

CAPÍTULO 3.1.14.

MIASIS POR *COCHLIOMYIA HOMINIVORAX* Y MIASIS POR *CHRYSOMYA BEZZIANA*

RESUMEN

La miasis por *Cochliomyia hominivorax* (en este capítulo el gusano barrenador del Nuevo Mundo¹ [GBNM], *Cochliomyia hominivorax* ([Coquere]), y la miasis por *Chrysomya bezziana* (en este capítulo el gusano barrenador del Viejo Mundo¹ [GBVM]), *Chrysomya bezziana* Villeneuve, son parásitos estrictos de los mamíferos, incluido el ser humano, durante sus estados larvarios. Ambas especies se incluyen en la subfamilia *Chrysomyinae* de la familia *Calliphoridae* del orden *Diptera* (moscas verdaderas). Las larvas que se alimentan de la piel y de los tejidos subyacentes del hospedador originan heridas y un trastorno denominado miasis traumática, que puede ser mortal. La infestación se suele contraer en sitios con heridas previas, debidas a causas naturales o a las prácticas ganaderas, pero también pueden tener lugar en las mucosas de los orificios corporales.

Las moscas hembras son atraídas por las heridas, en cuyos bordes cada hembra deposita una media de 175 huevos (en el caso del GBVM) o 343 (en el caso del GBNM). Las larvas emergen al cabo de 12–24 horas e inmediatamente comienzan a alimentarse, adentrándose cabeza abajo en la herida. Después de un desarrollo que incluye tres fases larvarias y dos mudas, las larvas abandonan la herida y se dejan caer al suelo, en el que se adentran hasta llegar a la fase de pupa. La duración del ciclo de vida fuera del hospedador depende de la temperatura, siendo más corta cuanto mayor es la temperatura, y en los trópicos el ciclo completo puede terminar en menos de 3 semanas.

En general, se efectúa un tratamiento a base de aplicar insecticidas organofosforados en las heridas con infestación, tanto para matar a las larvas como para proporcionar una protección residual frente a la reinfestación. Las medidas preventivas incluyen la pulverización o el baño del ganado susceptible con compuestos organofosforados y, más recientemente, el uso de avermectinas (especialmente doramectina) en forma de inyecciones subcutáneas a los animales 'con riesgo'. También es una medida preventiva el control estricto de los desplazamientos de los animales fuera de las áreas afectadas.

Identificación del agente: Las larvas de GBNM y de GBVM se pueden confundir fácilmente entre sí y con las larvas de otros agentes causantes de miasis. Para lograr un diagnóstico exacto deben identificarse las larvas extraídas de la parte más profunda de las heridas infestadas. Las fases maduras del tercer estadio larvario son los más adecuados para este fin y los de GBNM se pueden identificar por sus troncos traqueales dorsales de pigmentación oscura, que se extienden desde el segmento duodécimo del organismo hasta el décimo o el noveno. Esta pigmentación es peculiar de las larvas del GBNM entre las especies que se pueden encontrar relacionadas con la miasis de las heridas. La confirmación del GBVM se basa en el reconocimiento de una combinación característica en la espinulación, el número de lóbulos de los espiráculos anteriores (4–6), y la pigmentación de las tráqueas secundarias.

En la fase adulta, las especies del género *Cochliomyia* se pueden distinguir de otros géneros relacionados con la miasis de las heridas confirmando el color metálico del cuerpo, que va de azul claro a verde, con tres rayas longitudinales oscuras presentes siempre en el tórax. En este capítulo se presenta la separación del GBNM de la muy similar *C. macellaria* y la identificación del GBVM adulto.

1 En este capítulo, el término 'Nuevo Mundo' se refiere a América del Norte, Central y del Sur, y el término 'Viejo Mundo' se refiere a Europa, África y Asia.

Pruebas serológicas. En la actualidad no hay pruebas serológicas aplicables, ni resultan apropiadas para la identificación de la enfermedad. No obstante, la serología puede tener un papel en el futuro en los estudios sobre la prevalencia de la miasis.

Requisitos para las vacunas y el material de diagnóstico. No se dispone de vacunas ni de productos biológicos, excepto el uso de moscas macho esterilizadas en la técnica del insecto estéril (SIT). En esta técnica, se liberan al medio de forma secuencial un gran número de moscas macho estériles, cuyo acoplamiento con las hembras produce huevos no fecundados, lo que conduce inicialmente a una reducción de la población y, progresivamente, a la erradicación.

A. INTRODUCCIÓN

La mosca del gusano barrenador del Nuevo Mundo (GBNM), *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel), y la mosca del gusano barrenador del Viejo Mundo, *Chrysomya bezziana* Villeneuve, son especies que pertenecen a dos géneros de la subfamilia Chrysomyinae de la familia de dípteros Calliphoridae (moscardas o moscas azules). Ambas especies son parásitos obligados de los mamíferos y, más raramente, de las aves. Las implicaciones zoonóticas son considerables porque el ser humano, sobre todo las personas de corta edad, las personas de edad avanzada y los enfermos pueden resultar infestados, con consecuencias graves y en ocasiones letales (Spradbery, 1994). Informes más recientes de casos humanos de miasis por gusanos barrenador causadas por *C. hominivorax* y por *C. bezziana* son los de Olea et al. (2014) y de Aggarwal et al. (2014), respectivamente. Pese a pertenecer a diferentes géneros y estar geográficamente separadas, ambas especies han evolucionado de forma notablemente paralela. Tienen ciclos vitales casi idénticos porque ocupan nichos idénticos de parasitismo en sus respectivas zonas geográficas. La siguiente exposición se refiere a ambas especies, excepto cuando se indique lo contrario.

A diferencia de la mayor parte de las demás especies de moscardas azules, la hembra adulta del gusano barrenador no deposita sus huevos en las inmundicias. En vez de eso, deposita los huevos en el borde de las heridas de mamíferos vivos con lesiones o en sus orificios corporales. Prácticamente cualquier herida resulta atractiva, bien sea natural (por peleas, depredadores, espigas, enfermedad, y picaduras de garrapatas e insectos) o producida por el hombre (en el esquiroleo, marcaje, castración, descornado, corte de rabo, y aplicación de crotales en las orejas). Las heridas naturales más frecuentemente infestadas son las de los ombligos de los animales recién nacidos y las regiones vulvares o perianales de sus madres, especialmente si presentan algún traumatismo. Si los huevos se depositan en las mucosas, las larvas pueden invadir las aberturas naturales del cuerpo, como los orificios nasales y los senos relacionados, las órbitas de los ojos, la boca, los oídos y los genitales.

En un plazo máximo de 12–24 horas tras la puesta de los huevos, las larvas emergen y comienzan a alimentarse de inmediato de los fluidos de las heridas y los tejidos subyacentes, penetrando de forma gregaria en las heridas con la cabeza hacia abajo en una posición típica de perforación. A medida que se alimentan desgarrando los tejidos con sus partes bucales en forma de gancho, la herida se agranda y se hace más profunda, originando una amplia destrucción tisular. A menudo, las heridas infestadas emiten un olor característico, que puede ser la primera indicación de que al menos un animal está infestado dentro de un grupo. Aunque el olor no siempre es percibido por los humanos, parece resultar muy atractivo para las hembras grávidas (Hall, 1995), que depositan más lotes de huevos incrementando así la extensión de la infestación. Una infestación grave sin tratamiento puede ocasionar la muerte del hospedador.

A los 5–7 días de la eclosión de los huevos, las larvas alcanzan la madurez después de tres fases de desarrollo separadas por dos mudas cuticulares que favorecen el rápido desarrollo. Detienen su alimentación y abandonan la herida, cayendo al suelo, donde se adentran y se convierten en pupa. La pupa se desarrolla dentro de un pupario, una estructura protectora en forma de tonel que se forma por el endurecimiento y oscurecimiento de la cutícula de la larva madura. Después de completar el desarrollo, la mosca adulta suele emerger del pupario por la mañana y consigue subir a la superficie del suelo, donde extiende sus alas para endurecerlas antes de volar. Los machos alcanzan la madurez sexual y son capaces de copular a las 24 horas, pero los ovarios de las hembras necesitan madurar durante 6–7 días, y las hembras sólo responden a los machos y copulan hacia los 3 días. Unos 4 días después de la cópula, la hembra está lista para la ovoposición. Busca un hospedador adecuado y deposita los huevos, todos orientados en la misma dirección, como las tejas de un tejado, y firmemente unidos entre sí y al substrato en el que se depositan. El número de huevos por puesta depende de muchos factores (por ejemplo, de la cepa de mosca, de las molestias que origine durante la ovoposición), pero la media de la primera puesta es del orden de 175 huevos en el caso del GBVM y de 343 en el caso del GBNM (Spradbery, 1994). Después de la primera

puesta, siguen otras a intervalos de 3–4 días (Thomas & Mangan, 1989). Las moscas adultas viven un promedio de 2–3 semanas en el campo alimentándose en las flores, y las hembras también toman proteínas, por ejemplo de los líquidos serosos de las heridas de animales y de animales en descomposición.

La velocidad de desarrollo de los estados inmaduros está influenciada por la temperatura ambiental y la de las heridas, siendo menor a bajas temperaturas, aunque no tiene lugar una verdadera diapausia. Este efecto es más pronunciado en la fase de pupa fuera del hospedador, cuya duración puede variar de 1 semana a 2 meses dependiendo de la estación (Laake *et al.*, 1936). Así, el ciclo de vida completo del GBNM puede ser de 2–3 meses en tiempo frío, mientras que en condiciones templadas con una temperatura media del aire de 22°C, se completa en 24 días (James, 1947), y en condiciones tropicales a 29°C se completa en unos 18 días (Thomas & Mangan, 1989).

El frío que pueden tolerar el GBNM y el GBVM tiene una influencia notable en sus distribuciones, lo que está mejor documentado en el caso del GBNM. Históricamente, el alcance del GBNM se extendía desde los estados del sur de los Estados Unidos de América (EE.UU.), a través de México, América Central, las islas del Caribe y los países de la parte norte de América del Sur hasta Uruguay, el norte de Chile y el de Argentina (James, 1947). Esta distribución se contraía durante los meses de invierno y se expandía durante los meses de verano, produciendo estacionalidad en su periferia y encontrándose a lo largo de todo el año en las zonas centrales – los trópicos del Nuevo Mundo. La utilización de la técnica del insecto estéril (SIT) en programas importantes ha conducido a la erradicación del GBNM de EE.UU., México, Curaçao, Puerto Rico, y las islas Virgin y, en América Central, de Guatemala, Belize, El Salvador, Honduras, Nicaragua, Costa Rica (Wyss, 2001) y Panamá. Panamá fue reconocido como país libre del GBNM en 2006 y se ha establecido una zona de barrera permanente principalmente en la provincia de Darien del este de Panamá. Esta barrera sirve de límite norte para el GBNM de las Américas. También se inició oficialmente un programa de erradicación del GBNM en Jamaica en Julio de 1998, como parte de un plan para eliminar la especie de todo el Caribe. En este programa surgió una serie de graves complicaciones debido a una compleja combinación de dificultades administrativas y técnicas (Vreysen *et al.*, 2007), que finalmente dieron lugar al fracaso del programa en la isla. Aunque el GBNM es una especie del Nuevo Mundo, en 1988 se detectó en el norte de África, en Libia, donde amenazó con establecerse firmemente. Sin embargo, fue erradicada en 1991 con una campaña intensiva de SIT (Lindquist *et al.*, 1992). La amenaza de extensión de los gusanos barrenadores, favorecida por los rápidos sistemas de transporte moderno, siempre está presente, y requiere una vigilancia constante mediante cuarentena y otras medidas frontales de sanidad animal y humana y oficiales médicos en las áreas no afectadas. Se han descrito casos de GBNM importados en México ni en EE.UU., ni siquiera en el Reino Unido.

En Florida, EE.UU, tuvo lugar un brote de GBNM en 2016-17, que se eliminó mediante el uso de la técnica SIT de cámaras de liberación desde el suelo. Los casos se describieron principalmente en fauna salvaje (sobre todo en ciervo de los cayos de Florida, *Odocoileus virginianus clavium*) y en unos pocos animales domésticos (perros, gatos y cerdos criados como mascotas) (USDA, 2017).

La distribución del GBVM está limitada al Viejo Mundo, como sugiere su nombre, principalmente a través de África (desde Etiopía y los países sub-saharianos hasta el norte de Sudáfrica), la región del Golfo de Oriente Medio, el subcontinente indio, y el sudeste asiático (desde el sur de China [Rep. Pop. De], a través de la península de Malasia y las islas de Indonesia y Filipinas hasta Papúa Nueva Guinea) (James, 1947; Sutherst *et al.*, 1989; Zumpt, 1965). En el año 2000 se describió por primera vez el GBVM en Hong Kong, donde infectó a perros, y en 2003 se describió un primer caso humano (Ng *et al.*, 2003). También se ha descrito la miasis por el GBVM en Argelia (Abed-Benamara *et al.*, 1997), en un pastor local, y en México (Romero-Cabello *et al.*, 2010). Sin embargo, en ausencia de otros casos descritos, en concreto en animales, sugiere que es improbable su presencia continuada en ninguna región, y los primeros casos podrían haberse identificado mal que, lo cual destaca la necesidad de identificar correctamente las muestras. La situación en la zona del Golfo y regiones circundantes es dinámica, con casos confirmados en Irán, Irak y, más recientemente, Yemen (Robinson *et al.*, 2009). Las epizootias de miasis traumáticas pueden ser consecuencia de las introducciones en tales áreas, sobre todo donde los propietarios de ganado y los veterinarios están poco familiarizados con la enfermedad (Siddig *et al.*, 2005). Las necesidades climáticas de las dos especies de gusanos barrenadores son muy semejantes y su distribución potencial, si no se limitara, se superpondría en gran medida (Sutherst *et al.*, 1989).

El tratamiento de las heridas infestadas suele basarse en la aplicación de insecticidas organofosforados, como el diclofenol, el fenclorol, teniendo en cuenta las precauciones de seguridad del fabricante (Graham, 1979; Spradbery *et al.*, 1994). El insecticida debe aplicarse a intervalos de 2 a 3 días hasta que la herida haya cicatrizado.

Se puede lograr una prevención de la infestación por larvas barrenadoras mediante pulverización o inmersión del ganado, por ejemplo, cuando algún animal está infestado, cuando atraviesan o abandonan un área infestada, o después de prácticas ganaderas que puedan inducir heridas en los animales, como el esquilado o la castración.

Para la prevención indirecta de la infestación por gusanos barrenadores se precisa lo siguiente: evitar las intervenciones que dejen heridas en la época del año en la que las moscas son numerosas, el manejo cuidadoso del ganado para minimizar las heridas, la eliminación de objetos punzantes (como alambres de espinas) de los corrales de ganado, y la utilización de medidas para reducir otros parásitos causantes de heridas, particularmente las garrapatas, como por ejemplo, por inmersión y mediante crotales de oreja impregnados de insecticida.

Tabla 1. Métodos analíticos disponibles y su propósito

Método	Propósito					
	Demostrar ausencia de infección en la población	Demostrar ausencia de infección en animales individuales antes de los desplazamientos	Contribuir a las políticas de erradicación	Confirmar casos clínicos	Determinar la prevalencia de la infección – vigilancia	Determinar el estado inmunitario en animales o poblaciones tras la vacunación
Identificación del agente						
Morfología	+++	+++	+++	+++	+++	-
Análisis de carbohidratos	-	-	-	+	-	-
Análisis de ADN mitocondrial	-	-	-	+	-	-
Detección de respuesta inmunitaria						
Serología	-	-	-	-	+	-

Clave: +++ = método recomendado para este propósito; ++ = método recomendado pero tiene limitaciones; + = método adecuado en muy pocas situaciones; - = no adecuado para este propósito

B. TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO

1. Identificación del agente patógeno

Resulta difícil la identificación morfológica de los huevos y las primeras fases de los agentes causantes de la miasis. Las larvas de estadio inicial enviadas a un laboratorio se pueden identificar mediante las descripciones y la clave de identificación proporcionadas por Szpila *et al.* (2014).

Las larvas recogidas para el diagnóstico deben tomarse de la parte más profunda de la herida para reducir la posibilidad de tomar especies distintas a las de los gusanos barrenadores, que podrían infestar las partes más superficiales de la herida. Las muestras vivas deben examinarse primero en cuanto a la pigmentación de los troncos traqueales dorsales (Figuras 1 y 4) y luego deben conservarse en etanol al 80% antes de examinarlas en el laboratorio en un microscopio de disección con hasta x50 aumentos (para técnicas adicionales, consúltese Hall & Smith, 1993; Spradbery, 1991; Zumpt, 1965). Lo que ocurre con la mayoría de soluciones conservantes es que si las larvas se introducen directamente, se contraen y oscurecen. La conservación óptima de las larvas en su estado natural extendido puede hacerse matándolas por inmersión en agua hirviendo (15–30 segundos) antes de conservarlas en etanol al 80%. Este método no tiene efectos negativos en la posterior extracción del ADN mitocondrial, amplificado por la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) (Wardhana *et al.*, 2012), pero debe tenerse en cuenta que podría influir en otras técnicas moleculares.

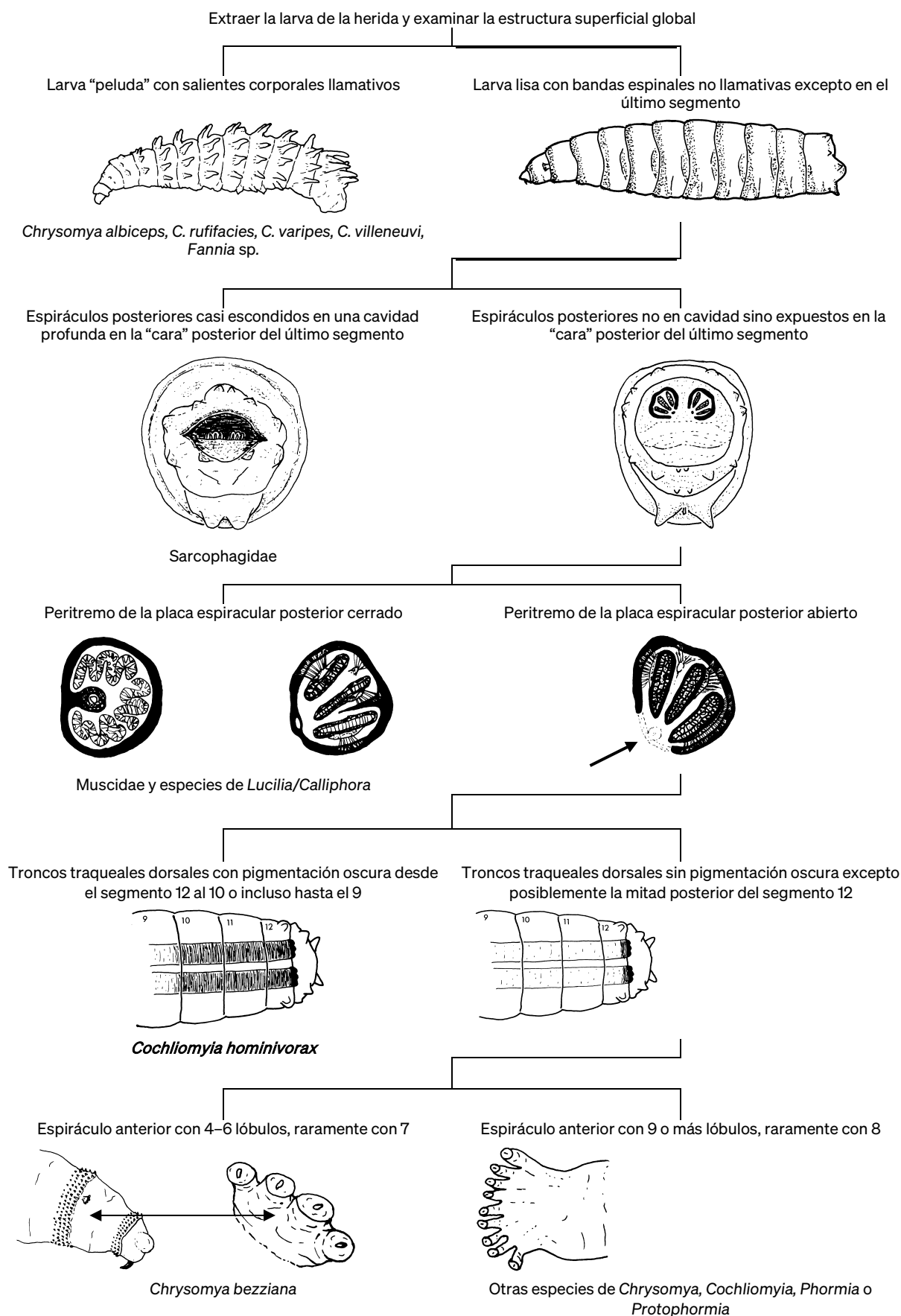


Fig.1. Clave de identificación para el diagnóstico de larvas del tercer estadio de *Cochliomyia hominivorax* y de *Chrysomya bezziana* de casos de miasis de las heridas. Para evitar errores de clasificación, es esencial que se use la clave desde el principio con cada muestra.



Fig. 2. Cabeza y los dos segmentos torácicos siguientes del tercer estadio larvario de *Cochliomyia hominivorax* (a la izquierda, vista al microscopio electrónico de barrido; el inserto es el espiráculo anterior de *Chrysomya bezziana*) y de *Chrysomya bezziana* (a la derecha, vista al microscopio compuesto de fondo claro; obsérvense las espigas espiculadas y que la preparación ha sido aclarada con KOH al 10% para facilitar la visión de los espiráculos anteriores a ambos lados del primer segmento torácico); ea = espiráculo anterior.

Las larvas de segunda fase tienen solo dos hendiduras espiraculares en cada una de las placas espiraculares posteriores, en comparación con las tres que tiene la tercera fase larvaria (Figuras 2 y 3). Las larvas de GBNM en segunda fase se pueden diagnosticar por la presencia de una pigmentación oscura en los troncos traqueales dorsales, que ocupa más o menos la mitad de la longitud del último segmento. Otras especies tienen una pigmentación de los troncos traqueales dorsales menos extensa; por ejemplo, tales troncos están pigmentados hasta no más de un tercio de su longitud en el segmento duodécimo de GBVM. Los espiráculos anteriores de la segunda fase larvaria del GBNM tienen de siete a nueve ramas, en comparación con las aproximadamente cuatro ramas que presentan en el GBVM (Kitching, 1974). Se puede obtener una identificación más positiva criando larvas vivas inmaduras hasta la tercera fase larvaria. Esto se hace en el medio estándar de carne utilizado para la cría a gran escala del GBNM antes de la introducción de dietas en gel, es decir, para un litro de agua, 1,3 kg de carne picada de caballo, 50 g de sangre bovina seca y 1,5 ml de formalina (Taylor & Mangán, 1987), mezclado y mantenido a 35–38°C en una humedad relativa del 70%. En el caso de criar larvas simplemente para la identificación, el tipo exacto de carne y de sangre no es esencial, y se puede utilizar sangre fresca, que es más fácil de conseguir, en lugar de la sangre seca.

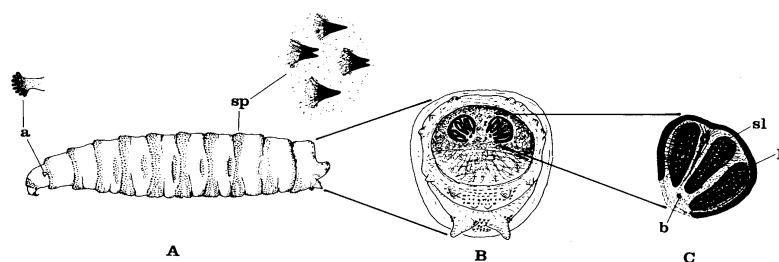


Fig.3. Características la larva de tercer estadio de *Cochliomyia hominivorax*: (A) aspecto lateral de la larva completa; (B) cara posterior del segmento terminal; (C) placa espiracular posterior; a = espiráculo anterior; b = botón adyacente a la abertura del peritremo; p = peritremo; sl = hendidura espiracular; sp = espigas). (Según Laake et al. [1936])

Las larvas de tercer estadio tanto de GBNM como de GBVM tienen un aspecto robusto típico de gusano, con un cuerpo cilíndrico de 6–17 mm de largo y 1,1–3,6 mm de diámetro, afilado en el extremo anterior (Laake et al., 1936; Spradbery, 1991). Las larvas completamente maduras de GBNM y GBVM desarrollan un tenue color rosado frente

al blanco cremoso de las larvas más jóvenes. Ambas especies de larvas perforadoras tienen anillos prominentes de espinas alrededor del cuerpo y estas espinas aparecen como largas y llamativas bajo el microscopio en comparación con las de especies no perforadoras, siendo las más largas de 130 μm . Las espinas del GBNM pueden tener punta sencilla o doble, pero en el GBVM la punta siempre es sencilla como una espina (Figura 2). Cada uno de los espiráculos anteriores de GBNM tiene de seis a once ramas bien separadas, normalmente de siete a nueve (Figura 2). En el GBVM, cada espiráculo anterior tiene de tres a siete ramas, normalmente de cuatro a seis (Figura 2). Este último carácter no debe utilizarse como propio para identificar el GBVM, pues las larvas de tercera fase de la especie causante de miasis *Wohlfahrtia magnifica* (Diptera: Sarcophagidae), cuya distribución se superpone con el GBVM en el Oriente Medio, tiene espiráculos con ramificación similar. Por lo tanto, al utilizar cualquier clave de identificación, como la de la Figura 1, es esencial que cada muestra se contraste con toda la clave para evitar identificaciones erróneas. En la cara posterior del segmento terminal del GBNM y del GBVM, todas las placas espiraculares posteriores tienen un peritremo incompleto y con pigmentación oscura que encierra parcialmente tres aberturas rectas, con perfil ligeramente ovalado, que apuntan hacia el hueco en el peritremo. Estas características diagnósticas se ilustran en la Figura 3. De mayor valor diagnóstico son los troncos traqueales, que se extienden hacia delante desde las placas espiraculares posteriores y están pigmentadas de negro hasta el segmento décimo o noveno en el GBNM (figura 1; véanse también Hall & Smith, 1993; James, 1947; Spradbery, 1991; Zumpt, 1965 para las claves de identificación). Esta característica se ve más fácilmente en las larvas vivas. Las mantenidas en conservantes pueden requerir una disección para extraer los tejidos opacos que tapan los troncos. Los troncos traqueales dorsales del GBVM solo están pigmentados en el segmento duodécimo. Sin embargo, en el GBVM las tráqueas secundarias que se ramifican a partir de los troncos traqueales dorsales están pigmentadas desde el segmento decimosegundo hacia delante hasta al menos el segmento décimo (confirmado en muestras de diversa distribución, de Malasia, Bahrain y Zimbabwe; M.J.R. Hall, datos no publicados). Por el contrario, estas tráqueas secundarias no están pigmentadas en el GBNM, y solo lo están las tráqueas dorsales. Por tanto, la pigmentación traqueal parece casi invertida en las dos especies de gusanos barrenadores (Figura 4).

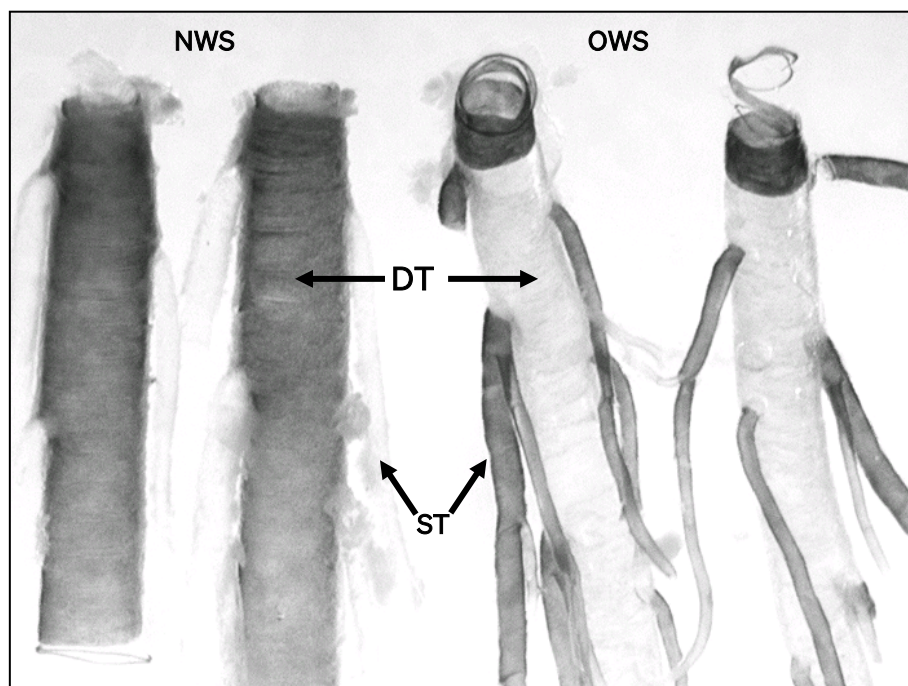


Fig. 4. Troncos traqueales dorsales de la larva de tercera fase de *Cochliomyia hominivorax* (izquierda) y de *Chrysomya bezziana* (derecha) diseccionados desde los espiráculos posteriores (arriba) hasta el noveno segmento abdominal (abajo). Nótase que la pigmentación de los principales troncos dorsales (DT) y de las tráqueas secundarias más pequeñas (ST) está casi invertida en las dos especies.

Adultos: Las moscas adultas necesarias para la identificación se suelen capturar utilizando trampas orientadas al viento (Broce et al., 1977) y trampas pegajosas (Spradbery, 1991) cebadas con una sustancia olorosa sintética (Mackley & Brown, 1984). Una trampa masiva modificada combinada con una sustancia atrayente recientemente desarrollada atrapó de media 3,1 veces más GBVM que una trampa pegajosa cebada con el cebo anterior, y fue más selectiva del GBVM (Urech et al., 2012). Mediante PCR en tiempo real puede detectarse GBVM en este tipo de

trampas masivas para moscas incluso cuando la prevalencia es de apenas un GBVM por cada 1.000 moscas de otros tipos (Jarrett et al., 2010).

Para fines de investigación, se han usado sistemas de muestreo alternativos con mallas de electrocución o superficies adherentes en objetivos visuales cebados con olor (Hall, 1995). La identificación de las moscas adultas no suele ser necesaria para el diagnóstico de la miasis, ya que los estados larvarios son los más evidentes para los propietarios de ganado y el personal veterinario. No obstante, se incluye una breve descripción.

- i) **GBNM:** La longitud del cuerpo suele ser de 8–10 mm, con tres bandas longitudinales oscuras en la superficie dorsal del tórax. Aunque esta mosca en general puede ser de un color metálico entre azul y verde azulado, el color varía y puede oscilar entre azul claro y verde. Esta combinación de color y bandeado no la presenta ninguna otra especie normalmente implicada en las miasis de las heridas, a excepción del gusano barrenador del Nuevo Mundo secundario, *Cochliomyia macellaria* (Fabricius). Estas dos especies de *Cochliomyia* se pueden distinguir por la presencia de sétulas negras en las placas fronto-orbitales de la cabeza del GBNM en comparación con los escasos pelos amarillos que presenta en dicha zona *C. macellaria*. El quinto terguito abdominal del GBNM (el cuarto visible) tiene un aspecto lateral muy ligeramente polvoriento, mientras que el de *C. macellaria* presenta una densa carga de suciedad que produce un par de manchas laterales distinguibles de aspecto blanco plateado. Además, las hembras del GBNM tienen una basicosta oscura de tono negro marrón, que en *C. macellaria* es amarilla (Figura 5; véanse también Dear, 1985; Laake et al., 1936; Spradbery, 1991).
- ii) **GBVM:** El cuerpo mide hasta 10 mm de largo y tiene un color metálico azul, azul-verdoso o azul-púrpura, es decir, es muy similar al GBNM, pero sin las bandas torácicas. La escama alar inferior (s, en la figura 5) difiere también de la del GBNM, en que está cubierta por pelos finos en su parte superior en el GBVM y otras especies de *Chrysomya*, mientras que en el GBNM carece de pelos, excepto en la base. Los adultos del GBVM se pueden distinguir de otras *Chrysomya* en casos de miasis mediante la combinación de la presencia de los espiráculos torácicos anteriores, que están coloreados de marrón oscuro o naranja oscuro (en vez de amarillo pálido, color crema o blanco) y las escamas alares inferiores, de color blanco céreo (en vez de marrón oscuro o gris sucio) (Spradbery, 1991; Zumpt, 1965).

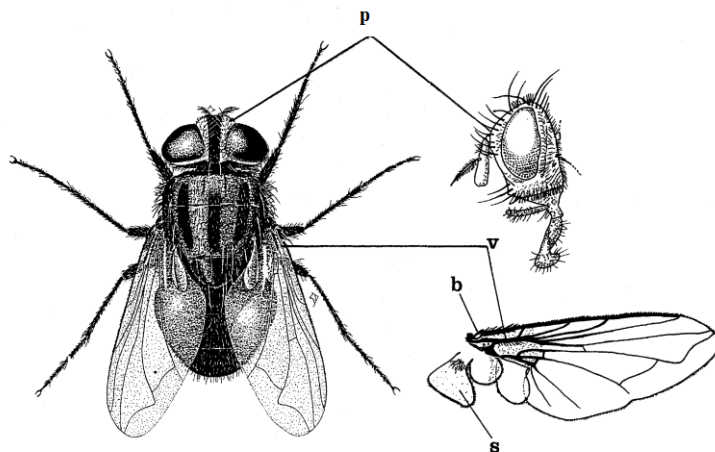


Fig. 5. Características de *Cochliomyia hominivorax* en fase adulta; nótese las barras torácicas longitudinales; b = basicosta; p = placa fronto-orbital, vista desde arriba en la *Cochliomyia hominivorax* completa y lateralmente en la cabeza de una mosca típica de la familia *Calliphoridae*; s = escama alar inferior, con superficie sin pelo excepto en la base; v = vena mayor con pelos en la superficie dorsal posterior.

Además de las técnicas morfológicas estándar comentadas previamente, hay otras más recientes para la identificación de los gusanos barrenadores y de su origen geográfico, que incluyen el análisis de hidrocarburos de la cutícula (Spradbery, 1991) y el análisis del ADN mitocondrial (Fresia et al., 2011; Wardhana et al., 2012). Los problemas de identificación de larvas o adultos en los casos de miasis se pueden dirigir al Laboratorio de

Referencia de la OIE para la Miasis por gusano barrenador del Nuevo Mundo o al Centro de colaboración sobre insectos causantes de miasis y su identificación², de la FAO.

2. Pruebas serológicas

No existen en la actualidad pruebas serológicas estandarizadas, ni están indicadas para el diagnóstico de la enfermedad. Sin embargo, varios estudios experimentales han mostrado que las técnicas serológicas tienen un valor potencial en futuras investigaciones sobre la prevalencia de las infestaciones de los gusanos barrenadores en las poblaciones de animales para detectar los anticuerpos correspondientes después de la infestación (Thomas & Pruett, 1992).

C. REQUISITOS PARA LAS VACUNAS Y EL CONTROL BIOLÓGICO

Actualmente no se dispone de productos biológicos como vacunas. Sin embargo, están en marcha investigaciones para el desarrollo de posibles vacunas (Sukarsih Partoutomo *et al.*, 2000). El único método probado de erradicación del GBNM se basa en una técnica biológica, la técnica del insecto estéril, SIT (Lindquist *et al.*, 1992), que también se ha aplicado experimentalmente en el caso del GBVM (Spradbery, 1994). En esta técnica, se liberan al campo secuencialmente grandes cantidades de moscas macho en su fase de pupa última que han sido esterilizadas por radiaciones gamma o rayos x. Cualquier apareamiento con moscas hembra origina solo huevos que no son fértiles, provocando una reducción progresiva de la población y, finalmente, su erradicación. En situaciones operativas, la técnica SIT se respalda con un tratamiento con insecticidas de las heridas infestadas en el ganado por los gusanos barrenadores, con el control estricto del movimiento del ganado, con cuarentena de los animales infestados y con una campaña activa de publicidad. La técnica SIT resulta muy cara por el coste de la producción continua y la dispersión aérea de las moscas estériles. Históricamente, solo se ha considerado rentable cuando se utiliza como una estrategia de erradicación en situaciones donde la geografía puede favorecer tal programa (Lindquist *et al.*, 1992). Actualmente, solo existe un centro de producción de ejemplares adultos estériles de gusano barrenador del Nuevo Mundo, situado en Pacora, Panamá³.

BIBLIOGRAFÍA

- ABED-BENAMARA M., ACHIR I., RODHAIN F. & PEREZ-EID C. (1997). Premier cas algérien d'otomyiase humaine à *Chrysomya bezziana*. *Bull. Soc. Pathol. Exot. Filiales*, **90**, 172–175.
- AGGARWAL A., DANIEL M.J., SHETTY R.S., KUMAR B.N., SUMALATHA C.H., SRIKANTH E., RAI S. & MALIK R. (2014). Oral myiasis caused by *Chrysomya bezziana* in anterior maxilla. *Case Rep. Dent.*, **2014**, 518427. <http://doi.org/10.1155/2014/518427>
- BROCE A.B., GOODENOUGH J.L. & COPPEDGE J.R. (1977). A wind-oriented trap for screwworm flies. *J. Econ. Entomol.*, **70**, 413–416.
- DEAR J.P. (1985). A revision of the New World Chrysomyini (Diptera: Calliphoridae). *Rev. Bras. Zool.*, **3**, 109–169.
- FRESIA P., LYRA M. L., CORONADO A. & AZEREDO-ESPIN A. M. L. DE (2011). Genetic structure and demographic history of New World screwworm across its current geographic range. *J. Med. Entomol.*, **48**, 280–290.
- GRAHAM O.H. (1979). The chemical control of screwworms: a review. *Southwest. Entomol.*, **4**, 258–264.
- HALL M.J.R. (1995). Trapping the flies that cause myiasis: their responses to host-stimuli. *Ann. Trop. Med. Parasitol.*, **89**, 333–357.
- HALL M.J.R. & SMITH K.G.V (1993). Diptera causing myiasis in man. In: Medical Insects and Arachnids, Lane R.P. & Crosskey R.W., eds. Chapman & Hall, London, UK, 429–469.

2 Departamento de Ciencias Biológicas, The Natural History Museum, Cromwell Road, Londres SW7 5BD, Reino Unido. Fax: +44.207.942.5229. E-mail: m.hall@nhm.ac.uk

3 Para más información, contactar con: USDA/APHIS, 4700 River Road, Riverdale, Maryland 20737, EE.UU.

- JAMES M.T. (1947). The Flies that Cause Myiasis in Man. United States Department of Agriculture Miscellaneous Publication No. 631, USDA, 175 pp.
- JARRETT S., MORGAN J.A.T., WLODEK B.M., BROWN G.W., URECH R., GREEN P.E. & LEW-TABOR A.E. (2010). Specific detection of the Old World screwworm fly, *Chrysomya bezziana*, in bulk fly trap catches using real-time PCR. *Med. Vet. Entomol.*, **24**, 227–235.
- KITCHING R.L. (1974). The immature stages of the Old-World screw-worm fly, *Chrysomya bezziana* Villeneuve, with comparative notes on other Australasian species of *Chrysomya* (Diptera, Calliphoridae). *Bull. Entomological Res.*, **66**, 195–203.
- LAAKE E.W., CUSHING E.C. & PARISH H.E. (1936). Biology of the Primary Screw Worm Fly, *Cochliomyia americana*, and a Comparison of its Stages with those of *C. macellaria*. United States Department of Agriculture, Technical Bulletin No. 500, USA, 24 pp.
- LINDQUIST D.A., ABUSOWA M. & HALL M.J.R. (1992). The New World screwworm fly in Libya: a review of its introduction and eradication. *Med. Vet. Entomol.*, **6**, 2–8.
- MACKLEY J.W. & BROWN H.E. (1984). Swormlure-4: a new formulation of the Swormlure-2 mixture as an attractant for adult screwworms, *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae). *J. Econ. Entomol.*, **80**, 629–635.
- NG K.H.L., YIP K.T., CHOI C.H., YEUNG K.H., AU YEUNG T.W., TSANG A.C.C., CHOW L. & QUE T.L. (2003). A case of oral myiasis due to *Chrysomya bezziana*. *Hong Kong Med. J.*, **9**, 454–456.
- OLEA M.S., CENTENO N., AYBAR, C.A.V., ORTEGA, E.S., OLEA L. & JURI M.J.D. (2014). First report of myiasis caused by *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae) in a diabetic foot ulcer patient in Argentina. *Korean J. Parasitol.*, **52**, 89–92.
- ROBINSON A.S., VREYSEN M.J.B., HENDRICHS J. & FELDMANN U. (2009). Enabling technologies to improve area-wide integrated pest management programmes for the control of screwworms. *Med. Vet. Entomol.*, **23**, S1, 1–7.
- ROMERO-CABELLO R., CALDERÓN-ROMERO L., SÁNCHEZ-VEGA J.T., TAY J. & ROMERO-FEREGRINO R. (2010). Cutaneous myiasis caused by *Chrysomya bezziana* larvae, Mexico. *Emerg. Infect. Dis.*, **16**, 2014–2015.
- SIDDIG A., AL JOWARY S., AL IZZI M., HOPKINS J., HALL M.J.R. & SLINGENBERGH J. (2005). Seasonality of Old World screwworm myiasis in the Mesopotamia valley in Iraq. *Med. Vet. Entomol.*, **19**, 140–150.
- SPRADBERY J.P. (1991). A Manual for the Diagnosis of Screw-worm Fly. Commonwealth Scientific and Industrial Research Organization (CSIRO) Division of Entomology, Canberra, Australia, 64 pp.
- SPRADBERY J.P. (1994). Screw-worm fly: a tale of two species. *Agric. Zoo. Rev.*, **6**, 1–62.
- SUKARSIH PARTOUTOMO S., SATRIA E., WIJFFELS G., RIDING G., EISEMANN C. & WILLADSEN P. (2000). Vaccination against the Old World screwworm fly (*Chrysomya bezziana*). *Parasite Immunol.*, **24**, 545–552.
- SUTHERST R.W., SPRADBERY J.P. & MAYWALD G.F. (1989). The potential geographical distribution of the Old World screwworm fly, *Chrysomya bezziana*. *Med. Vet. Entomol.*, **3**, 273–280.
- SZPILA K., HALL M.J.R., WARDHANA A.H. & PAPE T. (2014). Morphology of the first instar larva of obligatory traumatic myiasis agents (Diptera: Calliphoridae, Sarcophagidae). *Vet. Parasitol.*, **113**, 1629–1640.
- TAYLOR D.B. & MANGAN R.L. (1987). Comparison of gelled and meat diets for rearing screwworm, *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae), larvae. *J. Econ. Entomol.*, **80**, 427–432.
- THOMAS D.B. & MANGAN R.L. (1989). Oviposition and wound-visiting behavior of the screwworm fly, *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae). *Ann. Entomol. Soc. Am.*, **82**, 526–534.
- THOMAS D.B. & PRUETT J.H. (1992). Kinetic development and decline of antiscrewworm (Diptera: Calliphoridae) antibodies in serum of infested sheep. *J. Med. Entomol.*, **29**, 870–873.

URECH R., GREEN P.E., BROWN G.W., SPRADBERY J.P., TOZER R.S., MAYER D.G. & TACK KAN Y. (2012). Field assessment of synthetic attractants and traps for the Old World screwworm fly, *Chrysomya bezziana*. *Vet. Parasitol.*, **187**, 486–490.

UNITED STATES DEPARTMENT OF AGRICULTURE (USDA) (2017). Final report for the APHIS Veterinary Services Response to the 2016–2017 outbreak of New World Screwworm (NWS) in Florida. Veterinary Services, Animal Plant Health Inspection Service (APHIS), USDA, 30 May, 2017. 42 pp.

VREYSEN M.J.B., GERARDO-ABAYA J. & CAYOL J.P. (2007). Lessons from area-wide integrated pest management (AW-IPM) programmes with an SIT component: an FAO/IAEA perspective. *In: Area-Wide Control of Insect Pests. From Research to Field Implementation*, Vreysen M.J.B., Robinson A.S. & Hendrichs J., eds. IAEA, Springer, the Netherlands.

WARDHANA A.H., HALL M.J.R., MAHAMDALLIE S.S., MUHARSINI S., CAMERON M.M. & READY P.D. (2012). Phylogenetics of the Old World screwworm fly and its significance for planning control and monitoring invasions in Asia. *Int. J. Parasitol.*, **42**, 729–738.

WYSS J.H. (2001). Screwworm eradication in the Americas. Proceedings of the 19th Conference of the OIE Regional Commission for Europe, Jerusalem (Israel), 19–22 September 2000, Office International des Epizooties, Paris, France, 239–244.

ZUMPT F. (1965). *Myiasis in Man and Animals in the Old World*. Butterworths, London, UK, 267 pp.

*
* *

NB: Existen un Laboratorio de Referencia para la miasis por *Cochliomyia hominivorax*
(puede consultarse la página web de la OIE:

<https://www.woah.org/es/que-ofrecemos/red-de-expertos/laboratorios-de-referencia/#ui-id-3>)

Para más información sobre pruebas de diagnóstico, reactivos y vacunas para la miasis por *Cochliomyia hominivorax*, por favor contacte con los Laboratorios de Referencia de la OIE.

NB: ADOPTADO POR PRIMERA VEZ EN 1991 COMO EL GUSANO BARRENADOR DEL NUEVO MUNDO; ADOPTADO POR PRIMERA VEZ CON TÍTULO ACTUAL EN 2000. ÚLTIMAS ACTUALIZACIONES ADOPTADAS EN 2019.