida, con los espiráculos posteriores usualmente expuestos al aire libre. La larva de estas especies son gregarias, rara vez se mueven en la herida una vez incrustados en la carne, y causan una forma típica de lesiones en forma de bolsa. Pueden alimentarse de 99.5 a 198 horas de acuerdo a los experimentos dirigidos por Cushing y Laake et.al (1936), en Sonora, Texas. Encontraron que la mayoría de las larvas maduras dejan la herida entre el horario de 9 am a 2 pm. Cuando están completamente desarrolladas, caen al suelo y pupan en él. Travis knipling y Brody (1940) mostraron que la larva de *Cochliomyia hominivorax* llega emigrar de un cadáver inmediatamente después de la muerte del animal, prácticamente todas dejan al mismo en un tiempo de 48 horas.

3.2. *Cochliomyia macellaria* (GUSANO BARRENADOR SECUNDARIO)

3.2.1. CLASIFICACION TAXONOMICA (Según Hall, 1947; Borror y Delong, 1970, Borror, Triplehorn y Johnson, 1992)

PHYLUM	Artropoda
SUBPHYLUM	Atelocerata
CLASE	Insecta
SUBCLASE	Pterigota
DIVISION	Endopterigota
ORDEN	Díptera
SUBORDEN	Ciclorrapha



SECCION	Caliptrae
SUPERFAMILIA	Oestroidea
FAMILIA	Calliphoridae
GENERO	<i>Cochliomyia</i>
ESPECIE	<i>C. macellaria</i> (Fabricius, 1775)

3.2.2. DISTRIBUCION

Se encuentra ampliamente distribuida en las regiones Neárticas y Neotropicales, desde el sur de Canadá, a través de USA, México, las Nuevas Indias, América Central y Sudamérica, hacia el sur de Chile y Argentina.

Aparecen algunas variaciones de color, los especímenes del norte a menudo tienen considerablemente menos color naranja-rojo que los especímenes del sur, mientras que los especímenes de los estados del Sur o de los trópicos son de preferencia verduscos a ciertas luces cuando son colectados frescos. Los adultos cultivados en laboratorio son usualmente más azul metálico a púrpuras que los adultos en la naturaleza. El color típico de las patas va de amarillo-naranja a rojo-naranja, nunca negras. Es posible producir la mayoría de estas variaciones en esta especie variando la humedad y temperatura durante los estadios inmaduros.

3.2.3. CICLO DE VIDA

Los huevos tienen aproximadamente 1 mm de largo y ovipositan una masa floja 20 a 200 huevos sobre heridas abiertas o en material en descomposición. Los huevos tardan aproximadamente 24 horas en desarrollarse) dependiendo de la temperatura ambiental y las larvas primeramente se alimentan del corion y eclosionan. Las larvas alcanzan su madurez en un periodo de cuatro días y buscan un lugar adecuado para pupar. La metamorfosis ocurre generalmente en la primera pulgada de profundidad del suelo, de hojas o de rocas. La pupa es color marrón oscuro. En esta etapa de pupa puede permanecer durante 6 a 10 días dependiendo de la temperatura. Los adultos pueden llegar a vivir hasta seis semanas.

3.2.4. MORFOLOGIA

3.2.4.1. Huevo: Se deposita en una masa amarillenta, redondeada, libremente cementada e irregularmente aplanada, el número promedio de una masa es de 40-250 huevos (el máximo observado es de 1228). El huevo individual es de aprox. 1mm de largo y 0.2 mm de diámetro, liso, blanco brillante, redondeado en la parte posterior y algo aplanado en la anterior, con una banda dorsal longitudinal angosta, que ocasiona que el capuchón parezca pequeño (Fig. 38).

Cuando los animales vivos son parasitados por estas especies, las masas de huevos son usualmente depositados en la lana o pelo en porciones arregladas de forma irregular y suelta, no pegadas a la piel. Debido a que las masas de huevos pueden ser ovipositados por varias hembras cerca de una herida pueden haber miles de huevos de *C. macellaria*.

El periodo de incubación es de aproximadamente la mitad de lo requerido por *Cochliomyia hominivorax*. Melvin (1934) encontró que se requerían al menos 33 horas a 64°F y que pocos huevos eclosionaron a temperaturas bajas, menos del 10% eclosionaron a 59°F. A 104°F de incubación, se completó la incubación en 6.73 horas y no se obtuvo eclosión a 109°F, la temperatura óptima para que los huevos eclosionen parece ser cerca de 89°F, a esta temperatura se requieren 8.13 horas para completar la incubación.

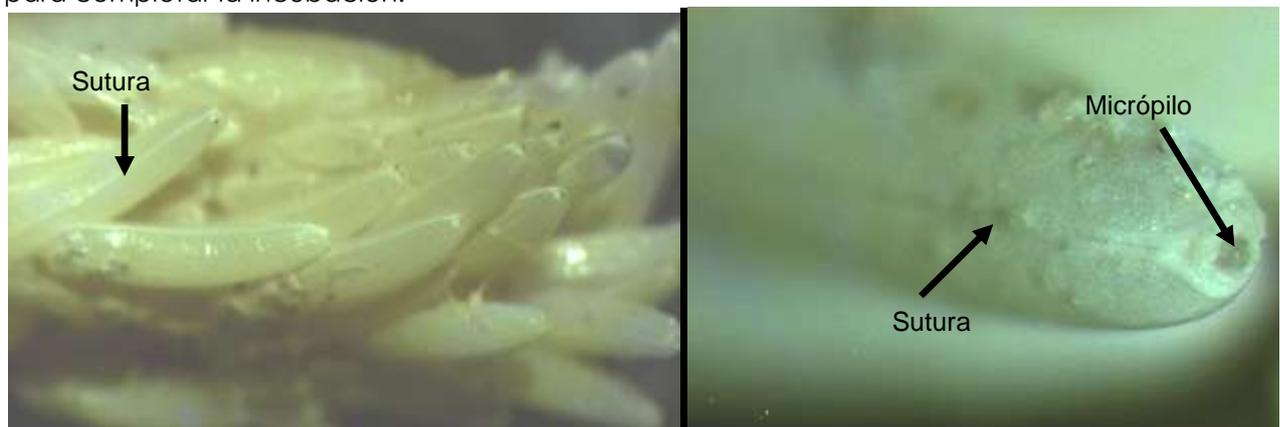


Fig. 38.— Huevos de *Cochliomyia macellaria*



3.2.4.2. Larva

Primer estadio: De tamaño y forma general similar a *Cochliomyia hominivorax*, con espinas pequeñas y ligeramente pigmentadas de color café, todas las espinas de 1 sola punta, las mas largas de aproximadamente 6 μm de largo, el ultimo segmento ligeramente deprimido hacia atrás. El cefaloesqueleto difiere significativamente de *Cochliomyia hominivorax* en que cada esclerito faringeo tiene una proyección enterodorsal prominente y unida a la extremidad anterior, el esclerito parostomal es amplio y los escleritos labiales muy diferentes en estructura, consisten en un par de escleritos irregularmente elongados con un gran numero de pequeños ganchos cercanamente agrupados en la extremidad anterior, el cefaloesqueleto es considerablemente mas grande que el de gusano barrenador del ganado, el rango del largo es de 0.33-0.34 mm (promedio de 10, 0.336 mm) y el promedio del ancho en el punto más alto, 0.125 mm (Fig. 39).



Fig. 39.— Cefaloesqueleto de larva de primer estadio de *Cochliomyia macellaria*

Los espiráculos posteriores son similares a los del Gusano Barrenador del Ganado (Fig.40). Los tubérculos que rodean la cavidad posterior son pobremente definidos.

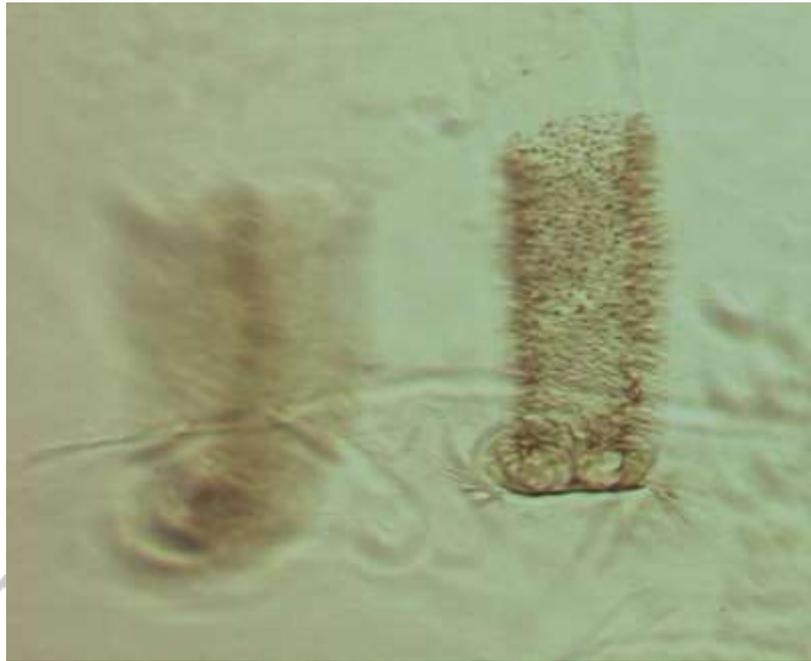


Fig. 40.— Espiráculos posteriores de la larva de primer estadio de *Cochliomyia macellaria*

Segundo estadio: Ligeramente menos robusta que *Cochliomyia hominivorax*. Espinas pequeñas, el largo de las mas largas es de aproximadamente 20 μm , las espinas en las filas anteriores de cada banda generalmente con dos y ocasionalmente con 3 puntas, las que están en posición posterior más a menudo de 1 punta. Los márgenes anteriores de cada uno de los segmentos 2-9 completamente cerrado con espinas, el segmento 10 con banda interrumpida en el dorso y los segmentos 11 y 12 con espinas restringidas a las regiones ventral y ventrolateral, las espinas dorsales y laterales no se encuentran en los márgenes posteriores de todos los segmentos, mientras que en *C. hominivorax* los márgenes posteriores de los segmentos 10 y 11 están armados con varias filas de espinas laterales y dorsales (Fig.41).



Fig. 41.— Larva de segundo estadio de *Cochliomyia macellaria*



Los espiráculos anteriores a menudo tienen 9 y 10 papilas (Fig. 42).



Fig. 42.— Larva de segundo estadio de *Cochliomyia macellaria*

El cefaloesqueleto con esclerito labial comparativamente corto y no demasiado curvo como *Cochliomyia hominivorax*, el largo del cefaloesqueleto de 0.73-0.80 en promedio, con un ancho de 0.3 mm (Fig. 43).

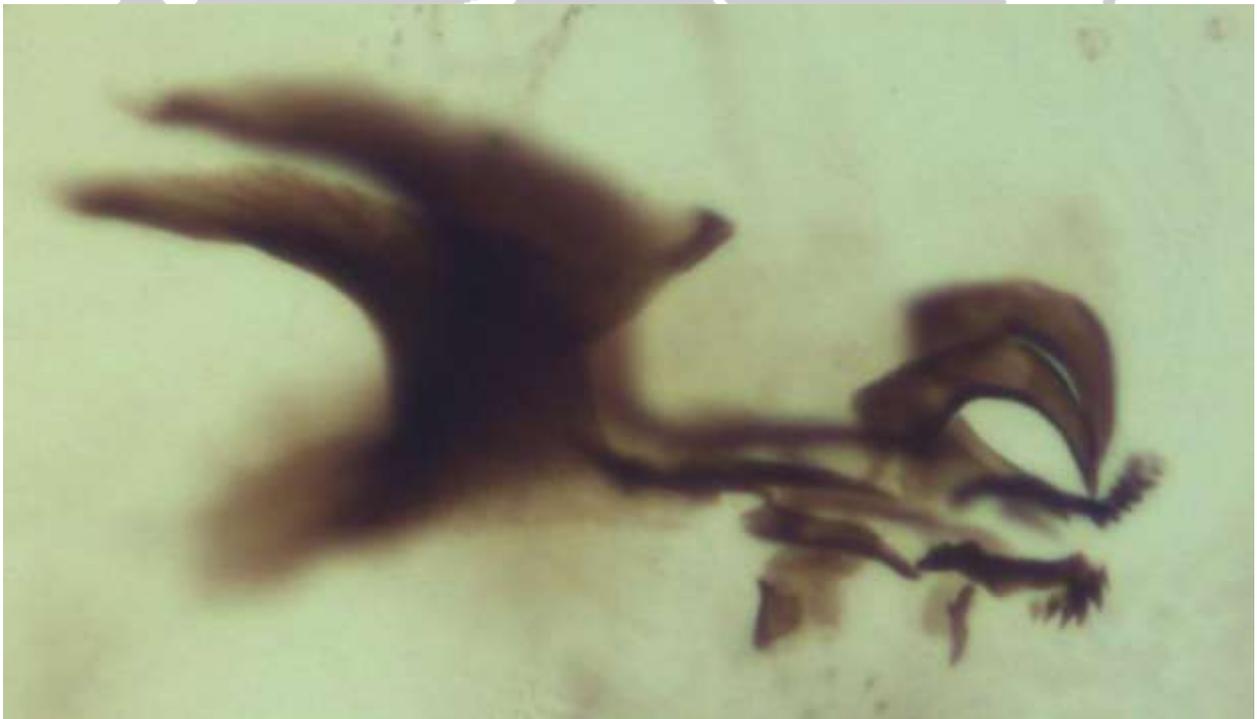


Fig. 43.— Larva de segundo estadio de *Cochliomyia macellaria*

Los espiráculos posteriores son ligeramente más pigmentados y pequeños que en gusano barrenador del ganado (el promedio de diámetro mayor de aproximadamente 0.12 mm), los troncos traqueales que se conectan a los espiráculos posteriores no están pigmentados (Fig. 44). Los tubérculos en el borde de la cavidad posterior, más grandes y conspicuos que *Cochliomyia hominivorax*, la apariencia general del último segmento es esencialmente como un 3er Instar.

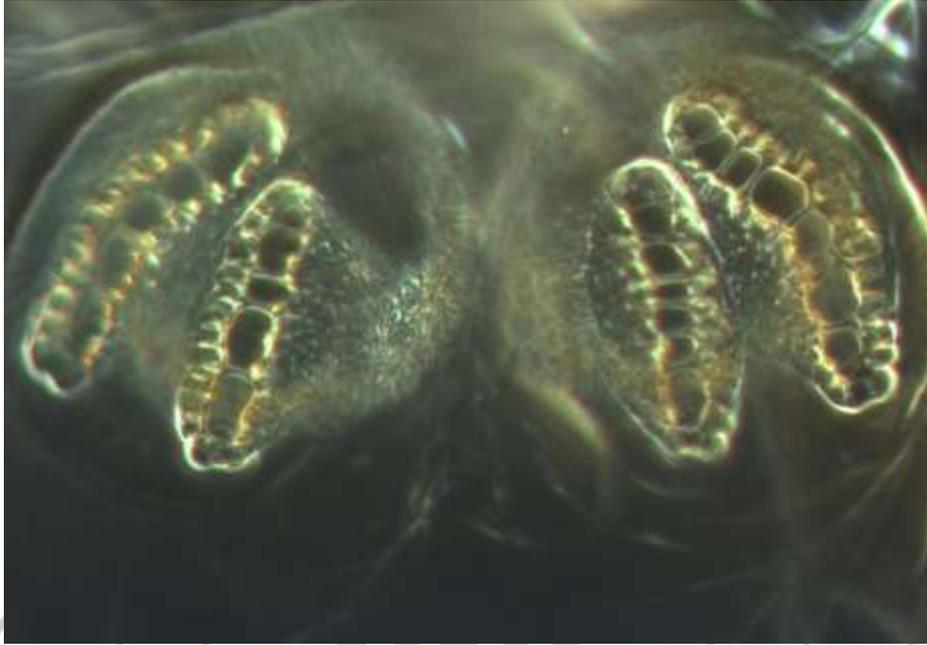


Fig. 44.— Espiráculos posteriores de la larva de segundo estadio de *Cochliomyia macellaria*

Tercer estadio: Menos robusta y ligeramente menor que *Cochliomyia homivorax*. Las espinas comparativamente pequeñas con 1 a 3 puntas pero más a menudo con 2. Los márgenes anteriores de cada uno de los segmentos 2 a 9 completamente circundadas con espinas arregladas en filas más regulares y pigmentadas que en gusano barrenador del ganado (Fig. 45).

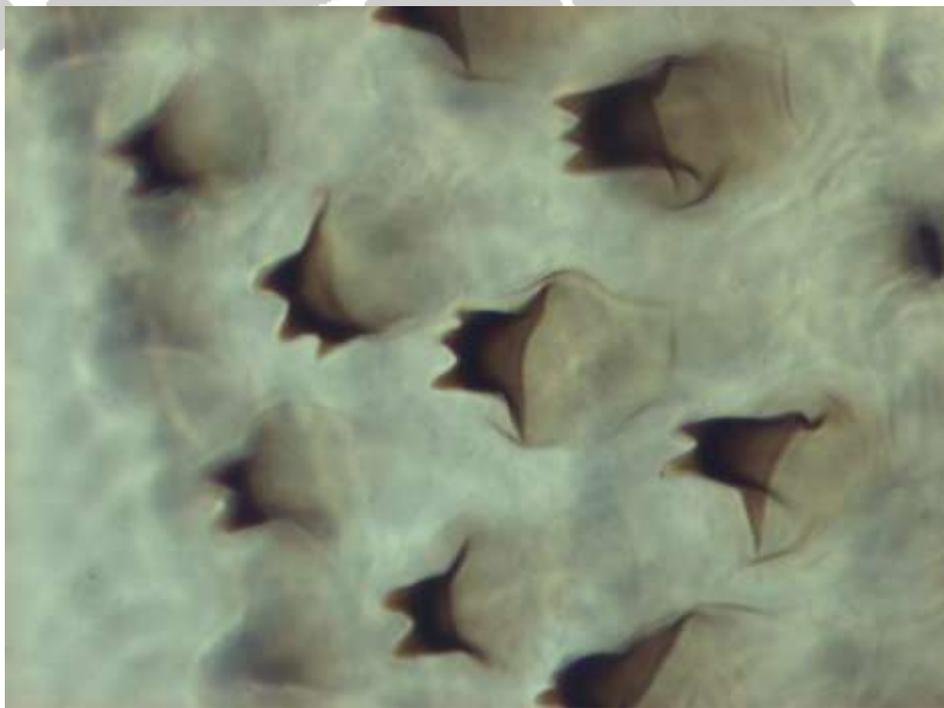


Fig. 45.— Espinas cuticulares de la larva de tercer estadio de *Cochliomyia macellaria*

El segmento 10 con la banda interrumpida con el dorso y los segmentos 11 y 12 con espinas restringidas a las regiones ventral y ventrodorsal, las espinas rodean el margen posterior de todos los segmentos, excepto en una o dos filas de pequeñas espinas en el centro de los segmentos 7 a 12.

Los espiráculos anteriores son cortos con papilas cortas, el número de papilas varía de 8 a 12 usualmente 9 a 11, en promedio 9.81 papilas por espiráculo. (Fig. 46)



Fig. 46.—Espiráculo anterior de la larva de tercer estadio de *Cochliomyia macellaria*

El cefaloesqueleto presenta escleritos labiales más pequeños que en el Gusano Barrenador del Ganado, el cuerno dorsal presenta crestas longitudinales, mientras que en la *C. hominivorax* es suave. Escleritos faríngeos grandes con una cornua ligeramente elevada, franja pigmentada de extensión variada justo sobre el cuerno dorsal en larvas de 3er instar más maduras, el largo del cefaloesqueleto de 1.43-1.63 mm (promedio de 1.56 mm) (Fig. 47).



Fig. 47.—Cefaloesqueleto de la larva de tercer estadio de *Cochliomyia macellaria*

Los espiráculos posteriores más pequeños y redondeados que en gusano barrenador del ganado, el diámetro mayor de los espiráculos es de 0.342 mm-0.370 (promedio de 0.356 mm) los troncos traqueales de los espiráculos posteriores pigmentados hasta un tercio del último segmento (Fig. 48).

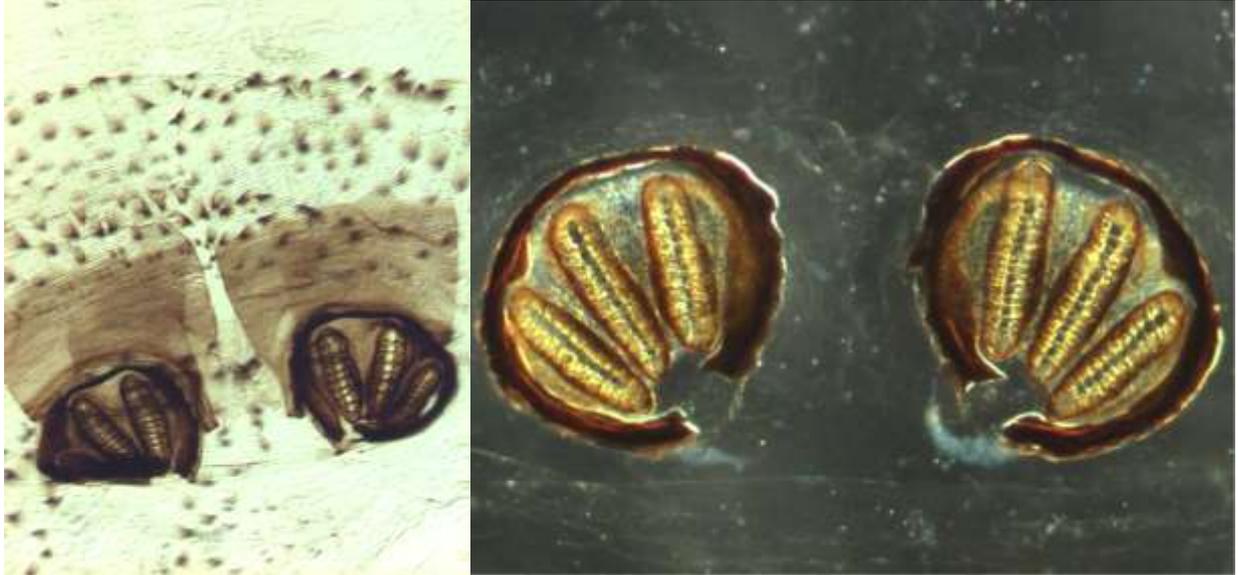


Fig. 48.— Troncos traqueales y espiráculos posteriores de larva de tercer estadio de *Cochliomyia macellaria*

La cavidad posterior se encuentra enmarcada con tubérculos conspicuos cónicos, los del interior y exterior en el margen superior de igual tamaño, los pares de en medio mas pequeños en el margen inferior, el par exterior ligeramente mas largo y el par interior mas pequeño que los tubérculos de en medio, hay un par de pequeños tubérculos adicionales situados cerca del margen inferior de la cavidad posterior. La protuberancia anal es grande con 2 tubérculos anales pigmentados cónicos, las espinas en la protuberancia anal en un grupo mas o menos en forma de "V" que se extiende hacia el lado exterior, el borde de la cavidad posterior armada con numerosas filas de 3 o 4 espinas (Fig. 49).



Fig. 49.— Región anal de la larva de tercer estadio de *Cochliomyia macellaria*

A medida de que los huevos eclosionan, en los casos de miasis la larva eclosionada empieza a alimentarse sobre el tejido necrosado, migrando considerablemente de un lado a otro. No tienen un tipo definido de ataque. Son activos con temperaturas externas de 41-50°F de acuerdo a Deonier. En las heridas esta larva no forma una bolsa como es característico en gusano barrenador del ganado, pero a menudo migra en la lana o pelo cerca de la herida. En borregos de pelo largo tienen la tendencia de alimentarse fuera de la herida, en la lana; en animales de pelo pequeño tienden a alimentarse en la herida. Alcanzan la madurez de 6 a 20 días, entonces migran o se tiran de la herida y entonces se entierran o se arrastran a un refugio para pupar.



3.3. *Lucilia cuprina* (MOSCA DE MIASIS DE LAS OVEJAS)

Lucilia cuprina (= *Phaenicia cuprina*) es una mosca de importancia médica y veterinaria ya que ocasiona miasis en seres humanos y otros mamíferos. Recientemente tiene importancia forense, puesto que ha sido encontrada asociada con los cadáveres y se podría utilizar en este tipo de investigaciones.

La hembra de *Lucilia cuprina* no puede poner huevos hasta que haya ingerido una fuente de proteína, generalmente de un animal muerto o de excremento. Después de esto, la hembra tiene la capacidad de poner hasta 200 huevos en una sola oviposición, puede vivir hasta 1 mes pudiendo poner otras 2 o 3 oviposiciones durante su vida. Bajo condiciones ideales, los gusanos eclosionan de los huevos ovipositados en un plazo de 12 horas, pueden alimentarse durante 4 días y estar listos para caer al suelo para pupar. Cuando las condiciones son favorables, un huevo puede convertirse en una mosca adulta en un lapso de 12 días. Si las temperaturas del suelo se encuentran por debajo de 15° C, el desarrollo larval puede ser suspendido hasta que las temperaturas comienzan a subir. Durante los meses más fríos, el número de larvas en el suelo pueden disminuir como resultado de la depredación, de la inundación del suelo, etc. Si estas moscas que emergen encuentran animales susceptibles, la infestación puede ocurrir. Generalmente, las moscas tienden para permanecer en un área, no se mueven lejos del acceso al agua y a los huéspedes.

3.3.1. CLASIFICACION TAXONOMICA

PHYLUM	Artropoda
SUBPHYLUM	Atelocerata
CLASE	Insecta
SUBCLASE	Pterigota
DIVISION	Endopterigota
ORDEN	Díptera
SUBORDEN	Ciclorrappa
SECCION	Caliptrae
SUPERFAMILIA	Oestroidea
FAMILIA	Calliphoridae
GENERO	<i>Lucilia</i>
ESPECIE	<i>L. cuprina</i> (Wiedemann, 1830)

3.3.2. DISTRIBUCION

Debido a la dispersión del hombre y al tránsito de ganado, su distribución se ha visto ampliada y actualmente se localiza en zonas cálidas subtropicales del planeta.

3.3.3. CICLO DE VIDA

El ciclo total dura aproximadamente de 3 semanas a 2 meses, dependiendo de la temperatura y de la humedad. Es más corto en verano que en invierno. La hembra atraída por el "olor a la cascarría", deposita los huevos en la zona perineal de los ovinos. Puede poner en grupos de 80 a 400 por vez. Y tarda sólo 16 horas para que de ellos emerja la larva 1 que sufre mudas a larva 2 y larva 3 en el tejido subcutáneo del hospedador. Permanece sobre él entre 5 y 10 días, luego cae al suelo, se transforma en pupa o crisálida y dependiendo de la temperatura, en 1 a 4 semanas salen los adultos (imagos). A las pocas horas de haber nacido, las hembras comienzan a alimentarse y un día después copulan. 2 días después empiezan a depositar los huevos.

3.3.4. MORFOLOGIA

3.3.4.1. Huevo: Los huevos son depositados en lotes de aproximadamente 100 en caparazones, especialmente en o cerca de grietas de abertura natural. Melvin (1934) encontró que los huevos de *Lucilia* no eclosionaban a temperaturas bajo 74° o sobre 104 °F. En el límite inferior se requirieron de 15.06 horas para completar la incubación, mientras que fueron necesarias 8.91 horas en el límite superior. También encontró que la temperatura óptima aparentemente era 99 °F., en el que el desarrollo se completó en 7.72 horas.



Los huevos del *L. cuprina* son color crema, alargados, con 1.09 ± 0.07 milímetros de longitud, y 0.25 ± 0.05 milímetro de ancho ($n = 50$). El plastron se origina del extremo anterior cerca del micropilo y casi se extiende dorsalmente a lo largo de la longitud entera. La anchura del plastron es de 0.022 ± 0.006 milímetros ($n = 50$), representando $\approx 8.8\%$ de la anchura de los huevos. El plastron adyacente al micrópilo es levemente bifurcado, mientras que la larga sutura es vertical. El corion tiene un patrón poligonal (pentagonal o hexagonal) con un límite indistinto (Fig. 50).



Fig. 50.— Huevos de *Lucilia cuprina*

3.3.4.2. Larva

Primer estadio: Espinas casi sin pigmento, su distribución es difícil de establecer; los segmentos 2-7 con banda completa de espinas en el borde anterior; el borde posterior del segmento 11 con de 2 a 3 filas de espinas fuertemente pigmentadas, pero aparentemente ausentes en la superficie dorsal de cada segmento anterior al segmento 11. Tubérculos en el segmento 12 pequeños, en la misma posición relativa como en los últimos instares o estadios. Cefaloesqueleto muy pequeño y débilmente desarrollado; escleritos labiales no prominentes y espina de eclosión corta; esclerito faríngeo angosto, cuerno o cornua ventral angosta y afilada a un punto agudo; proyección anterodorsal del esclerito faríngeo largo, aproximadamente de 2 terceras partes tan largo como la cornua dorsal (Fig. 51).



Fig. 51.— Cefaloesqueleto de la larva de primer estadio de *Lucilia cuprina*



Los espiráculos anteriores apenas son distinguibles (Fig. 52)



Fig. 52.— Espiráculo posterior de la larva de primer estadio de *Lucilia cuprina*

Segundo Estadio:

Espinas pequeñas y sin color a café claro; los segmentos 2-7 con una banda completa de espinas en la parte anterior; el segmento 8 con espinas usualmente ausentes o muy pequeñas y ligeramente pigmentadas en la superficie dorsal; el borde posterior del segmento 11 con varias filas de espinas dorsales; el segmento 10 sin espinas dorsales. Los espiráculos anteriores son de 4 a 6 ramas o papilas ampliamente separadas, muy a menudo con 5 ramas (Fig.53).



Fig. 53.— Espiráculo anterior de la larva de segundo estadio de *Lucilia cuprina*

Cefaloesqueleto distintivo y fácilmente diferenciable de los cefaloesqueletos de otras especies, la diferencia más notoria es la apariencia de los esclerótidos labiales; el largo total de la punta de los esclerótidos labiales a la punta de la cornua o cuerno dorsal es 500-550 micrones (en otras especies esta distancia es de al menos 600 micrones y algunas veces es mayor a 700 micrones) (Fig. 54).



Fig. 54.— Cefalo esqueleto de la larva de segundo estadio de *Lucilia cuprina*

Tubérculos en el borde del campo del estigma pequeños, posición relativa como en el tercer instar, estigmas posteriores con 2 aberturas respiratorias (Fig. 55)



Fig. 55.— Espiráculos posteriores de la larva de segundo estadio de *Lucilia cuprina*

Tercer estadio: Segmentos 6-8 completamente cerrados con espinas en el borde anterior; segmento 9 generalmente con uno o dos filas dorsales irregulares y cortadas, pero pudieran estar ausentes en un corto espacio; espinas restringidas a las superficies ventral y lateral en el segmento 10; el segmento 11 posteriormente con 3 a 4 líneas dorsales de espinas; el segmento 10 sin espinas dorsales; la distribución de las espinas como en *Lucilia sericata* pero con espinas más pequeñas, menos pigmentadas, y pareciera menos variable en su distribución; el segmento 12 liso en la superficie dorsal excepto posteriormente. Los tubérculos alrededor del área del estigma no casi tan prominente y mucho más pequeño que en *Lucilia sericata*; el par exterior en el borde superior



distintivamente más largo que en los tubérculos interiores y más del doble de largo que los medianos; el par en el borde inferior menos de una mitad que los otros dos pares; la posición relativa de los tubérculos es similar a la posición en *Lucilia illustris*; los tubérculos en la protuberancia anal cerca del doble de largo que las más largas en el borde inferior del campo del estigma. Espiráculos anteriores con 5 a 6 ramas (en 64 espiráculos, 40 tenían 5 ramas, 24 tenían 6); porción de espiráculo anterior externo a la cutícula de aproximadamente la mitad del largo del tronco interno pigmentado (Fig. 56).



Fig. 56.— Espiráculos posteriores de la larva de tercer estadio de *Lucilia cuprina*

Cefalo esqueleto pequeño de aproximadamente 1.0 mm de largo, considerablemente más pequeño que en otras especies; esclerito faríngeo comparativamente corto y ancho (Fig. 57).



Fig. 57.— Cefalo esqueleto de la larva de tercer estadio de *Lucilia cuprina*



Los espiráculos posteriores, pequeños y amplios, usualmente más anchos que largos; apertura corta; peritreme sin proyecciones interiores (Fig. 58).

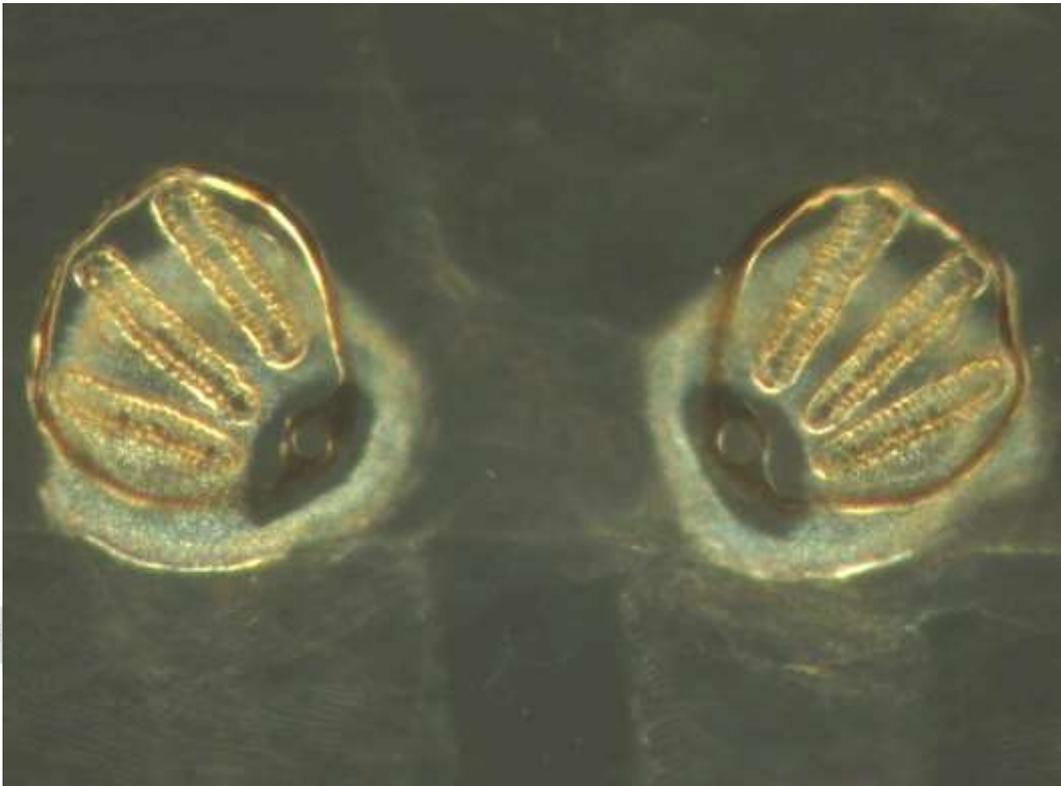


Fig. 58.— Espiráculos posteriores de la larva de tercer estadio de *Lucilia cuprina*

Espinas no prominentes, ligeramente pigmentadas (Fig. 59).



Fig. 59.— Espinas cuniculares de la larva de tercer estadio de *Lucilia cuprina*

Como todas las especies de *Lucilia* en Norte América, *Lucilia cuprina* es una típica saprófaga. Si las larvas se alimentan de carne en descomposición, la especie puede ser fácilmente cultivada de huevo a adulto en laboratorio. El estado larval dura cerca de 72 horas bajo condiciones favorables de temperatura. El estado pre-pupa de *Lucillia* tarda relativamente pocas horas durante los



periodos más calientes del año. El estado de pupa pudiera ser tan corto como 6 a 7 días durante los meses de verano; pero la emergencia podría retrasarse por varias semanas o inclusive más en clima frío.

En los estudios forenses, se presta atención a la etapa larvaria ya que luego de alimentarse durante un día, en condiciones óptimas, o durante varios (por lo común no más de tres o cuatro), la larva cesa de alimentarse y comienza a resorber el contenido intestinal. El grado de llenado se ve por transparencia, por lo cual se puede estimar la edad de la larva si se conoce el tiempo de desarrollo para el lugar y condiciones meteorológicas. Por fin, la grasa depositada bajo la cutícula hace que la larva se vea de un blanco amarillento, sin la línea oscura del intestino. En este punto, o con mayor frecuencia antes de alcanzarlo, la larva trata de abandonar el cadáver, en donde estaría indefensa ante sus predadores. En la naturaleza se aleja alrededor de un metro, a veces varios metros, y se entierra. Llegado el momento, la larva se retrae y su cutícula se desprende y se endurece formando una cubierta en forma de barril: el pupario. En las primeras horas, el pupario es blanco; luego se va oscureciendo a medida que las proteínas de la cutícula se curten, y pasa del amarillo apagado, por matices del ocre, hasta un castaño rojizo. En especies más grandes el pupario puede llegar a tomar un color café oscuro.

Las secreciones de la larva tienen un efecto proteolítico tan fuerte, que los cadáveres de aire libre, luego de dos o tres días de exposición en época de calor, presentan un aspecto especial que puede describirse como "máscara negra": la nariz y el labio superior, a menudo los ojos y a veces toda la boca han sido reemplazados por la propia masa de gusanos, mientras que la piel que rodea esa masa se ha ennegrecido por la acción enzimática. El color negro verdoso es muy diferente del color rojizo de la piel quemada por el sol, o la lividez postmortem azulada, o el color amoratado de la asfixia.

Esas secreciones tienen también un efecto bactericida, ventajoso para un organismo que se debe desarrollar en un medio en descomposición. En los raros casos en que la mosca verde común causa miasis por depositar sus huevos en heridas infectadas, la evolución suele ser favorable. Esta especie es una necrófaga estricta: sólo come carne muerta. Al consumir tejidos necrosados, eliminar las bacterias e irritar suavemente la lesión (favoreciendo la producción de tejido granular), las larvas contribuyen a la cicatrización. De ahí el uso de larvas de esta especie en el tratamiento de lesiones difíciles de reducir, como osteomielitis (MUMCUOGLU *et al.*, 2000; LECLERCQ, 1990). La técnica, llamada a veces Maggot Therapy, se desarrolló en la década de 1930, cayó en desuso con el auge de los antibióticos, y actualmente se ha vuelto a practicar en muchos países. Es indispensable usar larvas de especies reconocidas como necrófagas estrictas, criadas en condiciones asépticas.

3.4. *Chrysomya megacephala* (MOSCA ORIENTAL DE LA LETRINA)



Está involucrada en miasis secundarias en seres humanos y animales domésticos y salvajes. Asimismo, tiene importancia sanitaria debido a que es portadora de patógenos que incluyen: poliovirus tipos I, II y III, *Salmonella spp*, virus Cocksackie, *Shigella spp*, *Entamoeba histolytica* y huevos de *Taenia spp*. Es saprófaga primaria muy común en mercados de carne y pescado, Esta especie fue reportada por primera vez en el Continente Americano en 1975. En México se reporta la captura de un macho de *Ch. megacephala* en La Paz, Baja California en 1987. En entomología forense, *Ch. megacephala* es una de las moscas primarias encontradas en la descomposición de los cadáveres humanos en áreas donde está presente esta especie. Se puede encontrar sola o como parte de una infestación mezclada con otra especie. Los primeros estadios son casi idénticos a los de *Chrysomya rufifacies* y no podrían ser distinguidos con microscopia ligera.

3.4.1. CLASIFICACION TAXONOMICA

PHYLUM	Artropoda
SUBPHYLUM	Atelocerata
CLASE	Insecta
SUBCLASE	Pterigota
DIVISION	Endopterigota
ORDEN	Díptera
SUBORDEN	Ciclorrpha
SECCION	Caliptrae
SUPERFAMILIA	Oestroidea
FAMILIA	Calliphoridae
GENERO	<i>Chrysomya</i>
ESPECIE	<i>C. megacephala</i> (Fabricius, 1794)

3.4.2. DISTRIBUCION:

Originaria de en Asia fue introducida en América a finales del siglo XX , actualmente se encuentra ampliamente distribuida en Asia, algunas zonas de África y de Australia, casi toda la superficie de Brasil, Argentina, Ecuador, Paraguay, Perú, Venezuela, Centroamérica y en Estados Unidos en Hawai y desde Texas hasta California.

3.4.3. CICLO DE VIDA

El ciclo en total dura aproximadamente de 3 semanas a 2 meses, dependiendo de la temperatura y de la humedad. Es más corto en verano que en invierno. La hembra atraída por el "olor a sangre", deposita los huevos en los bordes de las heridas, en los ombligos de los neonatos, cortes, mordeduras, etc. de los animales domésticos, salvajes y hombres. La hembra puede poner grupos de 150 a 500 huevos por vez en masa en el borde de una herida, y tarda entre 12-21 horas para que de ellos emerja la larva 1 que sufre mudas a larva 2 y larva 3 en el tejido subcutáneo del hospedador. Permanecen sobre él sólo 5-7 días, luego caen al suelo, se transforman en pupa o crisálida y dependiendo de la temperatura, en 7 a 9 días salen los adultos (imago). A los 3 ó 4 días de vida las hembras copulan y comienzan a alimentarse y 2 días después empiezan a depositar los huevos. Las hembras copulan una sola vez en su vida, y bajo condiciones climáticas favorables, puede llegar a haber hasta 8 generaciones de moscas en un solo año.

3.4.4. MORFOLOGIA

3.4.4.1. Huevo

Sutura (o plastron) estrecha, ocupando menos de la mitad de la anchura del huevo. El plastron es alargado casi llegando a cubrir la longitud entera del huevo; el área del plastron cerca del micropilo tiene forma de "Y" (Figs. 60 y 61).



Fig. 60.— Huevo de *Chrysomya megacephala* (Sukontason, K. et. al. 2007)

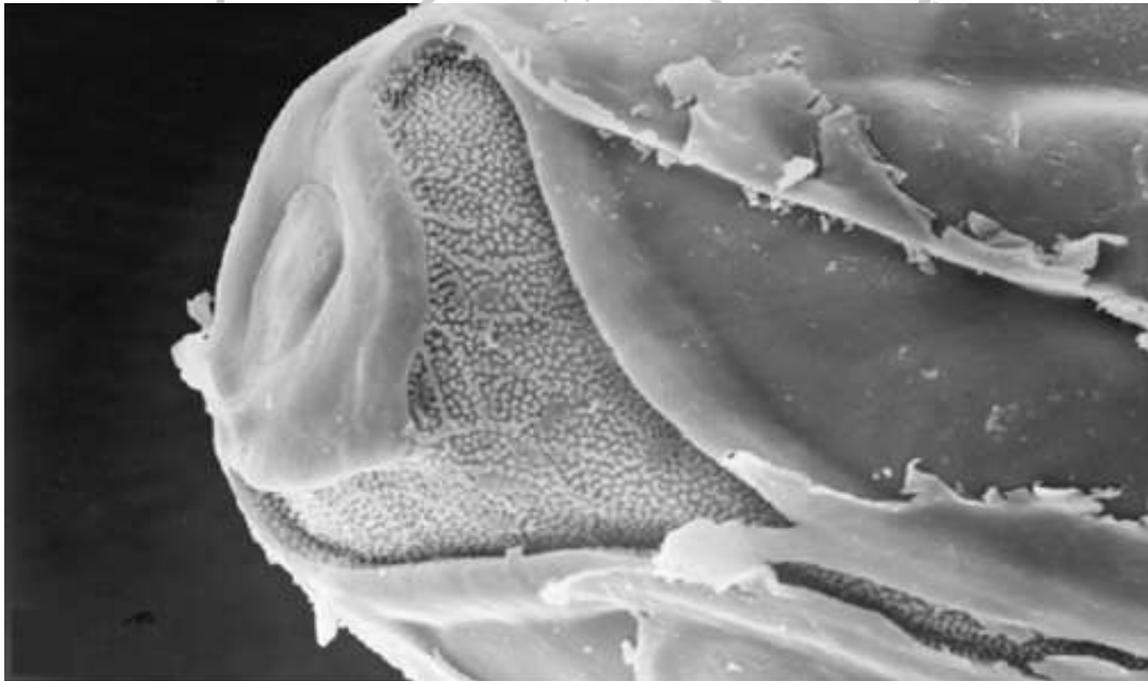


Fig. 61.— Micrografía electrónica de *Chrysomya megacephala* (Sukontason, K. et. al. 2007)

3.4.4.2. Larva

Primer estadio: El primer estadio se compone de 12 segmentos. El segmento cefálico posee un par de los órganos dorsales, un par de los órganos terminales, un par de los ganchos orales multi-ramificados (los surcos orales de los cuadros y tres en cada lado). Los ganchos orales se sitúan mediodorsalmente de la región de la boca. Cada gancho oral contiene 3-4 filas de espinas dorsales solas, curvadas con las extremidades agudas, dándoles un aspecto multi-ramificado. El espiráculo anterior no es evidente en este instar. En el borde anterior de cada segmento torácico presentan un par lateral de sensillas tricoidales que llevan tres setas y un par intermedio de sensillas (Fig. 62).



Fig. 62.— Cefalo esqueleto de la larva de primer estadio de *Chrysomya megacephala*

Las características prominentes del segmento caudal son un par de discos espiraculares posteriores y un par de depresiones circulares profundas ventrales a los discos espiraculares. Cada disco espiracular tiene dos aberturas respiratorias rectas que se unen ventral y son ínter espaciadas con los paquetes de relativamente finos y multibranqueados pelos espiraculares (Fig. 63).



Fig. 63.— Espiráculos posteriores de la larva de primer estadio de *Chrysomya megacephala*

Segundo estadio: La morfología general del segunda-instar es muy similar a la del primera-instar. Los espiráculos anteriores protorácicos llegan a estar bien desarrollados en esta etapa, teniendo de 10 a 11 papilas en una sola fila y cada una con un cojinete en la abertura espiracular (Fig. 64).





Fig. 64.— Espiráculo anterior de la larva de segundo estadio de *Chrysomya megacephala*

El cuerno dorsal y ventral todavía tienen cambios mínimos, pero el cuerno ventral y los surcos orales son más extensos y bien desarrollados. La labia aparece como una estructura trilobada. El órgano terminal se compone de un grupo de sensillas pero en los segundos-instar dos sensillas se separan extensamente del resto del racimo. El órgano ventral aparece con cuatro espinas dorsales cortas que aparecen en el lado anterior de la curvatura interna del órgano (Fig. 65).

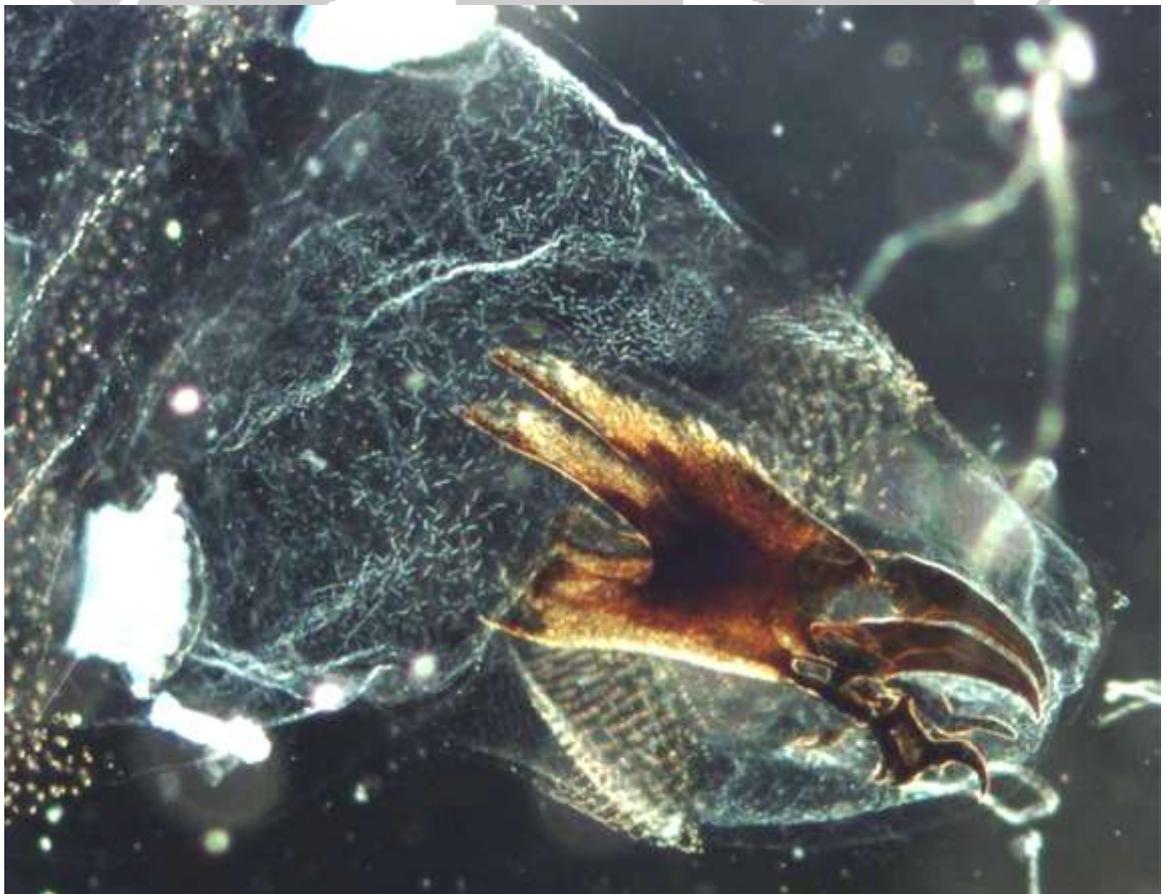


Fig. 65.— Cefalo esqueleto de la larva de segundo estadio de *Chrysomya megacephala*



El segmento caudal lleva los discos espiraculares posteriores multi-ramificado, cada uno tiene dos aberturas respiratorias rectas separadas cercadas por cuatro pelos espiraculares. El botón, o la cicatriz ecdysial, aparece como agujero ventro-medianamente en los discos espiraculares posteriores (Fig. 66).



Fig. 66.— Espiráculos posteriores de la larva de segundo estadio de *Chrysomya megacephala*

Tercer estadio: Hay un aumento grande de tamaño de cuerpo del tercer estadio, pero las características morfológicas totales siguen siendo similares a la del segundo estadio (Fig. 67 y 68). En el segmento caudal, los discos espiraculares posteriores están situados en una cavidad baja.

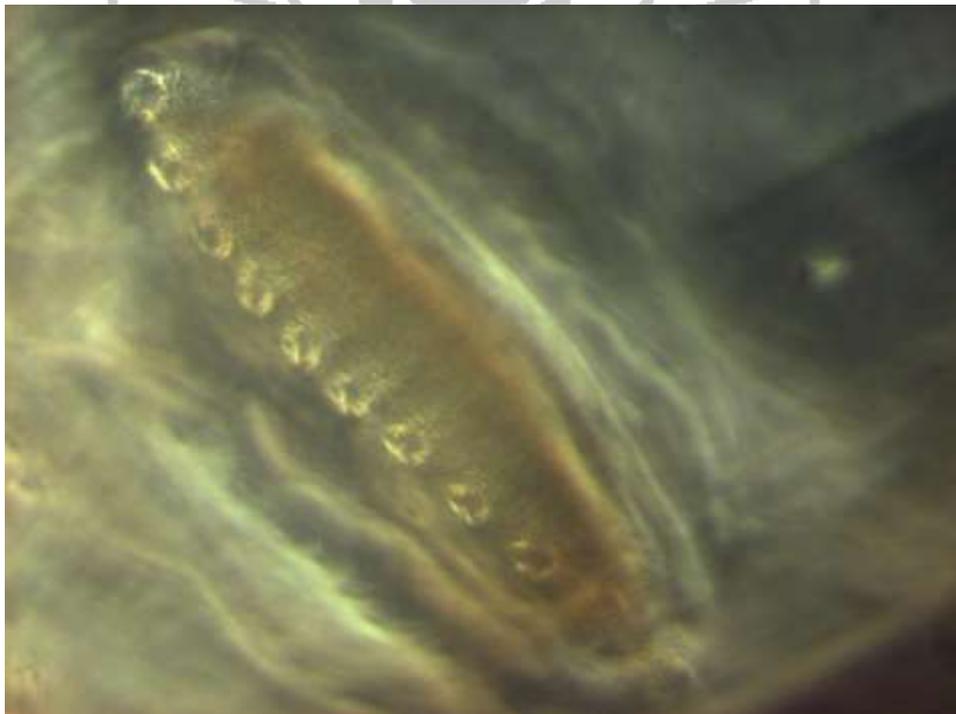


Fig. 67.— Espiráculo anterior de la larva de tercer estadio de *Chrysomya megacephala*



Fig. 68.— Cefalo esqueleto de la larva de tercer estadio de *Chrysomya megacephala*

Una tercera abertura respiratoria en los espiráculos se agrega a cada uno de los discos espiraculares posteriores en este estadio (Fig. 69).



Fig. 69.— Espiráculos posteriores de la larva de tercer estadio de *Chrysomya megacephala*



Las espinas son de dos y tres puntas (Fig. 70).

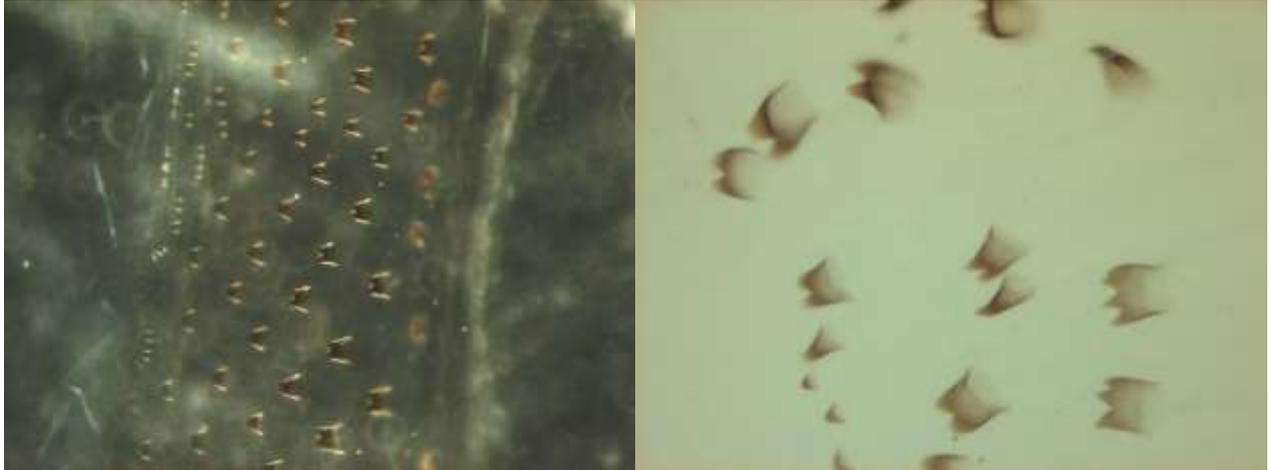


Fig. 70.— Espinas cuticulares de la larva de tercer estadio de *Chrysomya megacephala*

En un estudio de *C. megacephala* y *Chrysomya chloropyga* (Wiedemann, 1830), Prins (1979) observó que el gancho bucal de *C. megacephala* presenta un proceso extensamente convexo con redondeado levemente ángulo en la superficie básica superior; *C. chloropyga* tiene una superficie dorsal plana y una superficie levemente cóncava, posterior, y en la parte superior la superficie básica aumenta levemente de un ángulo más agudo. Estos rasgos discrepan con los detectados para *C. albiceps*. Según Zumpt (1965), la distancia entre los dos peritremes posteriores se puede utilizar para distinguir una cierta especie, aunque Prins (1979), en un estudio de algunos especímenes de *C. megacephala* y de *C. chloropyga*, menciona que la distinción de estas especies en base de estos rasgos parece ser imposible, puesto que ambos tienen un peritreme abierto y están fácilmente distinguibles de *L. sericata*, que tiene un peritreme cerrado.



3.5. *Chrysomya rufifacies* (MOSCA MELENUDA)

Pueden ser encontradas en casi cada hábitat terrestre conocido, y están asociadas con los humanos a través del mundo. La distribución esta especie ahora se establece en California, el Arizona, Tejas, Luisiana, y la Florida meridionales. También se encuentra a través de América Central, de Japón, de la India, y del resto del viejo mundo. Los adultos son verde metálico de las moscas robustas de una tonalidad azul distinta cuando están vistos bajo condiciones brillantes de luz. El margen posterior de los tergitos abdominales es un azul brillante. Las larvas se conocen como "gusanos melencudos" porque cada segmento del cuerpo posee una fila mediana de tubérculos carnosos que le dé un aspecto levemente melencudo aunque no posee pelos verdaderos. El pupario es la piel externa endurecida y contraída del gusano maduro. La mosca pasa a través de cuatro etapas de la vida: huevo, larva, crisálidas, adulto. Los huevos tienen aproximadamente 1 milímetro de largo y se ovipositan en una masa suelta que consiste en 50 a 200 huevos. Las larvas eclosionan en un periodo de ocho horas (dependiendo temperatura del aire) y las larvas alimentan hasta que alcanzan madurez y buscan un sitio conveniente para la pupación, que ocurre generalmente dentro de la primera pulgada de tierra o debajo de las hojas, de rocas, o de miembros caídos. Durante este tiempo, la piel larval se contrae y endurece para formar la pupa que es marrón oscuro en color. Esta etapa puede durar mientras 12 días; sin embargo, los adultos pueden emerger en solamente siete a ocho días dependiendo de temperatura. Los adultos pueden vivir hasta seis semanas. Se conoce su importancia médica y económica aunque el impacto económico verdadero de la inmigración de esta especie en algunos países todavía no se conoce, se divulga como productor secundario del miasis en Hawaii, México, y América Central. El daño económico se asoció generalmente a la presencia de esta mosca en las miasis cutánea infligido comúnmente en el ganado. En Australia se sabe que es un invasor secundario y actúa como limpiador en tejido fino necrótico, y como depredador en otros gusanos. Esta especie puede ser considerada beneficiosa puesto que se ha utilizado con éxito en el tratamiento del osteomyelitis y porque se considera un "gusano rapaz". Consume vorazmente las larvas de otras especies, e incluso puede llegar al canibalismo cuando se agota el alimento.

3.5.1. CLASIFICACION TAXONOMICA

PHYLUM	Artropoda
SUBPHYLUM	Atelocerata
CLASE	Insecta
SUBCLASE	Pterigota
DIVISION	Endopterygota
ORDEN	Díptera
SUBORDEN	Ciclorrhapta
SECCION	Caliptratae
SUPERFAMILIA	Oestroidea
FAMILIA	Calliphoridae
GENERO	<i>Chrysomya</i>
ESPECIE	<i>C. rufifacies</i>

3.5.2. DISTRIBUCION

Chrysomya rufifacies se puede encontrar en una variedad amplia de hábitats humanos. La mosca es nativa a Australia y se ha estado ampliando recientemente grandemente su distribución debido a la dispersión y al transporte naturales a través de los aeroplanos, de los barcos, o de los automóviles. Ocupa una rango altitudinal de 1.250 m, 1.400 m, a 2.100 m a del nivel del mar, la primera aparición de esta especie en los Estados Unidos ocurrió en los años 80. Puede también ser encontrada en Japón, América del Norte, América Central, y la India.

3.5.3. CICLO DE VIDA

El ciclo vital de *Chrysomya rufifacies* es caracterizado por el desarrollo holometábolo, por lo que pasa por las fases de huevo, larva, pupa, y del adulto. El ciclo vital entero que implica el desarrollo del huevo al adulto toma a partir 190 a 598 horas dependiendo de la temperatura. La hembra



pone un promedio de 210 huevos, con un máximo registrado de 368 huevos, cerca de los cadáveres frescos y a menudo durante la luz del día. Después de la oviposición, la larva de primer estadio o primer instar eclosiona del huevo después de aproximadamente 26 horas a una temperatura de 29°C. Un total de tres instars larvales están implicado en el ciclo de vida de la especie, y completar el desarrollo larval toma 2.5 días en una temperatura de 29° C. Las larvas son capaces de regular su temperatura del cuerpo moviéndose a una diversa posición para mantener una temperatura de desarrollo preferida. La temperatura preferencial máxima para las larvas de *Chrysomya rufifacies* es 35.1° C. El desarrollo de la especie es altamente dependiente sobre la temperatura debido a la naturaleza de sangre fría de los insectos y al número de los grados-días acumulados. Cualquier variabilidad en el desarrollo puede también ser debido a una diferente temperatura de cultivo, bajo diversas condiciones tales como variaciones en la humedad, del medio de cultivo y a la densidad larvaria. Una etapa pre-pupal es a menudo presente y es caracterizada por la dispersión y la migración de las larvas lejos de la fuente del alimento en búsqueda de un sitio para pupar. La longitud de cuerpo de la larva disminuye durante esta etapa en la preparación para la pupación. Si las larvas son restringidas del movimiento y no se permite su dispersión durante la etapa de pre-pupa, se observará un retraso de 24 horas en la pupación. La pupación ocurre cerca de la superficie del suelo o en carne descompuesta, la piel de las larvas se endurece para formar una pupa marrón oscuro. Los adultos emergen después de la pupación y copulan a los 3-7 días después de la emergencia en el verano, y 9-10 días después de la emergencia en otoño. Los adultos son capaces de vivir 23-30 días y la oviposición ocurre aproximadamente cinco días después de la cópula.

3.5.4. MORFOLOGIA

3.5.4.1. Huevo

Sutura (o plastron) estrecha, ocupando menos de la mitad de la anchura del huevo. El plastron es alargado casi llegando a cubrir la longitud entera del huevo; el área del plastron cerca del micropilo tiene forma de "Y" (Fig. 71).



Fig. 71.— Huevos de *Chrysomya rufifacies*

3.5.4.2. Larva

El mayor largo larval de *C. rufifacies* justo antes de la etapa post alimentaria a 25 °C es de 12.7 mm a las 84 h, con un máximo de 13.5 mm de longitud registrado a las 90 horas. El menor largo larval se observa a 30 °C, con una media de 12.2 mm a 64 horas de su desarrollo, aunque algunas larvas alcanzan un máximo de 14 mm de longitud. La media del largo larval a 35 °C es de 12.6 mm y el largo máximo es de 13.7 a las 56 horas. La menor variabilidad en tamaño se presenta a 35 °C.



Primer estadio:

El cefaloesqueleto y los espiráculos anteriores de la larva de primer estadio se muestran en las Figs. 72 y 73.



Fig. 72.— Cefaloesqueleto de la larva de primer estadio de *Chrysomya rufifacies*



Fig. 73.— Espiráculos posteriores de la larva de primer estadio de *Chrysomya rufifacies*

Segundo estadio:



El espiráculo anterior de la larva de segundo estadio presenta 9 o 10 papilas (Fig. 74).



Fig. 74.— Espiráculo anterior de la larva de segundo estadio de *Chrysomya rufifacies*

El cefaloesqueleto y los espiráculos posteriores de la larva de segundo estadio se muestran en las Figs. 75, 76 y 77.

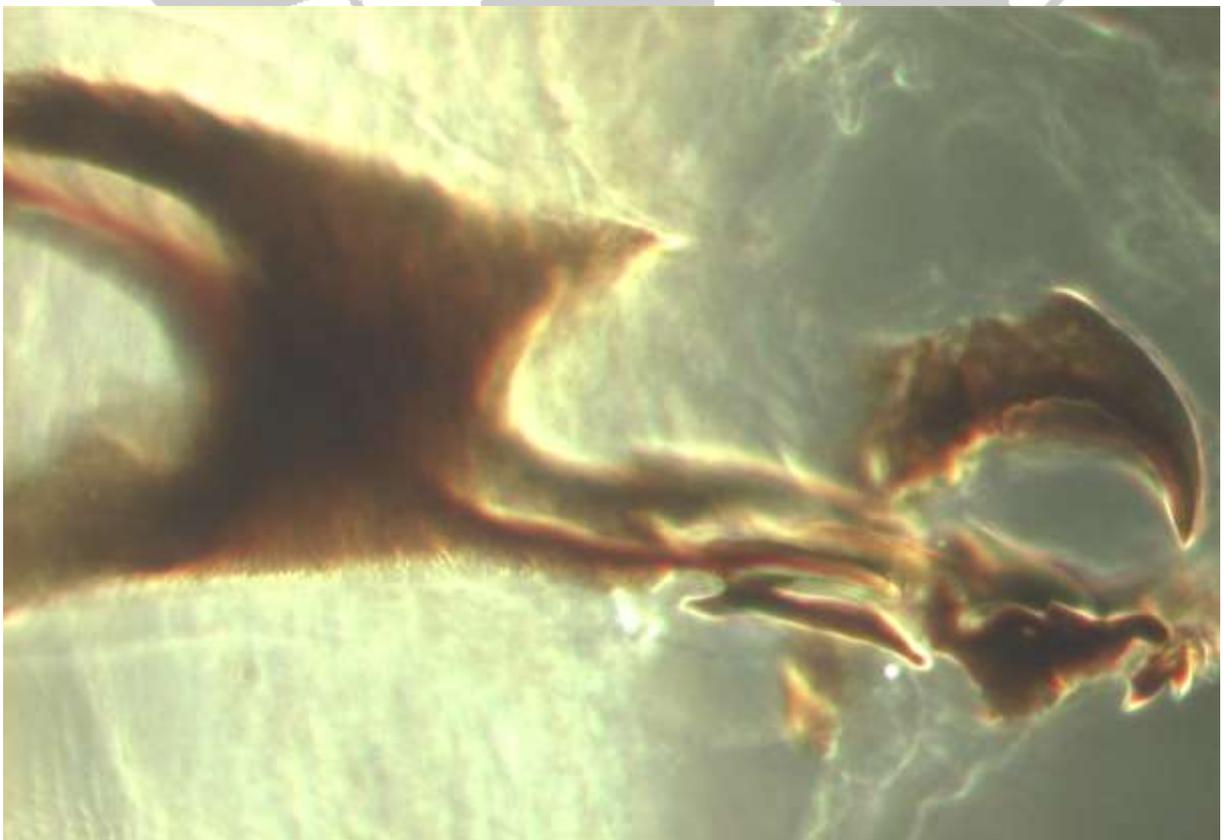


Fig. 75.— Cefaloesqueleto de la larva de segundo estadio de *Chrysomya rufifacies*



Fig. 76.— Espiráculos posteriores de la larva de segundo estadio de *Chrysomya rufifacies*

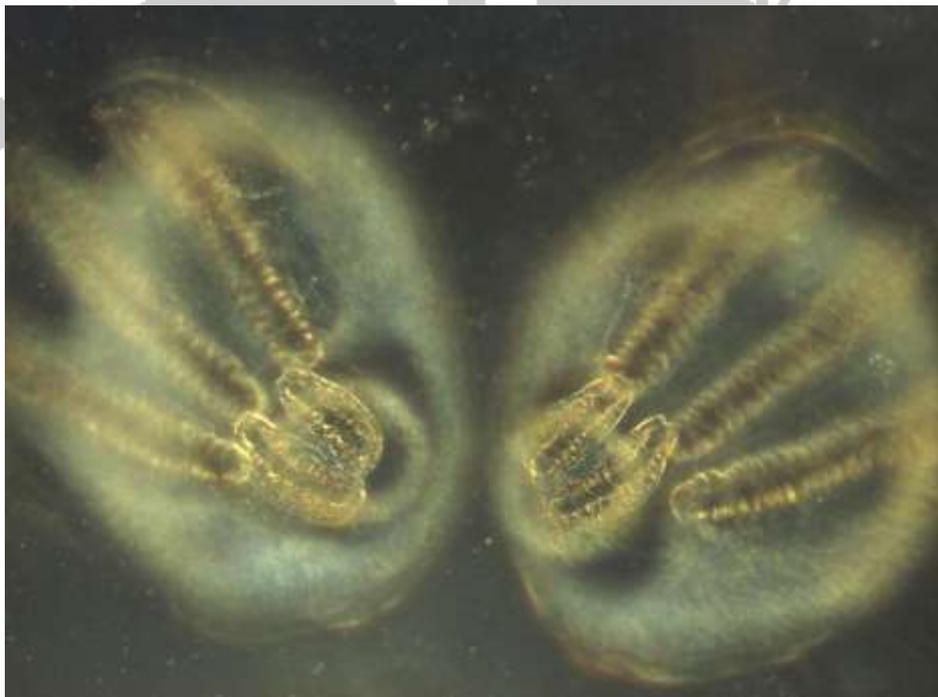


Fig. 77.— Espiráculos posteriores de la larva etapa final del segundo estadio de *Chrysomya rufifacies*

Tercer estadio:

Según Ishijima (1967), las larvas de tercer estadio de *C. rufifacies* tienen un espiráculo anterior con 11 a 12 papilas espiraculares. El número de papilas observadas en los ejemplares colectados difiere con respecto a lo anterior, observándose 9 papilas (Fig. 78).



Fig. 78.—Espiráculo anterior de la larva de tercer estadio de *Chrysomya rufifacies*

El esqueleto céfalofaríngeo está de par en par y fuertemente pigmentado, el cuerno dorsal es pequeño y el ventral es largo, con una incisión baja y estrecha entre ellos; el esclerito oral accesorio es ausente; el esclerito hypostomal es pequeño y robusto. Resultados posteriores de Queiroz y Carvalho en 1997, indican que esta especie presenta un cuerno dorsal (zona pigmentada) igual al tamaño del cuerno ventral y un área incolora posterior continua con los cuernos dorsales y ventrales, que es más grande en el cuerno dorsal (Fig. 79)



Fig. 79.—Cefalo esqueleto de la larva de tercer estadio de *Chrysomya rufifacies*



El espiráculo posterior se pigmenta de par en par y fuertemente; el peritreme es robusto y cerrado, presentando dos proyecciones prominentes entre las aberturas espiraculares, con una abertura espiracular pequeña y amplia. El espiráculo posterior con el peritreme incompleto, sin botón, el margen posterior del segmento 11 con espinas dorsales y con botón no visible. (Fig. 80).



Fig. 80.— Espiráculos posteriores de la larva de tercer estadio de *Chrysomya rufifacies*

Las espinas son pigmentadas con dos a tres puntas (Fig. 81).

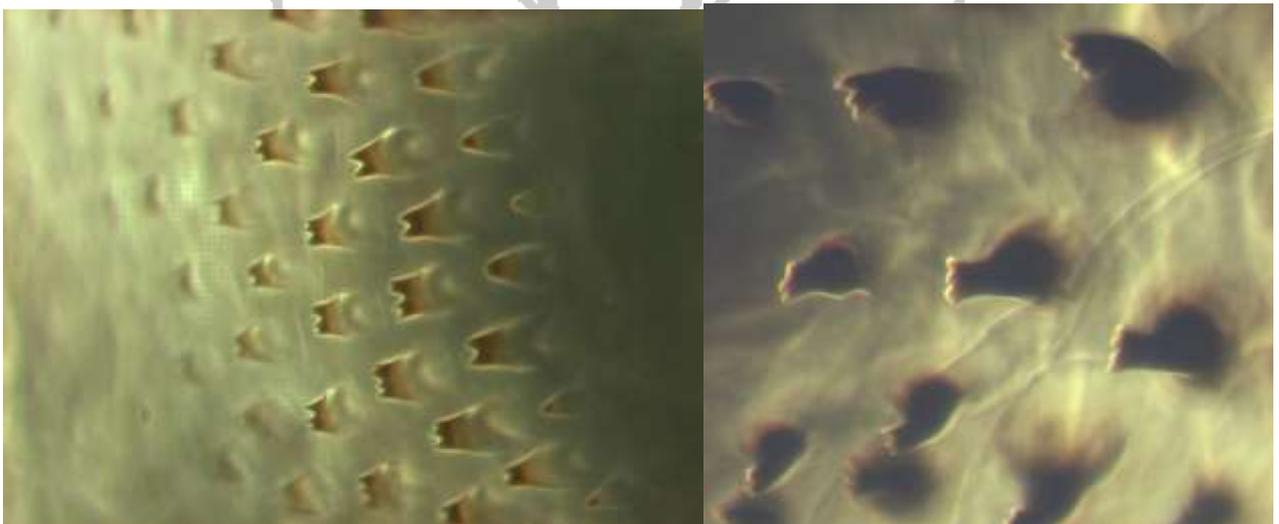


Fig. 81.— Espinas cuticulares de la larva de tercer estadio de *Chrysomya rufifacies*



El cuerpo con filas de procesos carnosos o tubérculos y los tubérculos dorsales presentan espinas apicales relativamente grandes y usualmente dispuestas hacia fuera (Fig. 82 y 83).

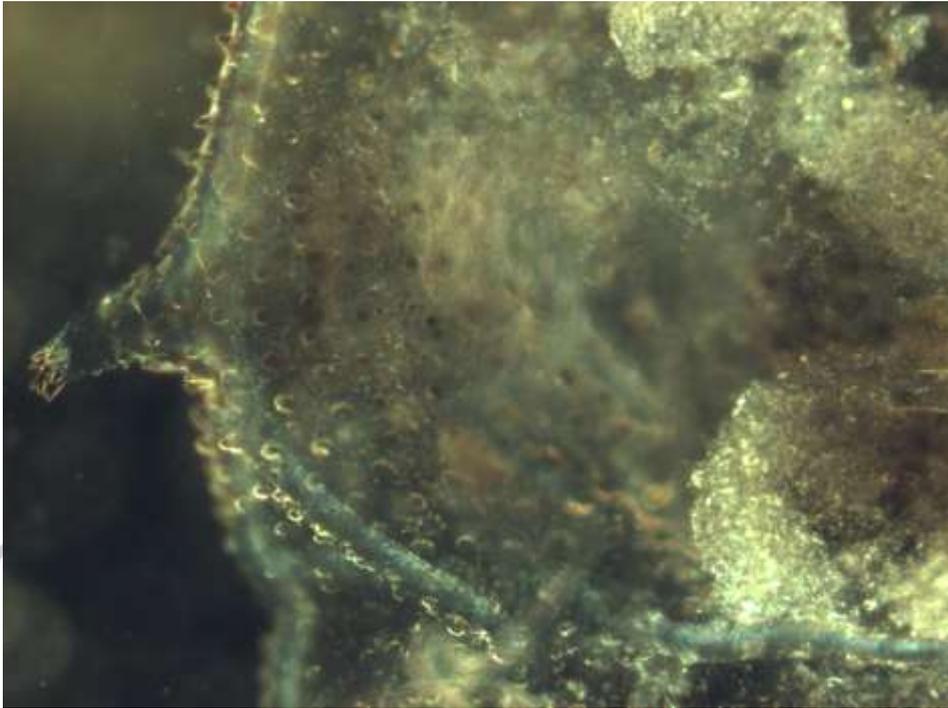


Fig. 82.— Procesos carnosos con espinas de la larva de tercer estadio de *Chrysomya rufifacies*



Fig. 82.— Amplificación del proceso carnoso de la larva de tercer estadio de *Chrysomya rufifacies*



3.6. *Musca domestica* (MOSCA DOMESTICA)

Las larvas de las moscas de la especie *Musca domestica* parasitan en forma accidental a los animales y al hombre, causándoles una miasis de tipo cutánea ulcerosa. Es común en ciertas latitudes, y es importante su hábito del caminar sobre basura y excremento, así como en seres humanos y en su alimento, le hace una portadora potencial de varios patógenos que provocan. Los patógenos aislados de la mosca doméstica incluyen éstos capaces de causar diarrea, disentería, tifoideo, cólera, poliomielitis, los gusanos intestinales, infecciones en el ojo, etc. Al igual que las cucarachas, las moscas son vectores de la bacteria *Salmonella*, responsable de envenenamiento alimenticio y de infecciones gástricas. La mosca doméstica parece ser aún más importante como vector potencial de *Shigella* que de *Salmonella* (James y Harwood, 1969; Greenberg, 1971). La escasez de casos bien documentados de la transmisión en campo de las enfermedades, provocan un conocimiento inadecuado de qué tan importante son en la transmisión natural de muchos patógenos comúnmente relacionados con ellos. Por lo tanto, la razón más importante que motiva su control es lo molesto que resulta a nivel doméstico.

3.6.1. CLASIFICACION TAXONOMICA

PHYLUM	Artropoda
SUBPHYLUM	Atelocerata
CLASE	Insecta
SUBCLASE	Pterigota
DIVISION	Endopterigota
ORDEN	Díptera
SUBORDEN	Ciclorrhapta
SECCION	Caliptratae
SUPERFAMILIA	Oestroidea
FAMILIA	Muscidae
GENERO	<i>Musca</i>
ESPECIE	<i>M. domestica</i> (Linneo, 1758)

3.6.2. DISTRIBUCION

Su biología y distribución indican que pudo tener origen en áreas tropicales o subtropicales del viejo mundo, quizá en África oriental, y parece haber seguido al hombre desde su más temprano desarrollo. Exceptuando el Ártico, el Antártico y áreas de extrema altitud, la mosca se ha adaptado con éxito a todas las condiciones, predominando en las habitaciones humanas y sus alrededores (OPS, 1962). Varios factores biológicos, entre ellos la adaptación al medio ambiente, capacidad de dispersión y alto poder reproductivo aseguran su población durante todo el año.

3.6.3. CICLO DE VIDA

La hembra adulta deposita sus huevos (blancos, ovals, 1mm de largo) individualmente, pero generalmente en racimos de 20 a 50 para un total de 55 a 150 por lote, depositando de 5 a 6 lotes durante su vida para totalizar 350 a 900 huevos (máximo 2.387 en 21 lotes). Los huevos se depositan en materiales húmedos, eclosionando en alrededor de 8 a 20 hrs. y las larvas emergidas se alimentan por lo general de detritus orgánicos, tales como la basura o las heces. Tienen un color pálido y un tamaño de 3-9 mm de longitud. Son delgadas y con una boca al final, no poseen patas. Al final de esta metamorfosis, las larvas se convierten en pupas, coloreadas de rojo o marrón y de 8 mm de longitud. Las moscas que salen de la pupa pueden alcanzar períodos de vida de medio mes, pudiéndose prolongar este tiempo en el laboratorio. El ciclo biológico completo de la mosca doméstica (de huevo a adulto) dura de 7-10 días en verano en zonas templadas cálidas. Las tasas de desarrollo de cada estadio dependen de la temperatura. Sin embargo, es frecuente que la temperatura del medio larvario, que se descompone y fermenta, sea considerablemente más alta que la del aire circundante, de modo que el desarrollo es mucho más rápido conforme a las condiciones climáticas estrictas.



3.6.4. MORFOLOGIA

3.6.4.1. Huevo

El huevo es de color blanco, elíptico, de aproximadamente 1 mm de longitud por 0,26 mm de anchura, con ambos extremos arromados, y la parte anterior ligeramente ahusada. El corion parece liso, pero un examen más detallado revela un patrón de marcas hexagonales. Sobre el lado dorsal se presentan dos crestas longitudinales curvadas (Fig. 83). La división celular en el huevo se inicia poco después de la oviposición (en aproximadamente 8 minutos). La eclosión de la larva se produce a través de una fisura en el lado dorsal de huevo. Esta fisura se extiende posteriormente a medida que la larva sale al exterior, con la cabeza por delante. Tras la emergencia de la larva se produce el colapso del corion. El momento de la eclosión de la larva depende de la temperatura, aunque la mayoría lo hará dentro de las primeras 24 horas siguientes a la puesta del huevo. Por debajo de 10°C (50°F) y por encima de 42°C (108°F), pocos huevos, de haber alguno, sobrevivirán. La temperatura óptima para la supervivencia del huevo es de unos 18°C (64°F). El umbral de desarrollo del embrión en el huevo se sitúa alrededor de 12°C (54°F). El estadio de huevo no experimenta periodos de hibernación o estivación. Los huevos son depositados por la hembra fecundada de 4-8 días después de la cópula. Una hembra virgen, no fecundada, puede poner algunos huevos, pero éstos no eclosionarán. La hembra busca un lugar adecuado para la oviposición y deposita sus huevos formando una o varias masas. El número de huevos que maduran en los ovarios en un momento dado asciende a 100-150 (media 120), que serán los depositados en el transcurso de un día. Típicamente, una hembra deposita 4-6 grupos de huevos durante su vida.



Fig. 83.— Huevo de *Musca domestica* (Sukontason, K. et. al., 2007)

3.6.4.2. Larva

El tegumento de la larva de la mosca doméstica consiste de una cutícula exterior acelular y de una capa única epitelial interior que reposa sobre una membrana basal. La cutícula aparece cubierta por una epicutícula y presenta una estructura estratificada. La cutícula tiene 5µm de grosor en larvas jóvenes (36 horas de edad), 25 µm en las de 60 horas y 40 µm en las de último (tercer) estadio. La larva es blanca, cilíndrica, con el extremo posterior ancho y aplastado, ahusándose hacia la parte anterior. Carece de apéndices aunque se observan algunas crestas espinosas ventrales que facilitan la locomoción. Las larvas presentan 13 segmentos, aunque los dos primeros aparecen parcialmente fusionados, de modo que sólo se ven 12. A través de la cutícula es posible ver algunos de los órganos internos. Los espiráculos son aberturas que permiten la entrada de aire en el sistema respiratorio de la larva. Los espiráculos posteriores (sobre el extremo romo y ancho) presentan una forma característica.

Primer Estadio: Carece de espinas en los primeros 4 segmentos. Del quinto al duodécimo se aprecia una zona transversal, fusiforme y engrosada provista ventralmente de espinas que ocupan el tercio anterior de cada segmento. El cefalo esqueleto presenta una estructura característica (Fig. 84).



Fig. 84.— Cefalo esqueleto de la larva de primer estadio de *Musca domestica*

En la larva de primer estadio, cada uno de los dos espiráculos posteriores consiste de pequeñas aberturas en forma de rejilla, situadas en una leve prominencia (Fig. 85).

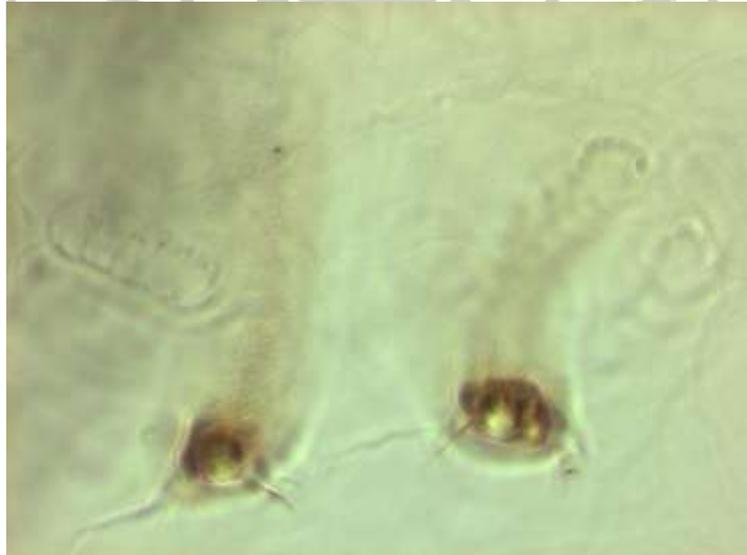


Fig. 85.— Espiráculos posteriores de la larva de primer estadio de *Musca domestica*

Segundo Estadio: Los segmentos 6 a 12 presentan zonas espinosas engrosadas ventrales, continuándose las espinas dorsalmente para constituir un anillo completo. Los segmentos 2 a 5 inclusive poseen un anillo espinoso completo. El espiráculo anterior presenta alrededor de 8 papilas (Fig. 86)



Fig. 86.—Espiráculo anterior de la larva de segundo estadio de *Musca domestica*

El cefalo esqueleto se representa en la Fig. 87



Fig. 87.—Cefalo esqueleto de la larva de segundo estadio de *Musca domestica*



Las rejillas de las aberturas respiratorias de los espiráculos se hacen más grandes y conspicuas (Fig. 88).

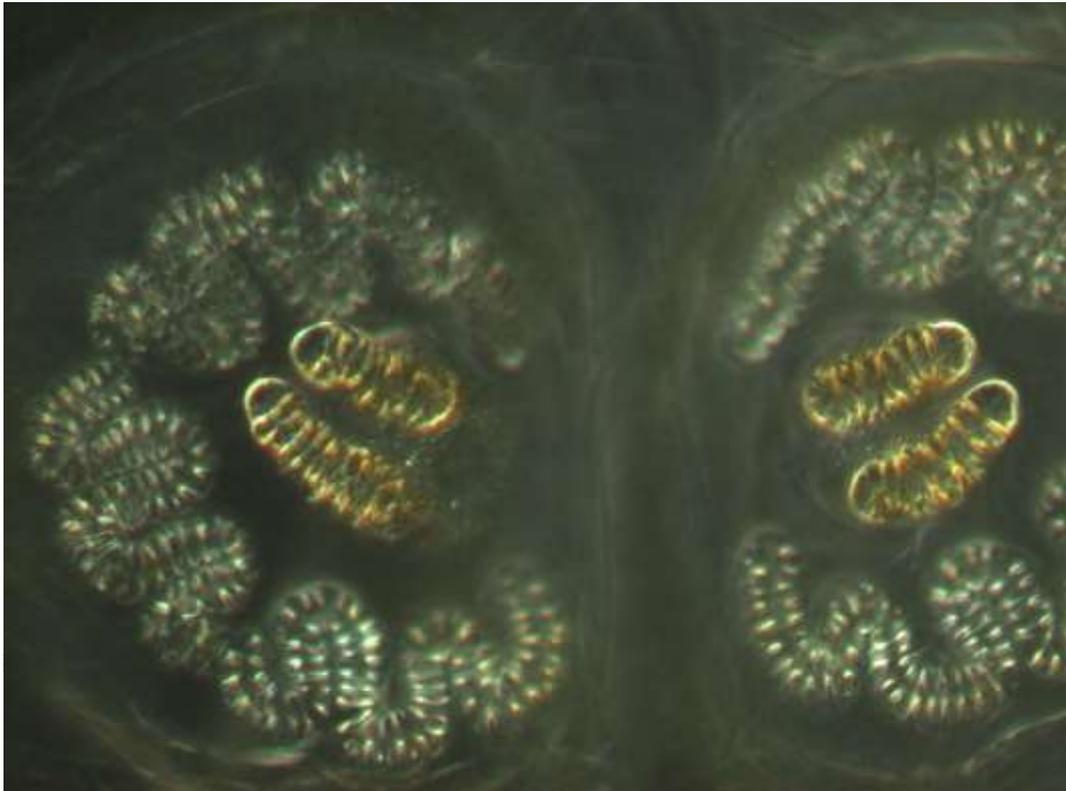


Fig. 88.— Espiráculos posteriores de la larva de segundo estadio de *Musca domestica*

Tercer Estadio: Los espiráculos anteriores son proyecciones pedunculadas con 6-8 ramificaciones (Fig. 89). En la larva de tercer estadio, las zonas espinosas engrosadas ventrales se hacen más prominentes y adquieren una forma de media luna en los segmentos sexto al duodécimo. Estas zonas espinosas ventrales reciben el nombre de pseudópodos locomotores. En el extremo ahusado anterior, la larva posee una boca rodeada lateral y ventralmente por dos lóbulos orales carnosos acanalados.

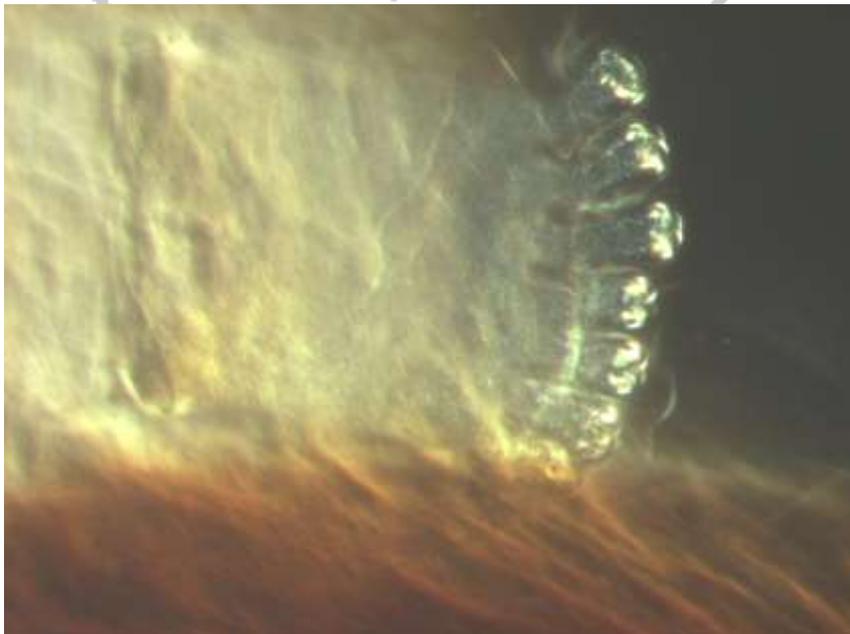


Fig. 89.— Espiráculo anterior de la larva de tercer estadio de *Musca domestica*



Prolongándose hacia abajo desde la boca se encuentra el gancho bucal o mandibular, oscuro y muy esclerotizado. El visible e impar gancho bucal constituye el proceso proximal del esqueleto céfalofaríngeo interno y se halla unido al esclerito mandibular. El gancho bucal puede retraerse hacia adentro. Internamente y por detrás del esclerito mandibular se encuentra el esclerito hipostomal, que a su vez se une con el esclerito faríngeo que se ramifica en dos conjuntos laterales de lóbulos prominentes posteriores ventrales y dorsales o "alas". Estos lóbulos son puntos de inserción de músculos internos (Fig. 90).



Fig. 90.— Cefaloesqueleto de la larva de tercer estadio de *Musca domestica*

Los espiráculos posteriores de la larva de tercer estadio presentan cada uno tres rejillas distintivamente sinuosas rodeadas por un anillo fuertemente esclerosado, con un conspicuo botón perforado que se extiende hacia dentro desde el lado mediano. El botón se corresponde con el lugar de extracción del espiráculo del estadio larvario anterior durante el proceso de la muda (Fig. 91). Las larvas de segundo y tercer estadio también presentan espiráculos anteriores en el tercer segmento (en el segundo segmento aparente).



Fig. 91.— Espiráculos posteriores de la larva de tercer estadio de *Musca domestica*

Las espinas cuticulares son pequeñas y cortas, poco pigmentadas (Fig. 92).



Fig. 92.— Espinas cuticulares de la larva de primer estadio de *Musca domestica*



3.7. *Sarcophaga* spp. (MOSCA DE LA CARNE)

El nombre común de la mosca de la carne viene del hecho de que la larva de la mayoría de estas especies se desarrolla en carne echada a perder o descompuesta. Algunas especies son benéficas porque parasitan plagas de artrópodos. Debido a que se desarrollan en materia fecal o basuras, varias especies son un peligro para la salud humana. Varias especies pueden provocar miasis subcutánea o intestinal en seres humanos. Las miasis producidas por las larvas de las moscas pertenecientes al género *Sarcophaga* son del tipo cutánea ulcerosa. Es una enfermedad parasitaria que afecta principalmente al hombre y en menor medida a los animales domésticos, causándoles una lesión de tipo ulcerosa en los tejidos. Es la de más amplia distribución de las miasis del ganado. Si bien se la clasifica como cutánea, esta miasis puede causar su perjuicio en cualquier otro tejido que haya sido lesionado con anterioridad, por ejemplo: labio, orejas, encías, ojos, oídos, etc. La sistemática de la familia Sarcophagidae es controvertida 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 con el solo estudio de las hembras (Lane & Crosskey, 1993). 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 (Blanchard, 1939). Los sarcófagos, dípteros de hábitos sinantrópicos, son importantes como vectores mecánicos de agentes patógenos y por su capacidad para causar una parasitosis conocida como miasis, que define la infestación producida por larvas de moscas que invaden los tejidos y los órganos del hombre o de otros animales vertebrados (Rey, 1991). Las hembras de Sarcophagidae, todas larvíparas, depositan las larvas de primer estadio sobre carroña o cadáveres frescos, debido a ello muchas especies de esta familia son de interés forense. Por ser este un género de amplia distribución mundial, con un gran número de especies y, en algunos casos, de difícil identificación, un ejemplo a utilizar para la descripción de esta parasitosis son las especies *S. carnaria* y *Sarcophaga variegata* (Scopoli, 1763). Las otras especies que componen a dicho género producen una enfermedad muy similar a la que produce *S. carnaria* en los animales y el hombre.

3.7.1. CLASIFICACION TAXONOMICA

PHYLUM	Artropoda
SUBPHYLUM	Atelocerata
CLASE	Insecta
SUBCLASE	Pterigota
DIVISION	Endopterigota
ORDEN	Díptera
SUBORDEN	Ciclorrapha
SECCION	Caliptratae
SUPERFAMILIA	Oestroidea
FAMILIA	Sarcophagidae
GENERO	<i>Sarcophaga</i>
ESPECIE	<i>Sarcophaga</i> spp

3.7.2. DISTRIBUCION

Esta mosca se encuentra distribuida por todo el mundo.

3.7.3. CICLO DE VIDA

El adulto es de vida libre y posee un tamaño mayor que la mosca doméstica, mide aproximadamente 1.3 mm. El tórax y el abdomen están cubiertos de cerdas. Los ojos son grandes y rojizos. Los adultos son de color gris claro u oscuro y poseen un aparato bucal suctopificador. Esta mosca es larvípara. La hembra adulta atraída por el olor "a carne" deposita las larvas en las heridas o en carne descompuesta. La larva 1 posee un potente aparato bucal masticador con grandes ganchos bucales lo que le permite penetrar activamente la piel y migrar por el tejido subcutáneo produciendo túneles a su paso, donde muda a larva 2 y larva 3, en 1-2 días y 2-3 días



aproximadamente. La larva 3 abandona al huésped a los 5 días después de la última muda, cae al suelo y se transforma en pupa o crisálida. Las hembras por ejemplo de *Sarcophaga africa* (Wiedemann, 1824) tienen la capacidad de oviparidad y larviparidad (Zumpt 1965). Este mismo autor menciona que la duración del ciclo vital es variable según el área geográfica y las condiciones ambientales; así, en Sudáfrica su ciclo se extiende a 8 días y en Washington el ciclo se completa en 14-16 días (Knipling 1936 cf. Zumpt 1965). En condiciones de laboratorio se obtiene variación en la duración del ciclo vital en función de la temperatura, y puede oscilar desde 47.7 días a 17°C hasta 13.5 días a 33°C (Al-Misned & Abou-Fannah 2000). Estos mismos autores consideran que la temperatura óptima de desarrollo de esta especie se encuentra entre 21 y 29°C. Las miasis son producidas por las larvas de las moscas y no por los adultos. Si bien por ejemplo, *Sarcophaga carnaria* es parásita obligada por ser sus larvas biontófagas, existen otras especies de moscas del género *Sarcophaga* que son parásitas facultativas y pueden alimentarse de tejidos vivos o muertos. Una *Sarcophaga carnaria* puede ovipositar hasta 2000 larvas, deposita 20 larvas por vez, busca continuamente lugares para sus descendientes, en lugares "olorosos". Las larvas de estas moscas no pueden alimentarse en alimentos duros, así que al principio disuelven el alimento con una sustancia especial, similar a nuestros jugos gástricos, y entonces flotan en este caldo y lo absorben.

3.7.4. MORFOLOGIA

Adultos generalmente miden alrededor de 6 a 11 mm ; rango de 2,5 a 18 mm ; moscas relativamente grandes y robustas. Color gris negruzco opaco; ojos frecuentemente rojizos; torax frecuentemente con 3 líneas negras longitudinales; abdomen con un diseño de tablero de ajedrez de manchas negras y grises, a veces rayado, bandeado o manchado, cuyas marcas generalmente varían de oscuro a pálido dependiendo del ángulo visual, punta del abdomen generalmente roja o rosa. Aparato bucal de esponja., Antenas con aristas plumosa solo en los tercios basales, en ocasiones desnudas. Torax generalmente con postescutelo (área debajo del escutelo) no desarrollado; generalmente con 4 cerdas notopleurales; cerda porthumeral más atrasada situada al parejo o hacia la línea media de la cerda presutural; hipopleura (placa justo arriba de la coxa media) con cerdas. Alas con cuarta (tercera más larga) vena (m) agudamente doblada hacia el frente, celda r5 angosta pero rara veces aserrada distalmente (en el margen del ala).

3.7.4.1. Huevo:

No ovipositan huevos debido a que son larvíparas.

3.7.4.2. Larva:

Las larvas de Sarcophagidae son redondeadas, delgadas anteriormente y **amphipneustic**. Las antenas son cortas, gruesas, cilíndricas, divergentes, con verrugas como tubérculos, cada uno con dos ocelos como aros quitinosos en la punta. Los ganchos orales son distintivos, fuertemente curvados y separados uno del otro (Figs. 93, 96 y 99). Las larvas de esta especie tienen 2 estigmas anteriores que son estructuras con forma de ventilador que presentan entre 12 papilas (rango 8 a 12) a lo largo de su parte final (Figs. 95 y 98). Cada estigma está ligado a una larga traquea lateral. Es interesante encontrar en esta conexión una comisura traqueal transversa después del estigma anterior y otra comisura traqueal transversa antes del estigma posterior. Así, el sistema traqueal principal consiste de una par de estigmas posteriores y un par de estigmas anteriores y dos troncos traqueales laterales que están conectados por medio de una comisura traqueal anterior y posterior. Los segmentos abdominales son distintamente diferenciados por protuberancias transversales cada uno con una faja de espinas. Los espiráculos posteriores apenas visibles, se encuentran situados en el fondo de una cavidad profunda, la cual está formada solamente por el último segmento (Figs. 94, 97 y 100). La protuberancia anal es doble punteada." Kepner establece que cada segmento presenta una banda de espina. En el lado ventral del segmento posterior hay un disco tri-lobular armado con espinas corpulentas. La parte posterior del último segmento se divide en un lóbulo dorsal ancho y en un lóbulo ventral angosto proyectado. Entre estos dos lóbulos está un hueco profundo en el cual se abren el ano y los estigmas posteriores. Los estigmas posteriores están protegidos por una placa de estigma que tiene dos lóbulos. Cada lóbulo presenta 3 barras **chitinous espatuladas** las cuales se articulan con 6 barras similares en el lóbulo ventral del segmento. Se cree que la forma y relación de estas barras dorsal y ventral funcionan como estructuras prensiles (Fig. 102). Las espinas sobre la protuberancia anal (debajo de la cavidad de la placa espiracular) no se encuentran acomodadas en forma de v" y son pequeñas y cortas (Fig. 101).



La larva madura color blanco o amarillento pálido mide de 9,5 a 20 mm.

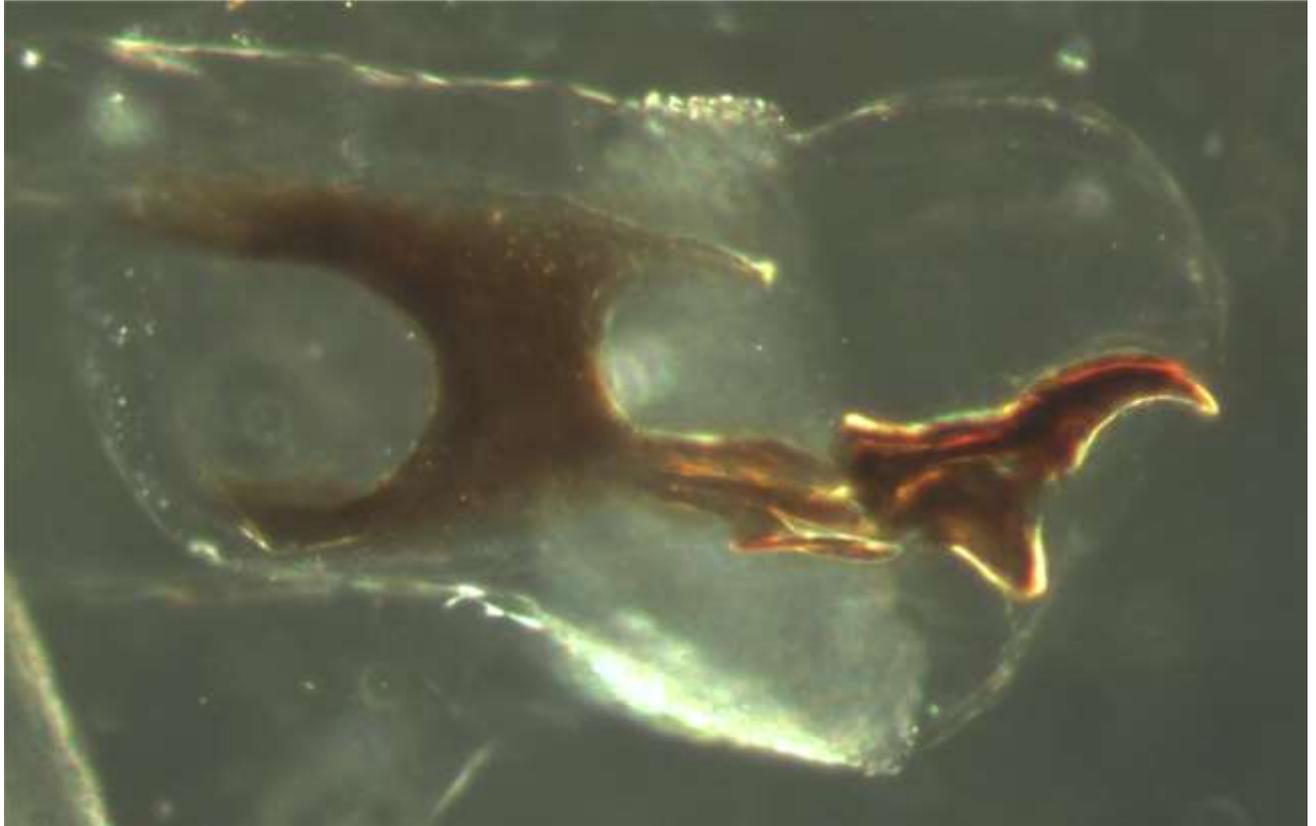


Fig. 93.— Espiráculos posteriores de la larva de primer estadio de *Sarcophaga* spp

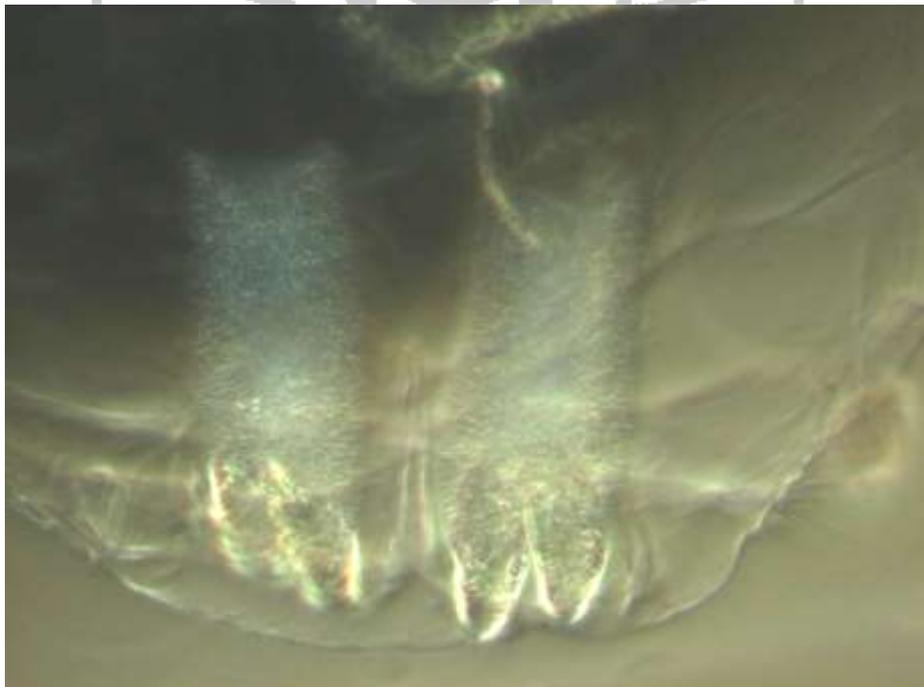


Fig. 94.— Espiráculos posteriores de la larva de primer estadio de *Sarcophaga* spp



Fig. 95.— Espiráculo anterior de la larva de segundo estadio de *Sarcophaga spp*



Fig. 96.— Cefaloesqueleto de la larva de primer estadio de *Sarcophaga spp*



Fig. 97.— Espiráculos posteriores de la larva de segundo estadio de *Sarcophaga* spp

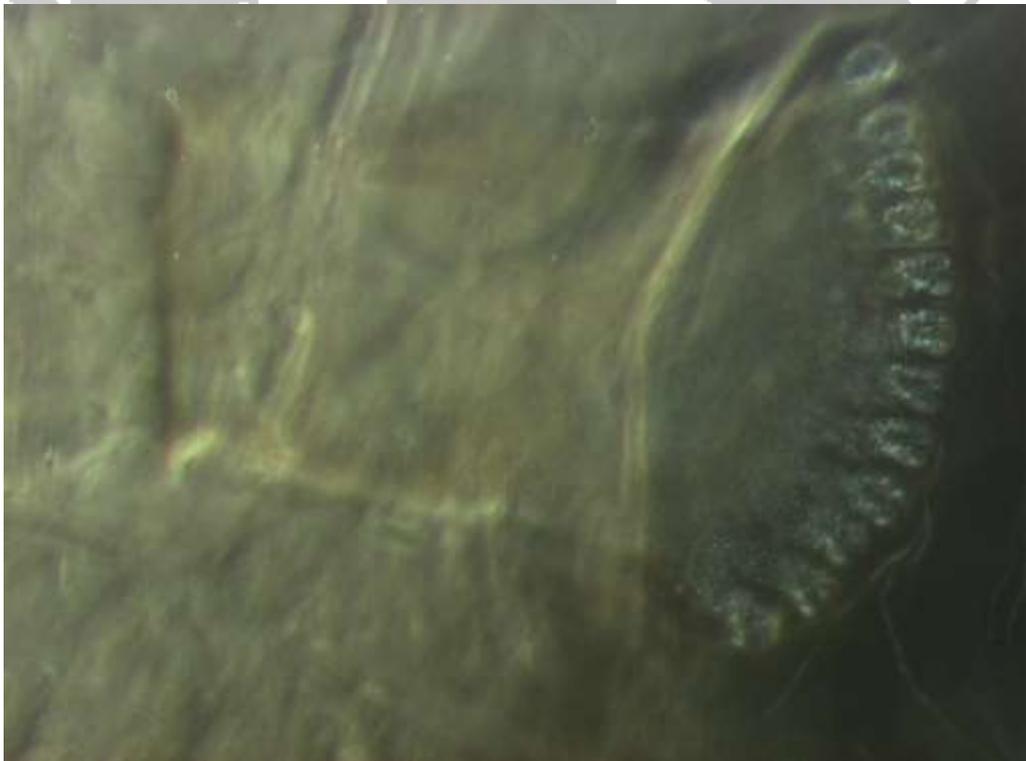


Fig. 98.— Espiráculo anterior de la larva de tercer estadio de *Sarcophaga* spp

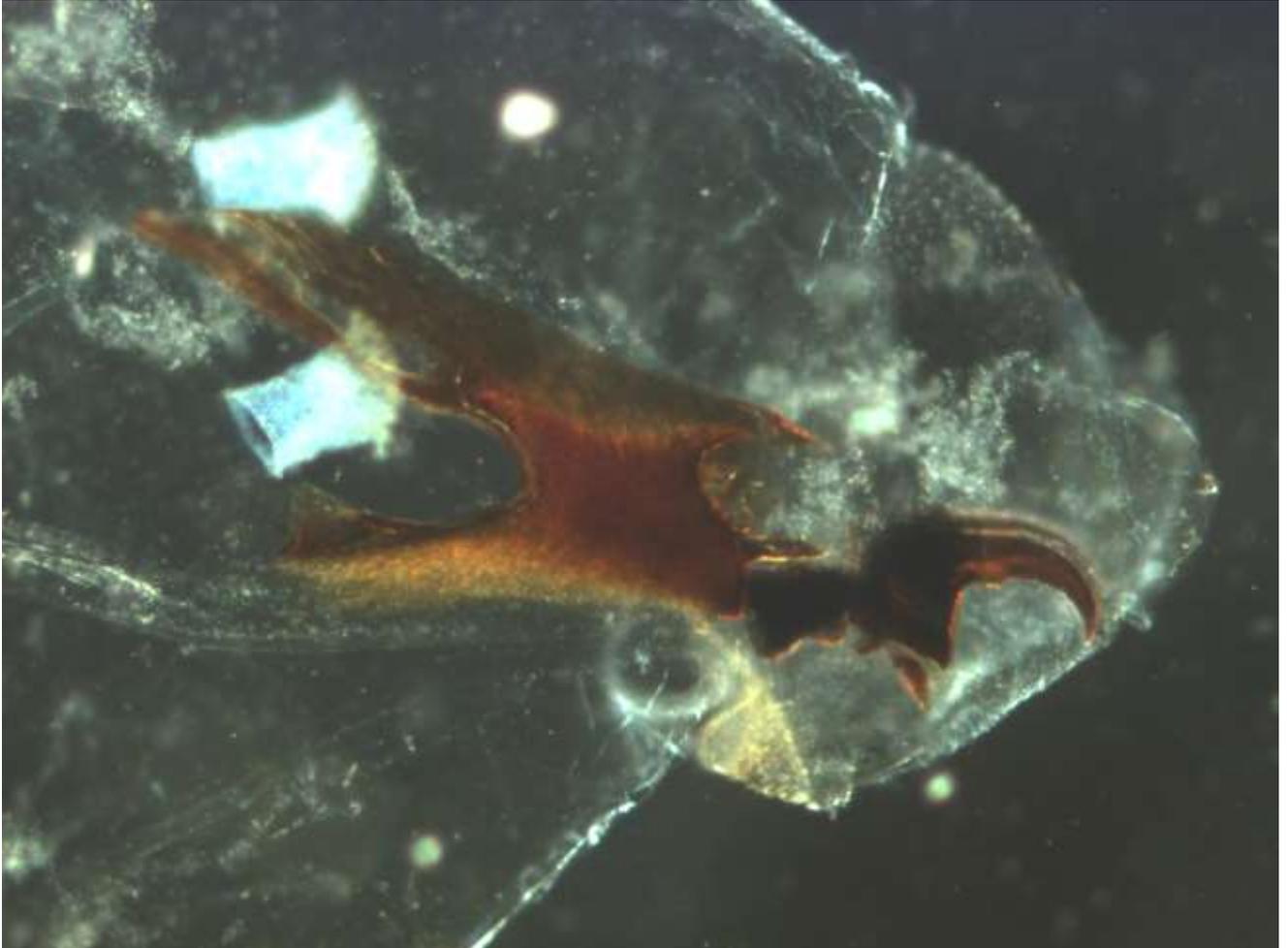


Fig. 99.— Cefalo esqueleto de la larva de segundo estadio de *Sarcophaga spp*



Fig. 100.— Espiráculos posteriores de la larva de tercer estadio de *Sarcophaga spp*

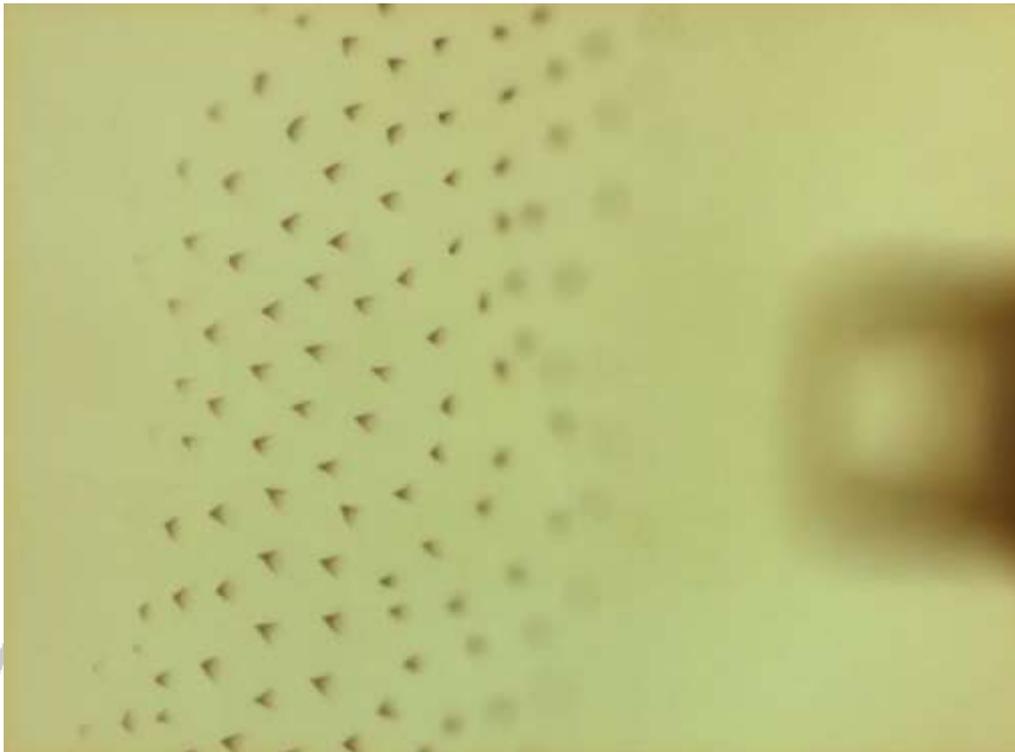


Fig. 101.— Espinas cuticulares de la larva de tercer estadio de *Sarcophaga* spp



Fig. 102.— Region anal y espiráculos posteriores de *Sarcophaga* spp



3.8. *Dermatobia hominis* (TORSALO, COLMOYOTE, URA)

En inglés se le conoce como “human bot fly”, “American warble-fly”, “American botfly”, “Tropical warble” o “Tropical botfly” y “beef-worm”. Otros nombres son: bekeru, bikuru, borro, Colmoyote, gusano macaco, gusano de monte, gusano peludo, mirunta, moyocuil, nuche, tórcel o tórsalo, tupe y ura, entre otros. *Dermatobia hominis* es un insecto primordialmente de habitat boscoso. Las formaciones abiertas y habitats similares restringen su dispersión, pero se sabe que busca a hospederos grandes por 1.5 km en tierras abiertas y claras. La mosca se refugia en bosques de calor excesivo y de desecación, es mucho más abundante en la cercanía de bosques primitivos o de segundo crecimiento, circuitos madereros cerca de las tierras bajas costeras, áreas de crecimiento de café, pasajes boscosos y arboledas de Eucaliptos (Towsend 1935; Navarro de Andrade, 1929; Neel et al., 1955 b).

3.8.1. CLASIFICACION TAXONOMICA

PHYLUM	Artropoda
SUBPHYLUM	Atelocerata
CLASE	Insecta
SUBCLASE	Pterigota
DIVISION	Endopterigota
ORDEN	Díptera
SUBORDEN	Ciclorrhapta
SECCION	Caliptratae
SUPERFAMILIA	Oestroidea
FAMILIA	Sarcophagidae
GENERO	<i>Sarcophaga</i>
ESPECIE	<i>Sarcophaga spp</i>

3.8.2. DISTRIBUCION

Se encuentra diseminada desde el sur de México hasta algunas islas del Caribe y en todos los países de Sudamérica.

3.8.3. CICLO DE VIDA

Neiva & Gomes (1917) dijeron que cuando una hembra es fertilizada poco después de su emergencia, ovipositará los huevos una semana después, de otro modo, si es fertilizada dentro de sus quince primeros días, la oviposición se iniciará después de 48 horas. Después del apareamiento, *Dermatobia hominis*, desposita sus huevos en el cuerpo de otros insectos – notoriamente moscos y mosquitos zoófilos (zoophilous), quienes actúan como vectores mecánicos (foréticos). A este fenómeno de transporte se le conoce como: foresia. Los foréticos son capturados en vuelo por la hembra, quien primero sostiene sus alas con sus patas. La hembra solamente observa insectos en movimiento y para que logre atrapar alguno debe hacer varios intentos. Una vez que ha logrado su objetivo, trata de voltear al insecto atrapado. Cuando la superficie ventral del abdomen de *Dermatobia hominis* y el vector o forético entran en contacto se inicia la oviposición, empezando a pegar sus huevos cerca de la raíz de las alas del vector o en su abdomen. Los huevos se ovipositan siempre en un solo lado del vector, están firmemente pegados con un adhesivo o cemento de secado rápido, en números variables (Neel et al., 1955b; Gram., 1964; Artigas & Serra, 1965; Franca-Rodríguez et al., 1977 y Paloschi et al., 1991). Este cemento es muy efectivo. Evita que los vectores se quiten los huevos al rozarlos con sus patas posteriores (Neiva & Gomes, 1917). Masas de huevos bilaterales ocurren raramente. El promedio de huevos encontrados en una *Sarcopromusca arcuata* capturada en campo fue de 28 huevos (Benegas & Mourier, 1970). Momentos después, la hembra puede atrapar otro insecto y ovipositar una vez más. El proceso puede repetirse muchas veces, hasta que la hembra vacíe sus ovarios, que pueden contener hasta 800 huevos (Neiva, 1910). Muchos cientos de huevos de una sola hembra pueden así ser distribuidos a través de vectores. Los huevos se incuban en el forético y después cuando éste descansa en un animal de sangre caliente, el primer estadio de la larva eclosiona, en respuesta al incremento repentino de temperatura cerca del cuerpo del hospedero, dejando el huevo a través de una



abertura bien desarrollada con forma de uña en la parte final anterior (Hall & Wall 1995; Benegas & Mourier, 1970). Los animales de pelo negro son infestados más que los de pelo claro (Sancho et al., 1981). Se interpreta así debido a que los animales oscuros son más atractivos para insectos chupados de sangre. También debido a que, en lugares de clima cálido, los animales de pelo oscuro buscan áreas con sombra más a menudo lo que incrementa su exposición a *Dermatobia hominis* y a insectos hematófagos. Algunos autores afirman que las hembras también pueden ovipositar en una variedad de objetos animados o inanimados (Zeledón, 1957). Se sabe poco de los mamíferos hospederos de *Dermatobia*. La literatura registra monos, jaguares, pumas, grises, armadillos, tucanes y otras aves.

Los huevos de *Dermatobia hominis* están pegados a los vectores mecánicos en la parte final del caudal, estando estando oblicuamente doblados hacia abajo, por lo que la parte cefálica estará inmediatamente en contacto con la piel del huésped cuando el vector se descienda a él. A la larva le toma una semana para eclosionar y puede permanecer viva dentro del huevo por aproximadamente 20 a 28 días (Newstead & Potes, 1925). Cuando los huevos están listos para eclosionar, la larva emerge en respuesta al calor o quizá a otro estímulo, mientras que el huésped está siendo visitado por el vector. La larva puede penetrar la piel en el punto al primer toque o arrastrarse una distancia y entonces enterrarse y alojarse en el tejido subcutáneo. Entra a través de cualquier lugar, incluyendo folículos pilosos. La larva se enquista en el punto de entrada, no migra dentro del huésped como lo hace el gusano de ganado (*Hypoderma* spp.) y completa su ciclo de vida en el lugar original de penetración, con una dolorosa inflamación sub dérmica. No hay un lugar especial para el desarrollo de la larva. En el hombre, las partes que no se hayan cubiertas son las más afectadas. La larva también puede ser localizada en el ojo, orificio nasal, etc. En el ganado, normalmente vacuno, las partes más afectadas son la dorsal, el cuello y el área de la cola que son menos accesibles al animal (Sambon, 1915). La penetración puede tomar de 5 a 10 minutos (Neiva & Gomes, 1917). La larva entra a la piel por la parte anterior primero, enterrándose por la piel intacta, entrando a través del piquete de un insecto vector, a través de un folículo piloso, o a través de piel dañada. Cuando la larva llega a los tejidos sub cutáneos, empieza a desarrollarse casi en una posición horizontal, con el estigma posterior hacia fuera. El lugar de penetración de la larva se convierte en un "furúnculo parecido a un tumor" abierto al exterior, lo que permite la respiración de la larva. El agujero respiratorio de la larva se mantiene a través de su desarrollo. Aún a pocas horas después de la penetración, la larva puede ser vista a través de la piel, especialmente sus círculos de espinas negras en la porción anterior. Las especies bacterianas más significantes asociadas con las lesiones furunculoides de *Dermatobia hominis*, en muchas razas de ganado, son *Staphylococcus aureus*, *S. epidermidis*, *S. warneri*, *Bacillus subtilis* y *Escherichia coli* (Sancho et al., 1996).

James (1948) clasificó esta forma de miasis como "furúnculo dérmico" o "sub dérmico". La agrupación de furúnculos es común, probablemente como resultado de una infestación de larvas simultánea múltiple de un único forético.

No existen registros exactos de la duración de cada instar por separado. El periodo larvario toma una cantidad variable de días (Neiva & Gomes, 1917), esa disparidad en el tiempo se atribuyeron a la temperatura. De datos obtenidos de Duna (1930), se pueden hacer las siguientes estimaciones: de penetración a primera muda 12 días, por su morfología se le conoce como verme (macaco) tiene 1.5 cm de largo, en forma de garrafa, con su extremo anterior voluminoso y dividido en segmentos y el posterior delgado e indiviso; de primera a segunda muda 18 días, de segunda muda a salida del hospedero 18 días, en total entre 46 y 47 días, la larva madura, alcanza a medir de 1,8 a 2,4 cm de longitud, en algunas zonas endémicas las lesiones furunculoides reciben el nombre de torsel, por la forma de tonel de la larva cuando está completamente desarrollada. De acuerdo a Jobsen & Mourier (1972) el periodo promedio larvario en ganado vacuno es de 40-60 días; en cabras cerca del mismo tiempo, en puercos de guinea de 35-50 días, en ratones de 25-35 días, en ratas de 30-40 días. La larva parece alimentarse de material purulento y necrótico de la herida. Se ha reportado frecuentemente que las lesiones furunculoides debidas a *Dermatobia hominis* son causa que predispone a la miasis de Gusano Barrenador (Palazzolo, 1916; Matta, 1919). Ruíz Martínez et al. (1996) en Costa Rica, señaló que solamente 5.2 a 7.4% de las hembras de *C. hominivorax* ovipositaron en lesiones furunculosas. Solamente 2.5% de los huevos de *C. hominivorax* ovipositados en lesiones de *D. hominis* se desarrollaron hasta segundo instar, pero murieron. De acuerdo con estos autores, las lesiones furunculoides de *D. hominis* no sirven como factores de predisposición para las miasis de Gusano Barrenador en los trópicos, debido al rol que juega el pH,



la microflora asociada con lesiones de tóraxo y la estructura furuncular son las razones para esta falta de atracción.

Las lesiones nodulares de *Dermatobia hominis* aumentan la atracción de foréticos, predisponiendo a los hospederos a nuevas infestaciones.

3.8.4. MORFOLOGIA

3.8.4.1. Huevo

Los huevos son suavemente encapsulados, curvados dorsalmente y aplanados centralmente. En la superficie del corion se encuentra un patrón poligonal (Cogley & Cogley, 1989).

3.8.4.2. Lava

La larva madura abandona al hospedero y cae a la tierra durante las primeras horas de la mañana, antes de las 8 am (Benegas et al., 1967). Si la tierra está suelta y húmeda, la penetración ocurre fácilmente, 10-15 minutos (Neiva, 1908), y más de 2 horas si está más compacta. Si la larva no penetra en el suelo, puede pupar sobre él, pero no emergerán adultos (Neiva, 1910). La transformación de larva madura a pupa toma cerca de 24 horas, en condiciones experimentales (Neiva & Gomes, 1917). El desarrollo de pupas en suelos secos no ocurre (Neel et al., 1955b). La humedad relativa ideal es de alrededor de 92.5% (Moya-Borja, 1982). Neiva & Gomes, 1917 observaron que las pupas de menos de 0.6 g dan machos y pupas de más de 0.6 g dan hembras. El tiempo promedio de estado en pupa es de 45 días, con un mínimo de 35 días y un máximo de 58 días, en condiciones de laboratorio (Koone & Banegas, 1959). De acuerdo a Ribeiro & Oliveira (1987), a 27 °C y 70 – 80% de humedad relativa, el periodo pupal toma 23-29 días. El puparium se abre por una abertura situada lateralmente en la parte anterior, y el adulto generalmente emerge durante las horas más calurosas del día (Neiva & Gomes, 1917). *Dermatobia* prospera mejor en áreas en donde la lluvia es de moderada a pesada y la estación seca no es extrema. Las mayores infestaciones ocurren hacia el final de la estación lluviosa (Koone & Banegas, 1959; Maia & Guimarães, 1985) (Figs. 103-109).

Primero y segundo estadio: Thelma De Fillips y Leite (1997) trabajaron en las larvas de primer instar de *Dermatobia hominis*. Encontraron en el pseudocéfalo basicónico y en el sensilla tricoide en una antena sensorial compleja, y el sensilla basicónico, coeloconico y de forma de campana en un complejo maxilar sensorial. Divulgaron que estos tipos de sensilla pudieron tener funciones mecánicas, químicas y olfativas o una combinación de todas estas funciones. También sugirieron que la multiplicidad de tipos de sensilla y de sus distribuciones en el tegumento de las larvas de primeras instar de *Dermatobia hominis* pueda tener importancia en establecer la fase parásita del ciclo vital de este los insectos. En 1998 también estudiaron las larvas de segundo y tercer instar de las *D. hominis* por SEM. Reportaron que en el pseudocéfalo de las larvas de segundo y tercer instar lleva una antena (con sensilla coeloconica), y sensilla coeloconica y basiconica en el complejo maxilar sensorial.

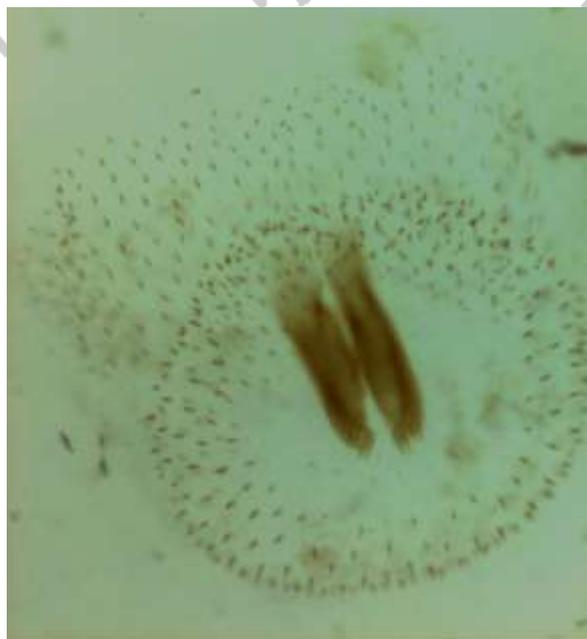


Fig. 103.— Espiráculos posteriores de la larva de segundo estadio de *Dermatobia hominis*



Tercer estadio: El largo de las larvas de tercer instar es de 18-25 mm con cuerpo agrandado anteriormente y afilado posteriormente; espiráculos característicos con un par de espiráculos anteriores como flores y los espiráculos posteriores con las aberturas relativamente rectas (ver imágenes); espinas arregladas en filas distintas.



Fig. 104.— Cabeza de la larva de tercer estadio de *Dermatobia hominis*

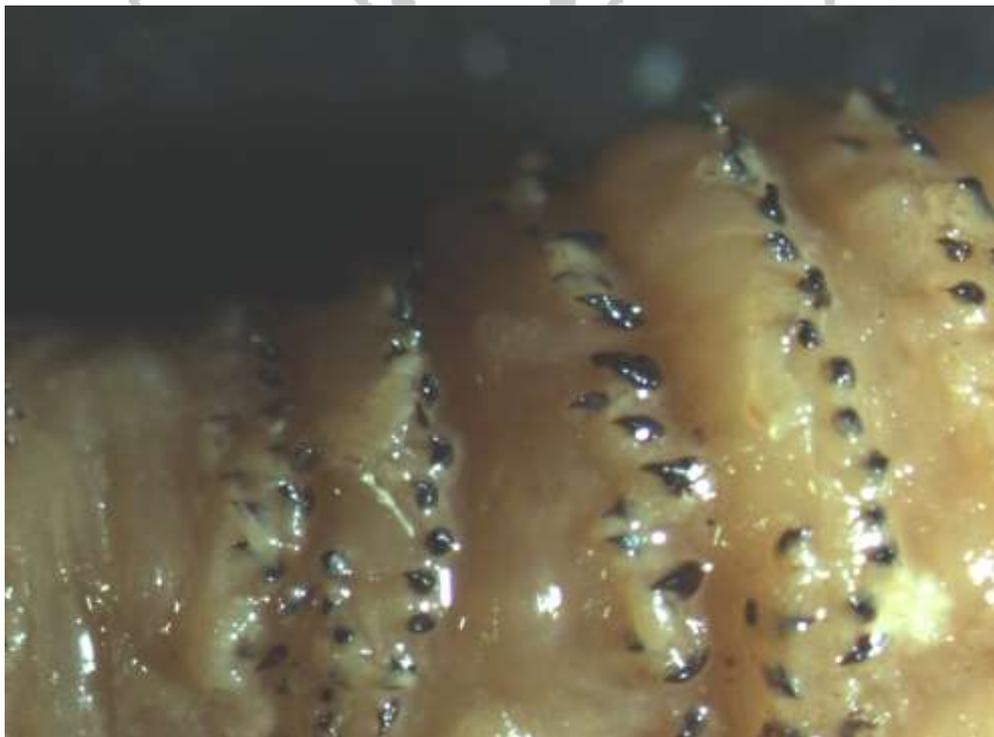


Fig. 105.— Espinas cuticulares de la larva de tercer estadio de *Dermatobia hominis*



Fig. 106.— Cefalo esqueleto de la larva de tercer estadio de *Dermatobia hominis*

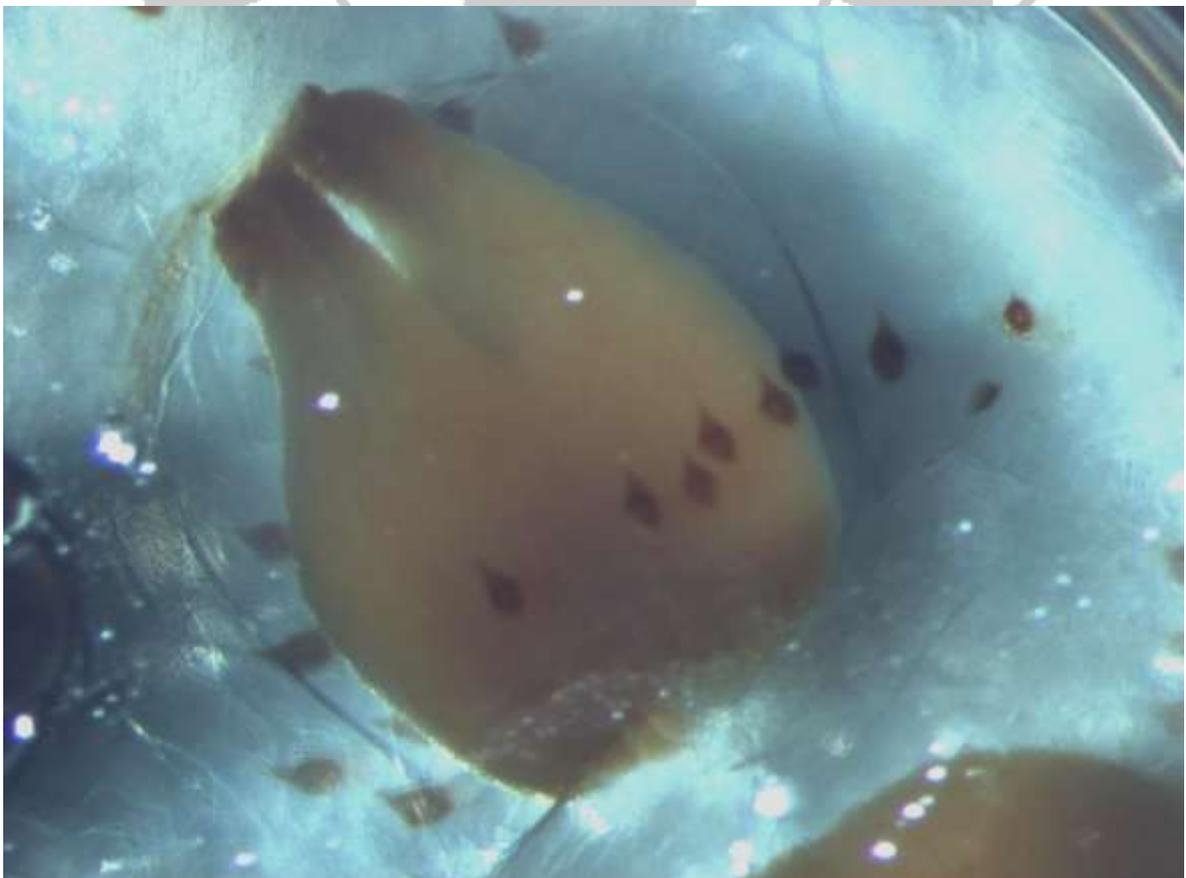


Fig. 107.— Espiráculo anterior de la larva de tercer estadio de *Dermatobia hominis*

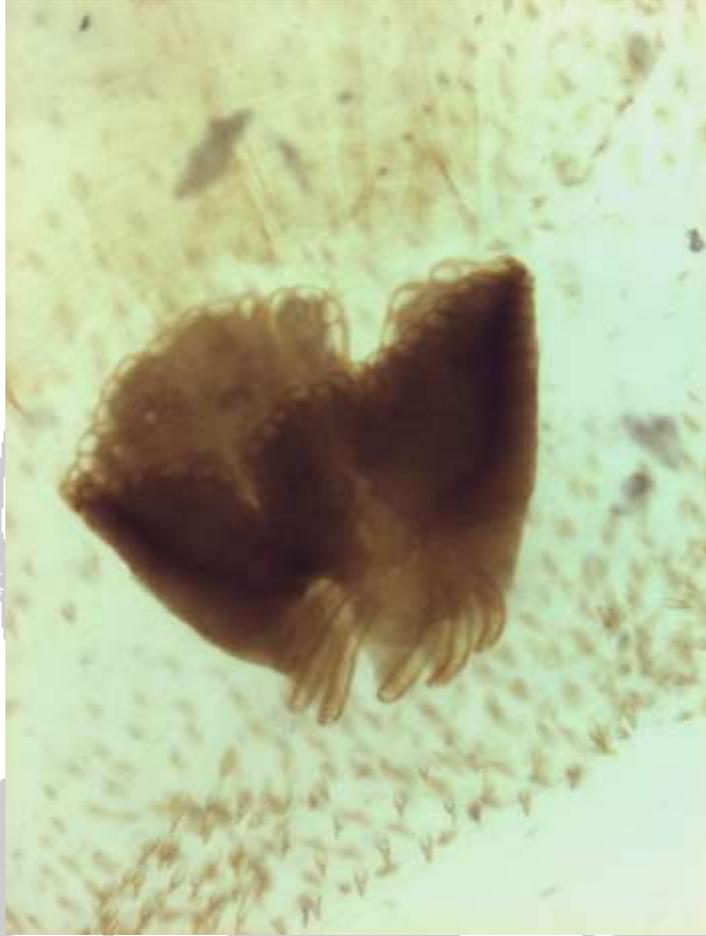


Fig. 108.— Espiráculos posteriores de la larva de tercer estadio de *Dermatobia hominis*

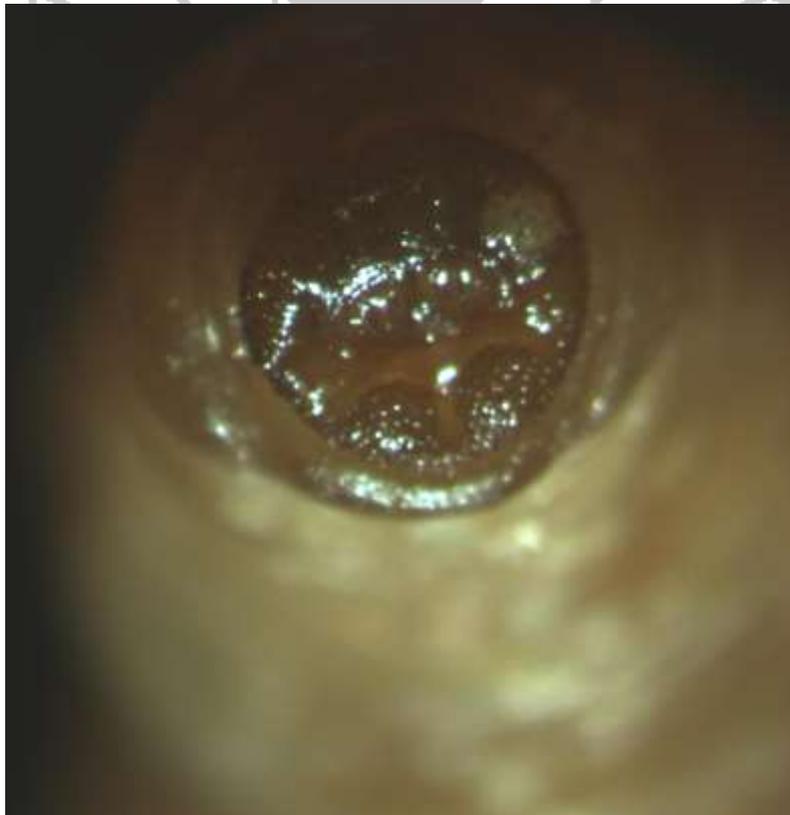


Fig. 109.— Región anal de la larva de tercer estadio de *Dermatobia hominis*



CAPITULO 4. CLAVES DE IDENTIFICACIÓN

El objeto principal de esta sección sobre identificación es hacer posible la confirmación, positiva o negativa, de *C. hominivorax* en un caso de miasis de herida. No se pone énfasis en la identificación de casos negativos y por tanto las claves de las larvas del tercer estadio se dan sólo a nivel de género.

4.1. Clave para la identificación de larvas del tercer estadio

1. Larva con proyecciones carnosas patentes en la superficie dorsal y lateral del cuerpo (Fig. 110).....*Chrysomya albiceps/rufifacies*



Fig. 110.— Larva de tercer estadio de *Chrysomya rufifacies*. A, aspecto dorsal; B, detalle de un proceso carnoso.

-Larva lisa o con espinas cortas, pero sin procesos carnosos (Fig. 32).....2

2. Espiráculos posteriores con peritreme totalmente cerrado, a veces más débil cerca del botón (Fig. 111).....3

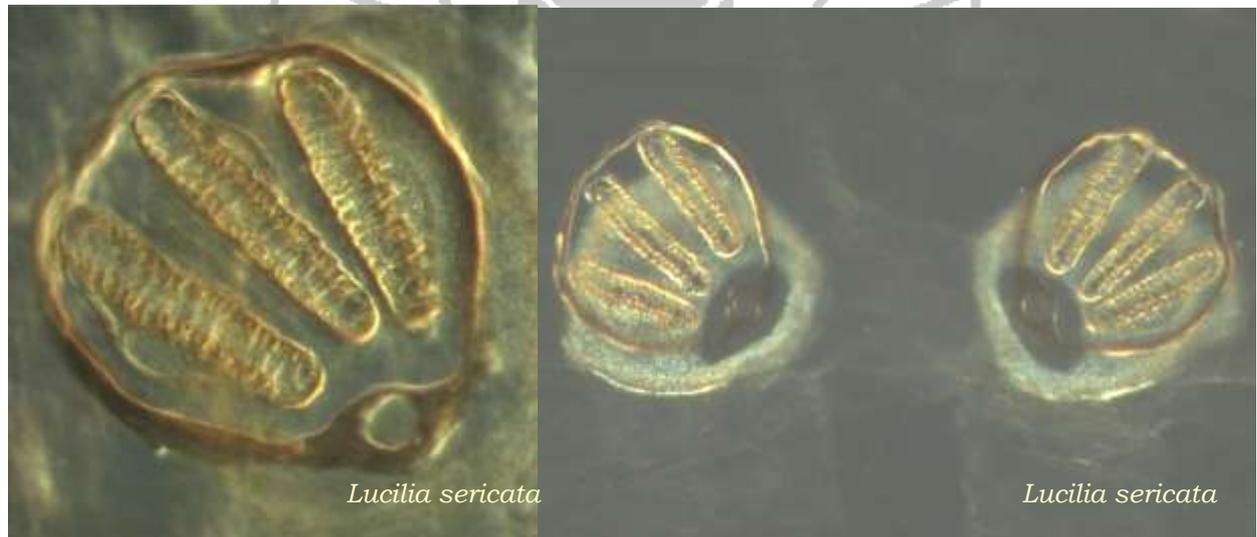


Fig. 111.— Espiráculo posterior de larva de tercer estadio de con peritreme cerrado o completo

- Espiráculos posteriores con peritreme abierto (Fig. 112).....5



Fig. 112.— Estigma posterior de larva de tercer estadio con peritreme abierto

3. Aberturas respiratorias de los estigmas posteriores que se tocan o están muy cerca unas de otras y son muy sinuosas (Fig. 113).....Musca domestica



Fig. 113.— Estigma posterior de larva de tercer estadio de Musca domestica con peritreme completo y aberturas respiratorias sinuosas

- Hendiduras de los estigmas posteriores derechas y más o menos paralelas (Fig. 114).....4



Fig. 114.— Estigma posterior de larva de tercer estadio de con aberturas respiratorias rectas



4. Presencia de esclerito oral accesoria pigmentado (Fig. 5).....*Calliphora* spp.
- Ausencia de esclerito oral accesorio pigmentado (Fig. 115).....*Lucilia* spp.



Fig. 115.— Esqueleto cefalofaríngeo de *Lucilia cuprina*

5. Espiráculos posteriores hundidos en una cavidad profunda que puede cerrarse y ocultarlos (Figs. 116 y 117).....*Sarcophaga* o *Wohlfahrtia* spp.



Fig. 116.— Aspecto posterior de la región anal de la larva de tercer estadio de *Sarcophaga* sp con los espiráculos posteriores en una cavidad profunda

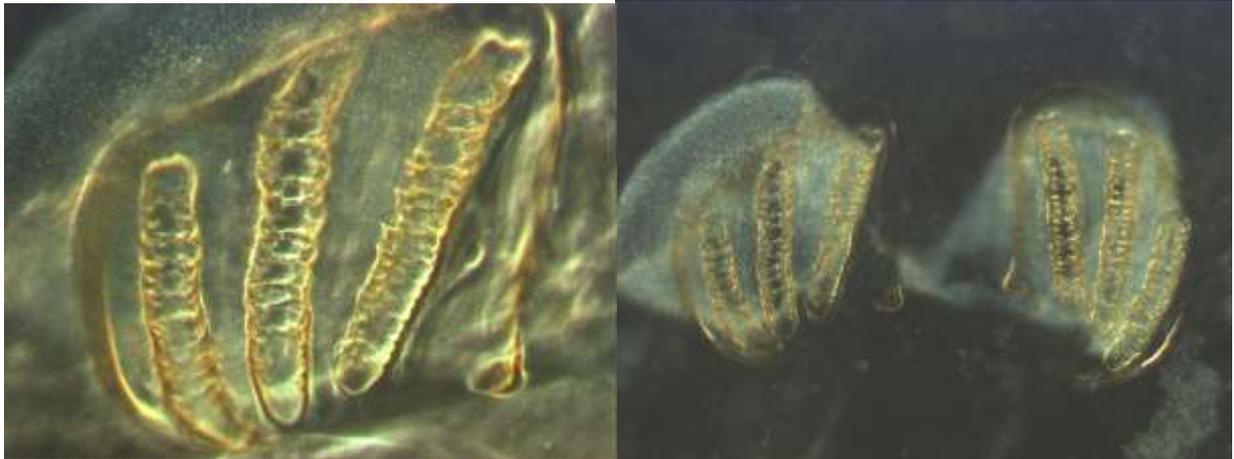


Fig. 117.— Estigmas posteriores de la larva de tercer estadio de *Sarcophaga* sp con aberturas respiratorias alargadas y peritreme incompleto

- Espiráculos posteriores que no están en una cavidad (Fig. 118).....6

6. Troncos traqueales que parten de los espiráculos posteriores, tienen pigmentación oscura llamativa y se extienden hacia adelante hasta el 10°. o 9°. Segmento (Fig. 118).....*Cochliomyia hominivorax*



Fig. 118.— Segmentos 11 y 12 y región posterior de la larva de tercer estadio de *C. hominivorax*

- Troncos traqueales sin pigmentación oscura (Fig. 119).....7

7. Margen posterior del segmento 11 sin espinas dorsales (Fig. 119).....*Cochliomyia macellaria*



Fig. 119.— Segmentos 11 y 12 y región posterior de la larva de tercer estadio de *C. macellaria*

- Margen posterior del segmento 11 con espinas dorsales.....8
- 8. Botón (Fig. 14) de los espiráculos posteriores indistinto (zonas tropicales y subtropicales del viejo y del Nuevo Mundo).....Chrysomya
- Botón (Fig. 14) de los espiráculos posteriores distinto (Zona Holártica, aproximadamente al norte del Trópico de Cáncer).....Phormia o Protophormia

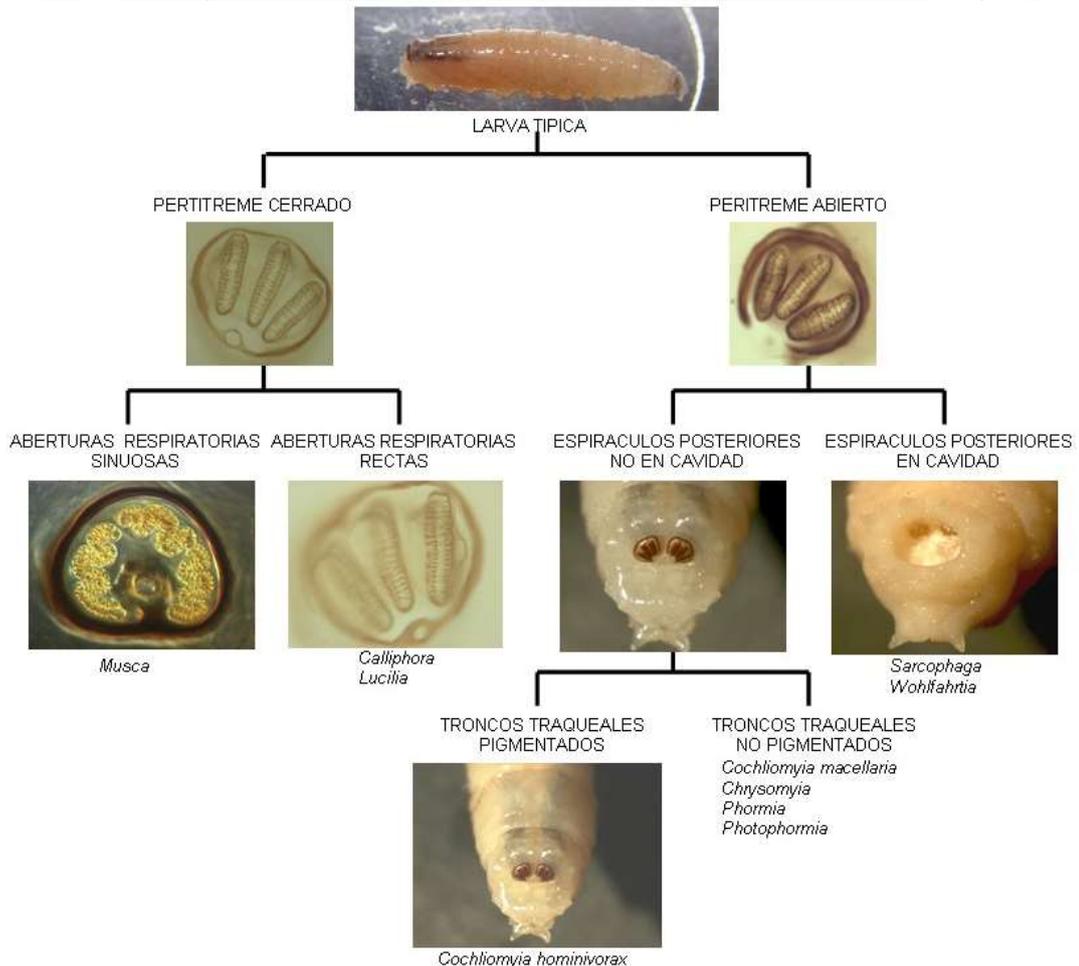


Fig. 120.— Clave diagramática del tercer estadio de larvas causantes de miasis

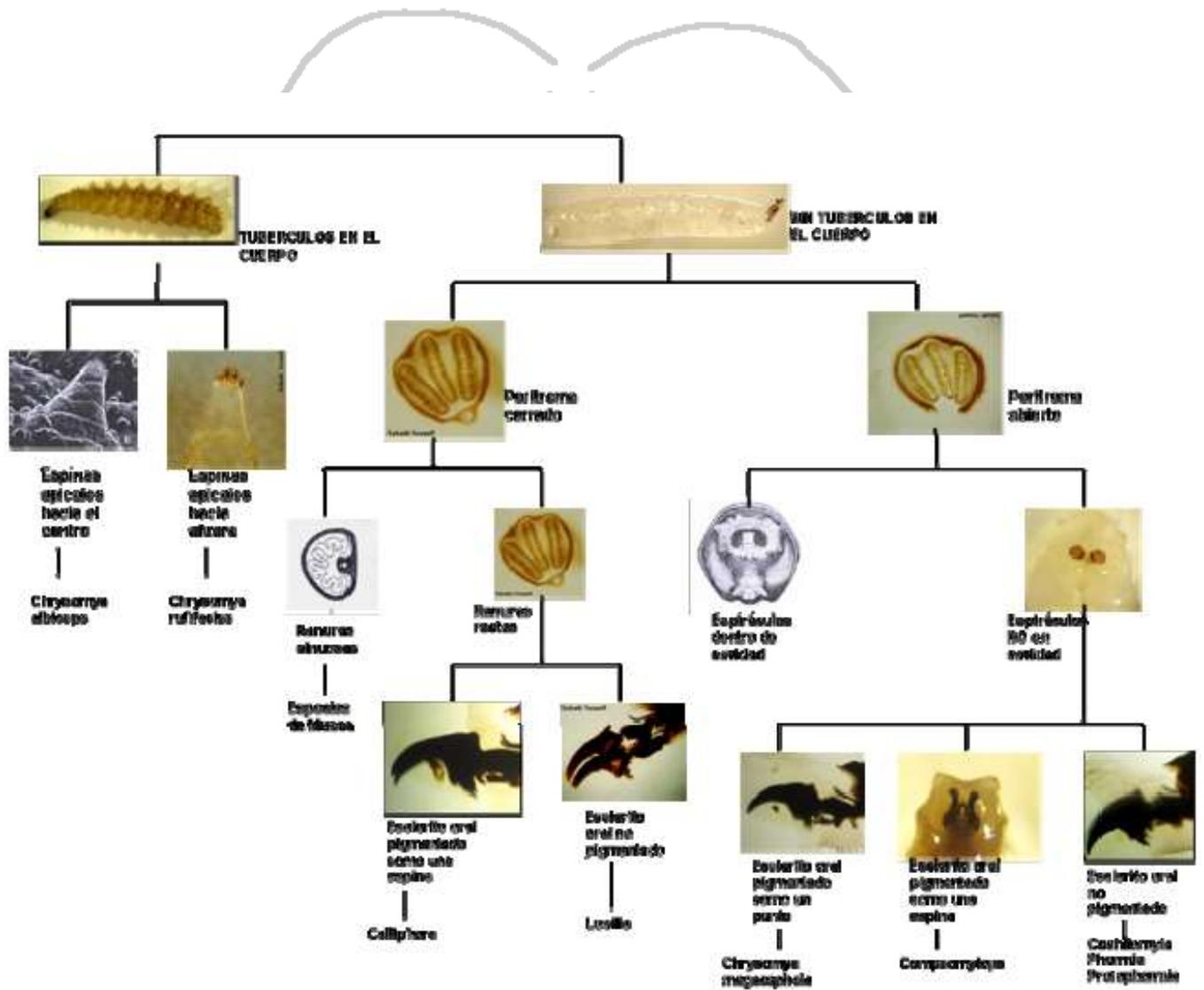


Fig. 121.— Clave pictórica de dípteros de importancia forense (Yusseff Vanegas, 2007)



CAPITULO 5. ESTRUCTURAS COMPARATIVAS DE MOSCAS CAUSANTES DE MIASIS

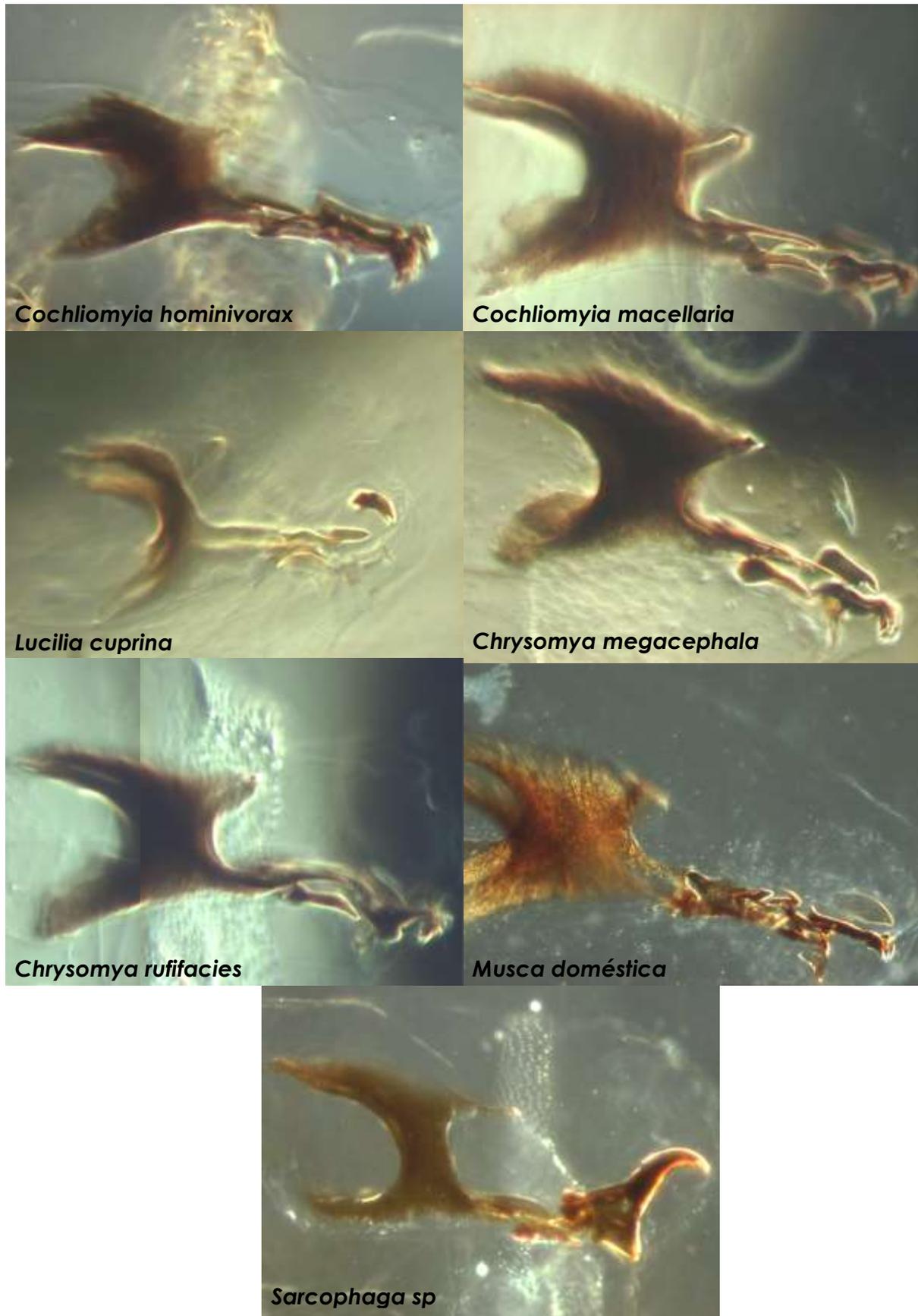


Fig. 122.— Cuadro comparativo del cefalo esqueleto de larvas de primer estadio causantes de miasis



Cochliomyia hominivorax



Cochliomyia macellaria



Lucilia cuprina



Chrysomya megacephala



Chrysomya rufifacies



Musca doméstica



Sarcophaga sp

Fig. 123.— Cuadro comparativo del espiráculo posterior de larvas de primer estadio causantes de miasis

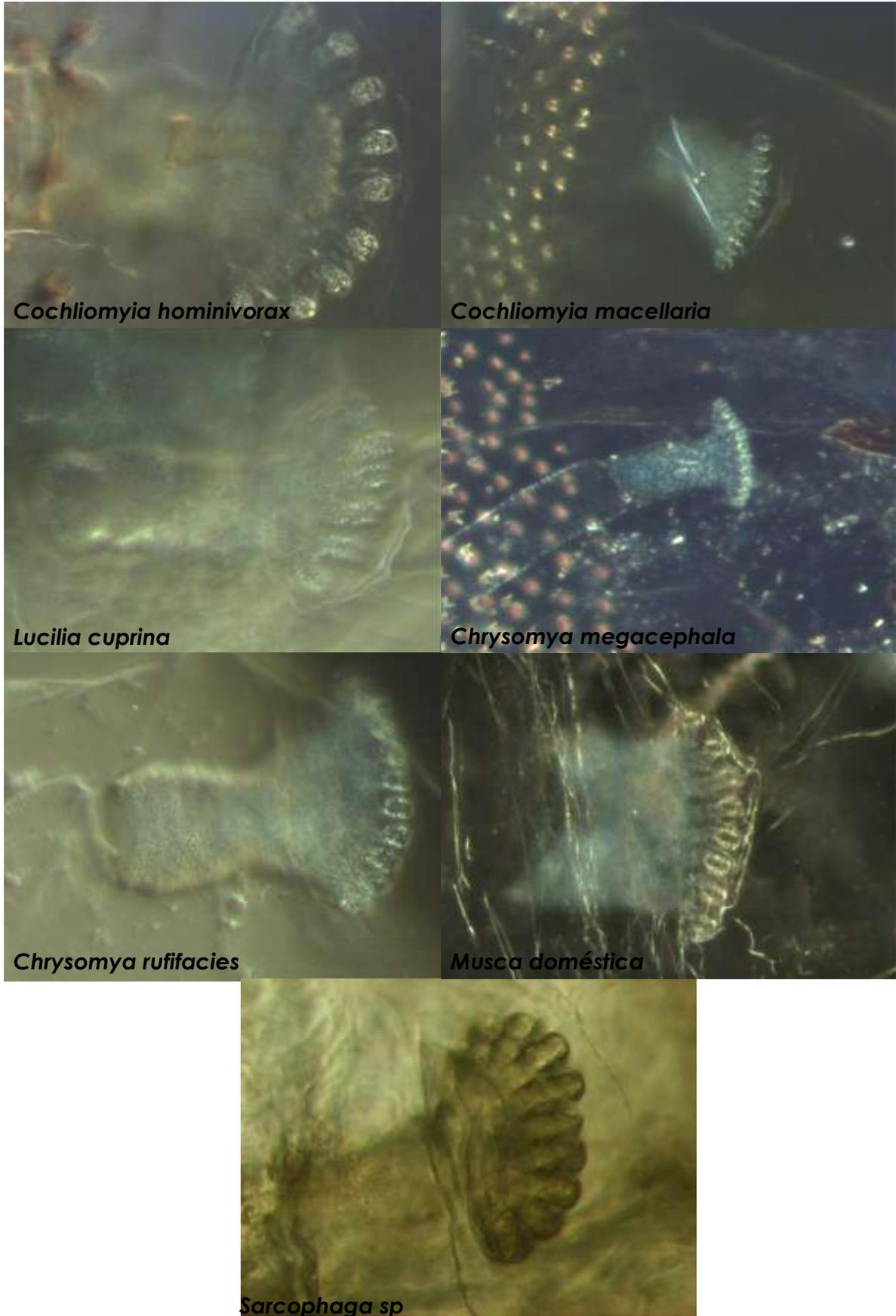


Fig. 124.— Cuadro comparativo del espiráculo anterior de larvas de segundo estadio causantes de miasis



Fig. 125.— Cuadro comparativo del cefaloesqueleto de larvas de segundo estadio causantes de miasis

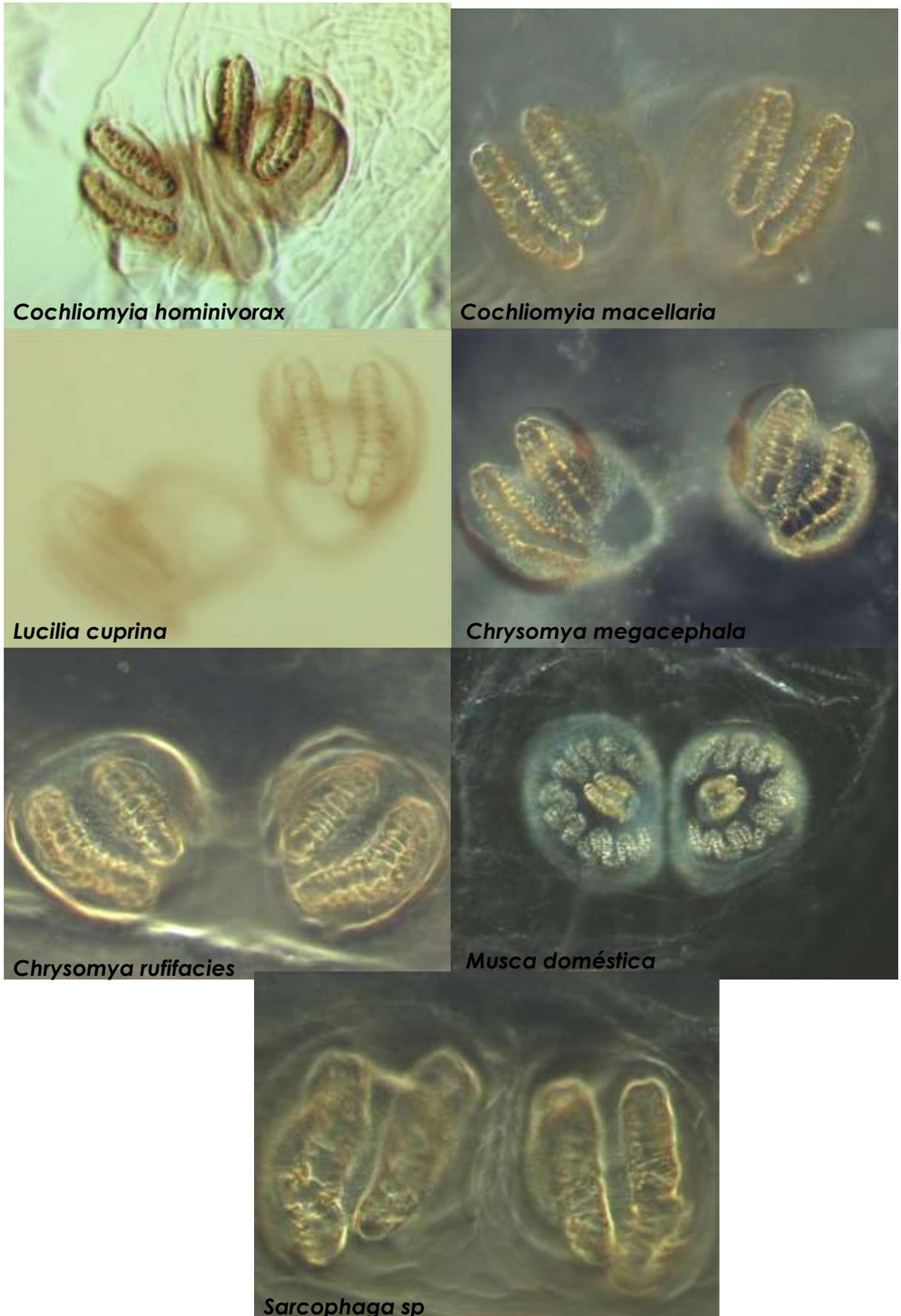


Fig. 126.— Cuadro comparativo del espiráculo posterior de larvas de segundo estadio causantes de miasis

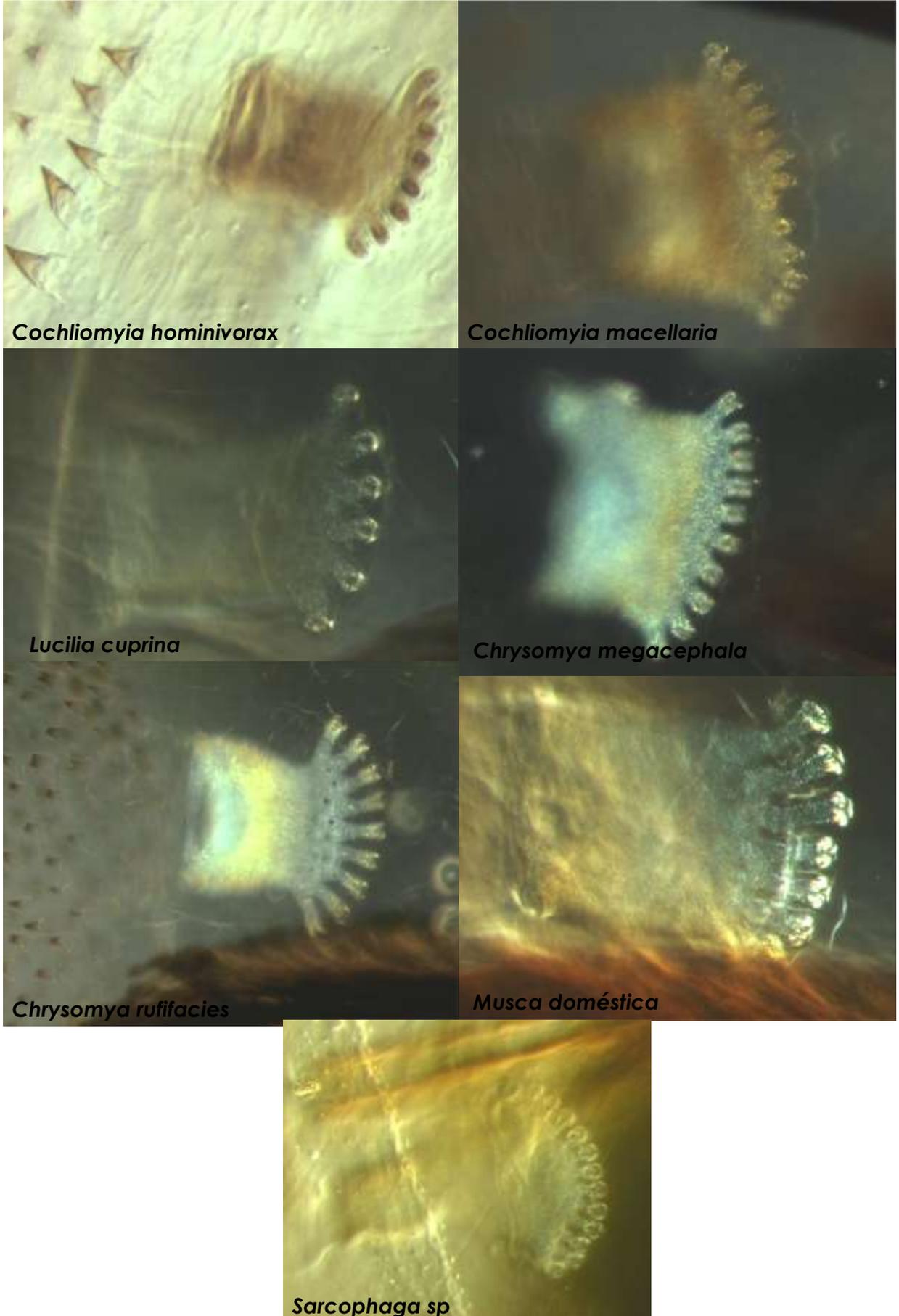


Fig. 127.— Cuadro comparativo del espiráculo anterior de larvas de tercer estadio causantes de miasis



Fig. 128.— Cuadro comparativo del cefaloesqueleto de larvas de tercer estadio causantes de miasis



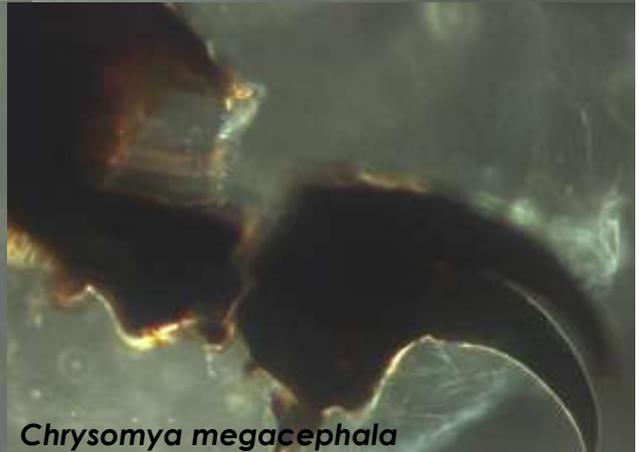
Cochliomyia hominivorax



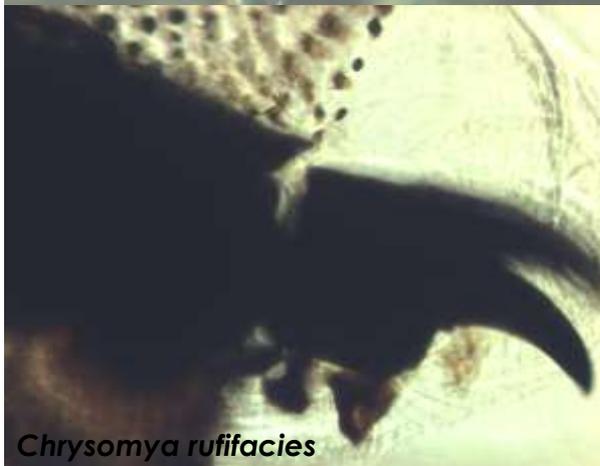
Cochliomyia macellaria



Lucilia cuprina



Chrysomya megacephala



Chrysomya rufifacies



Musca doméstica



Sarcophaga sp

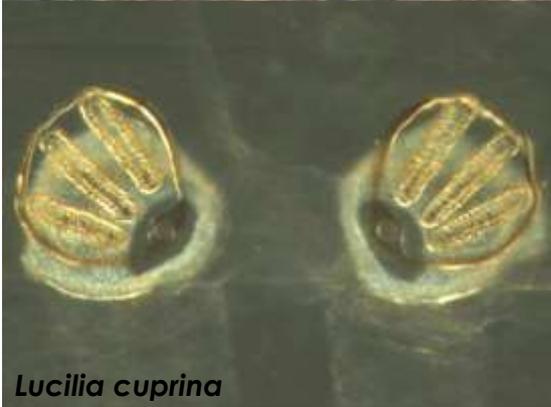
Fig. 129.— Cuadro comparativo del gancho oral de larvas de tercer estadio causantes de miasis



Cochliomyia hominivorax



Cochliomyia macellaria



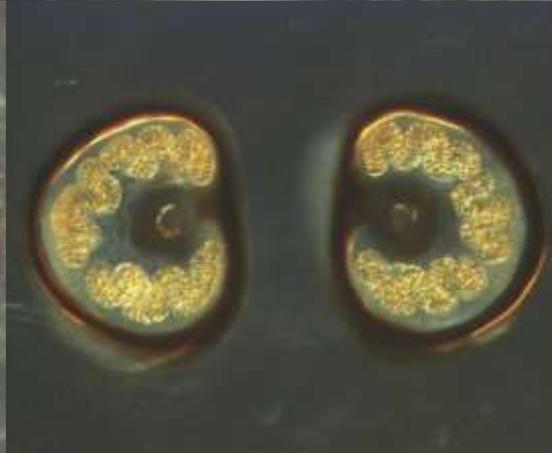
Lucilia cuprina



Chrysomya megacephala



Chrysomya rufifacies



Sarcophaga sp

Fig. 130.— Cuadro comparativo del espiráculo posterior de larvas de tercer estadio causantes de miasis

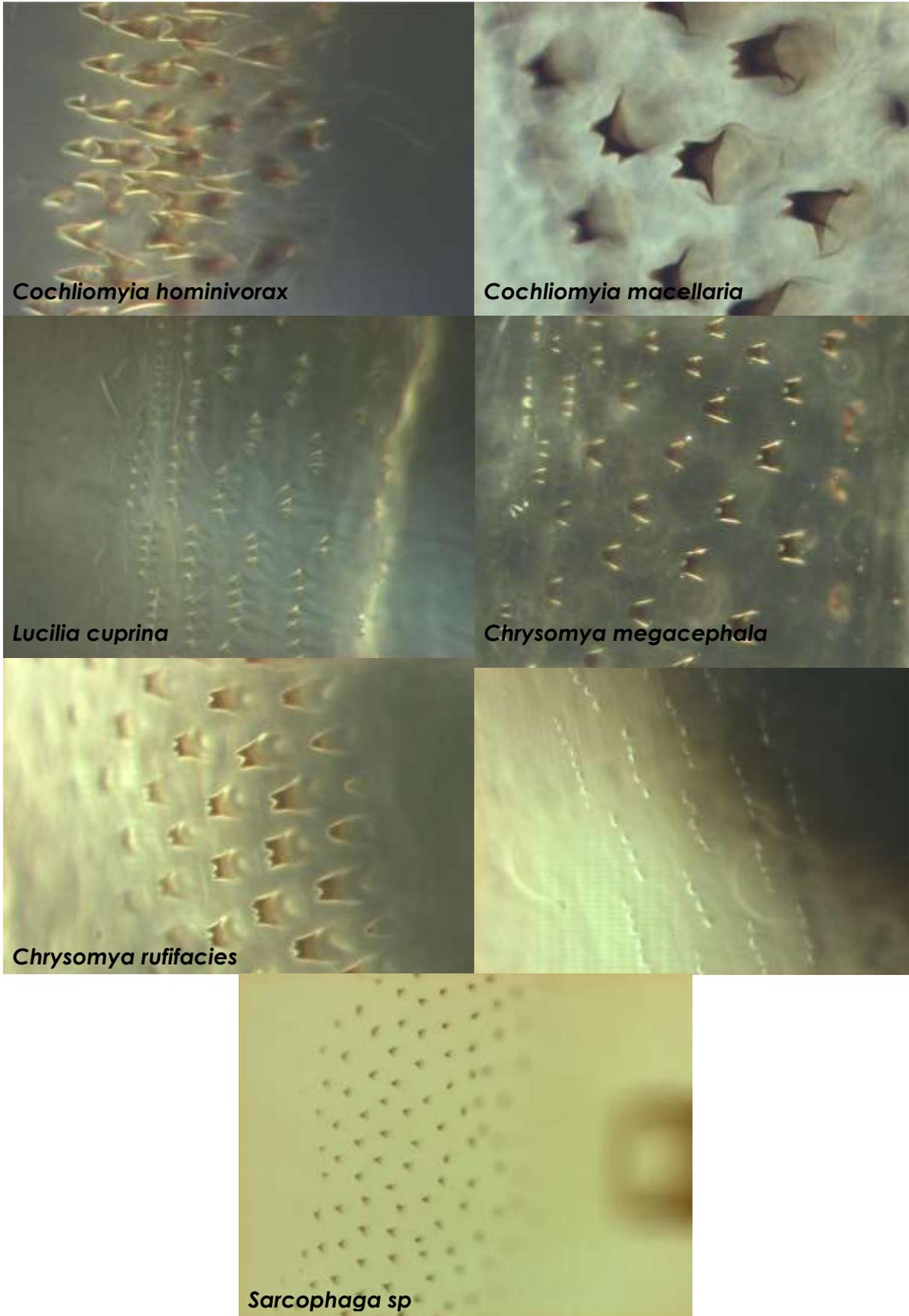


Fig. 131.— Cuadro comparativo de las espinas cuticulares de larvas de tercer estadio causantes de miasis



CAPITULO 6. BIBLIOGRAFIA

1. academic.uprm.edu/dpesante/0000/capitulo-8.PDF
2. Cárdenas, Martín y Martínez, Rosa. **Protozoarios parásitos de importancia en salud pública transportados por *Musca domestica* Linnaeus en Lima, Perú.** *Rev. peru biol.*, jul./dic. 2004, vol.11, no.2, p.149-152. ISSN 1727-9933.
3. De Arriba, Andrea V. and Costamagna, Sixto R. **Post-embryonary development of *Microcerella acrydiorum* (Diptera: Sarcophagidae) under laboratory conditions.** *Rev. Soc. Entomol. Argent.*, Jan./July 2006, vol.65, no.1-2, p.55-61. ISSN 0373-5680.
4. de Carvalho Queiroz, Margareth Maria, Rubens Pinto de Mello, Marli Maria Lima. **Morphological aspects of the larval instars of *Chrysomya albiceps* (Diptera, Calliphoridae) reared in the laboratory.** *Mem Inst Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro*, Vol. 92(2), Mar/Apr 1997, pp.187-196
5. de Freitas Fernández, Fernando and Pedro Marcos Linardi. **Observations on Mouthparts of *Dermatobia hominis* (Linnaeus Jr., 1781) (Diptera: Cuterebridae) by Scanning Electron Microscopy.** *Journal of Parasitology*. Volumen 88, Issue 1 (February 2002)
6. [ecologia de *Dermatobia hominis* \(Linnaeus Jr., 1781\) em Palotina, Paraná, Brasil.](#)
7. farmacia.ugr.es/ars/pdf/178.pdf –
8. <http://entomologia.rediris.es/aracnet/7/06forense/>
9. http://es.wikipedia.org/wiki/Musca_domestica
10. <http://www.biolbull.org/cgi/reprint/22/3/163>
11. http://www.diptera.info/readarticle.php?article_id=7
12. http://www.diptera.info/readarticle.php?article_id=7
13. <http://www.insectron.com.mx/moscas.html>
14. <http://www.inta.gov.ar/rafaela/info/documentos/anuario2006/sanidad-26.pdf>
15. http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0373-56802006000100006&lng=en&nrm=iso&tlng=es
16. <http://www.zoetecnocampo.com/Documentos/miasis/dermatobia.htm>
17. <http://www.zoetecnocampo.com/Documentos/miasis/musca.htm>
18. <http://www.zoetecnocampo.com/Documentos/miasis/sarcophaga.htm>
19. <http://www.zoetecnocampo.com/Documentos/miasis/sarcophaga.htm>
20. Manual de Identificación de Gusano Barrenador del Ganado. Volumen 1. FAO.
21. Manual de Identificación de Gusano Barrenador del Ganado. Volumen 2. FAO.
22. [redpav.avepagro.org.ve/ojs/index.php/entomotropica/article/view/172/175 - 2k](http://redpav.avepagro.org.ve/ojs/index.php/entomotropica/article/view/172/175-2k) –
23. Romera, Elena, et. al. **Los Sarcophagidae (Insecta, Diptera) de un ecosistema cadavérico en el sureste de la Península Ibérica.** *Anales de Biología* 25: 49-63, 2003
24. Romero-Cabello, Raúl, Sanchez-Vega, Jose Trinidad, Tay-Zavala, Jorge, et al. **Miasis asociada a síndrome de complejo vascular periférico.** *Parasitol. latinoam.*, jul. 2004, vol.59, no.3-4, p.159-161.
25. Salomón, Oscar Daniel. **Actualizaciones en artrópodos sanitaria Argentina.** Red Argentina de Estudio de Artrópodos vectores de enfermedades humanas. Serie Enfermedades transmisibles. 2001.



26. Sukontason, Kabkaew L, Bunchu N, Chaiwong T, Kuntalue B, Sukontason K. 2007. **Fine structure of the eggshell of the blow fly, *Lucilia cuprina***. 8pp. *Journal of Insect Science* 7:09, available online: insectscience.org/7.09.
27. Sukontason, Kabkaew L. S, Kom Sukontason, Somsak Piangjai¹, Noppawan Boonchu, Tarinee Chaiwong, Roy C. Vogtsberger, Budsabong Kuntalue, Natchanart Thijuk, and Jimmy K. Olson. **Larval morphology of *Chrysomya megacephala* (Fabricius) (Diptera: Calliphoridae) using scanning electron microscopy**. *Journal of Vector Ecology* 28(1): 47-52. 2003.
28. Sukontason, Kabkaew L., Roy C. Vogtsberger, Noppawan Boonchu, Tarinee Chaiwong, Duanghatai Sripakdee, Radchadawan Ngern-Klun, Somsak Piangjai,¹ And Kom Sukontason, **Larval Morphology of *Chrysomya nigripes* (Diptera: Calliphoridae), a Fly Species of Forensic Importance**. *J. Med. Entomol.* 42(3): 233D240 (2005)
29. Sukontason, Kom, Kabkaew L. Sukontason, Radchawanngern-Klun, Duanghatai Sripakdee, and Somsak Piangjai **Differentiation of the Third Instar of Forensically Important Fly Species in Thailand**. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 97(6): 1069D1075 (2004)
30. Sukontason, Kom, Kabkaew L. Sukontason, Somsak Piangjai, Wej Choochote, Noppawan Boonchu, Tarinee Chaiwong, and Hiromu Kurahashi. **Fine structure of the eggs of blowflies *Aldrichina grahmi* and *Chrysomya pacifica* (Diptera: Calliphoridae)**. *Biol Res* 37: 483-487, 2004.
31. The Larva Of Sarcophaga, A Parasite Of Cistudo Carolina And The Histology Of Its Respiratory Apparatus. Wm. A. K.Epner, **University Of Virginia**.
32. VWadhwa, P Kharbanda, S Rai, B Uppal. **Urogenital myiasis due to *Chrysomyia Bezziana***. *Indian Journal of Medical Microbiology*, (2006) 24 (1):70-1
33. Wells, Jeffrey D., Jason H. Byrd and Tarek I. Tantawi. **Key to Third-Instar Chrysomyinae (Diptera: Calliphoridae) from Carrion in the Continental United States** *J. Med. Entomol.* 36(5): 638–641 (1999)
34. www.pericias-forenses.com.br/esento.
35. www.periodicoellabriego.com:8080/ElLabriego/periodicoService?task=fileView&columnald=243
36. www.ramosmejia.org.ar/r/200601/2.pdf -
37. www.socolen.org.co/portal/fileadmin/user_upload/entomologo/ev35-n101.pdf -
38. www.um.es/eubacteria/eubacteria2/entomo.pdf -
39. www.zoetecnocampo.com/Documentos/miasis/sarcophaga.
40. Yusseff Vanegas, Sohath Zamira. 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 para el grado de Maestro en Ciencias en Biología. Universidad de Puerto Rico. Recinto Universitario de Mayagüez.



Este manual fue elaborado por:

Biól. María del Socorro Gómez Dorantes.

Jefe de Departamento de Desarrollo de Métodos de la Comisión México Americana para la Erradicación del Gusano Barrenador del Ganado. Sección Mexicana.

Con la participación de:

MVZ Andrés Alvarez Jiménez.

Jefe de Departamento de Desarrollo de Métodos de la Comisión México Americana para la Erradicación del Gusano Barrenador del Ganado. Sección Americana.

MVZ José Luis Bonilla Sequeira.

Coordinador del Departamento de Desarrollo de Métodos de la Comisión México Americana para la Erradicación del Gusano Barrenador del Ganado.

Personal del Departamento de Desarrollo de Métodos de la Comisión México Americana para la Erradicación del Gusano Barrenador del Ganado.

Bajo la Supervisión de:

MVZ Francisco Javier Rojas Castro.

Subdirector Técnico de la Comisión México Americana para la Erradicación del Gusano Barrenador del Ganado. Sección Mexicana.