

**MANUAL**  
**PARA EL CONTROL DE LA MOSCA DEL**  
**GUSANO BARRENADOR DEL GANADO**

***Cochliomyia hominivorax* (Coquerel)**

**VOLUMEN 1**



**ORGANIZACION DE LAS NACIONES UNIDAS PARA LA AGRICULTURA Y LA ALIMENTACION**  
**Roma, 1993**

## PREFACIO

La reciente aparición de la mosca del gusano barrenador del ganado, *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel), en el continente africano es causa de grave preocupación por el futuro de las poblaciones de animales domésticos y salvajes, preocupación que tal vez debería extenderse a la población animal de los países mediterráneos adyacentes de Europa y del Cercano Oriente.

Este insecto díptero es un parásito obligado de todos los animales de sangre caliente (incluido el hombre) porque necesita de tejidos vivos en las etapas larvarias de su ciclo vital, y es así una de las causas principales de miasis. En su hábitat natural, antes restringido a las zonas tropicales y subtropicales del continente Americano, se reconoce que la mosca del gusano barrenador del ganado impone limitaciones considerables a la producción ganadera. Las pérdidas anuales en el Estado de Texas se han estimado en 300 millones de dólares EE.UU., y así justifican la iniciación de una gran campaña conjunta de erradicación de los Estados Unidos y México.

Hay varias especies de dípteros que, como la mosca del gusano barrenador del ganado, son parásitos obligados causantes de miasis; pero, con la posible excepción de *Chrysomya bezziana*, la mosca del gusano barrenador del Viejo Mundo, ninguna otra puede ser considerada parásito de importancia económica tan grande para la producción ganadera.

La introducción reciente de *C. hominivorax* en África está restringida por el momento a un territorio relativamente pequeño del norte de África. Si en vez de contenerla dentro de los límites actuales se permite su difusión a las zonas altamente productivas al sur del desierto de Sahara, las consecuencias para la ganadería y los animales salvajes podrían ser desastrosas, especialmente para los animales salvajes, que no se benefician de la prevención y el tratamiento que resultan de la intervención del hombre. Es previsible que también los seres humanos se verán directamente afectados por la enfermedad.

La distribución restringida actual del parásito en África ofrece la posibilidad de su erradicación siempre que se actúe inmediatamente en este sentido. En cambio, si se deja que la mosca se difunda, las posibilidades de erradicarla disminuirán y la continua presencia del parásito constituirá una nueva y pesada carga para el desarrollo económico de todo el continente.

La introducción accidental de esta plaga exótica en África demuestra que en este mundo cada vez más pequeño es necesaria la cooperación internacional en la ejecución de medidas de prevención y control de enfermedades. Para la ejecución de estas medidas, la FAO, como el organismo técnico internacional competente, puede desempeñar un papel importante difundiendo información y coordinando actividades nacionales e internacionales vitales para el control de los agentes patógenos. La Organización ha comenzado a trabajar en el norte de África, en cooperación con organismos nacionales, en la elaboración de programas regionales y nacionales para prevenir, combatir y finalmente eliminar la mosca del gusano barrenador del ganado.

La FAO considera que dentro de estos programas la formación de personal nacional a todos los niveles debe tener alta prioridad. Por tanto, este manual se ha preparado principalmente para apoyar las actividades de capacitación que se desarrollan en toda la región. Es de esperar que también sirva de guía al personal veterinario de otros países en que la miasis de la mosca del gusano barrenador del ganado es endémica y de países que están en peligro por su situación geográfica o porque importan animales de países infestados.

La FAO desea expresar su agradecimiento a la Comisión México-Americana para la Erradicación del Gusano Barrenador del Ganado, que suministró parte de la información contenida en el manual, y reconocer las contribuciones de los principales autores, el Dr. M. Vargas, de la Comisión México-Americana para la Erradicación del Gusano Barrenador del Ganado, y el Dr. M.J. Hall, del Museo Británico (Historia Natural). La revisión final estuvo a cargo del Sr. B.S. Hursey, oficial de sanidad animal perteneciente al Servicio de Sanidad Animal de la FAO.

H.A. Jasiorowski  
Director  
Dirección de Producción y  
Sanidad Animal  
FAO, Roma

## INDICE

PREFACIO.....	1
INDICE.....	3
INTRODUCCIÓN .....	5
CAPITULO I.....	7
BIOLOGIA .....	7
1.1    DISTRIBUCION GEOGRAFICA .....	7
1.2    EL CICLO VITAL .....	8
1.3    TECNICAS DE CULTIVO EN LABORATORIO.....	12
CAPITULO 2.....	14
IDENTIFICACIÓN.....	14
2.1    EL ADULTO .....	14
2.2    EL HUEVO.....	15
2.3    LA LARVA.....	16
2.3.1    La larva del primer estadio .....	17
2.3.2    Larva del segundo estadio .....	18
2.3.3    La larva del tercer estadio.....	19
2.4    LA PUPA .....	22
2.5    CLAVES DE IDENTIFICACIÓN.....	22
2.5.1.    Clave para la identificación de larvas del tercer estadio .....	23
2.5.2    Clave para la identificación de adultos .....	27
2.5.3    Resumen de los caracteres que se usan para separar Cochliomyia de otros géneros:.....	30
a)    LUCILIA.....	30
b)    CALLIPHORA .....	30
c)    CHRYSOMYA .....	30
d)    SARCOPRAGIDAE .....	30
2.6    TECHICAS DE LABORATORIO PARA EL EXAMEN DE ESPECIMENES.....	31
2.6.1.    Generalidades .....	31
2.6.2    El huevo .....	32
2.6.3.    La larva .....	32
2.6.4    El pupario .....	33
2.6.5.    El adulto.....	33
CAPITULO 3.....	34
MIASIS .....	34
3.1    DIAGNOSTICO .....	34
3.1.1    Agentes de miasis de herida.....	34
3.2.    PATOLOGIA.....	35
3.3    PRINCIPIOS DEL TRATAMIENTO.....	36
3.3.1    Insecticidas .....	36
3.3.2    Técnicas de aplicación.....	37
3.3.3.    manejo y uso de Insecticidas .....	40
3.4    CONTROL DE LA ENFERMEDAD Y SU PREVENCIÓN.....	41
3.4.1.    Medidas de control .....	41

3.4.2	Medidas de prevención, propietarios y cuidadores de ganado .....	42
3.4.3	Prevención y control a nivel nacional.....	43
3.5.	CONTENCION DE LA ENFERMEDAD .....	43
3.5.1	Movimiento del ganado y cuarentena.....	43
3.6	ERRADICACION DE LA MOSCA DEL GUSANO BARRENADOR DEL GANADO .....	45
3.7	NOTIFICACION DE LA ENFERMEDAD.....	46
3.8	NECESIDADES DE INVESTIGACIÓN .....	49
CAPITULO 4 .....		50
ESTUDIOS .....		50
4.1	ESTUDIOS .....	50
4.2	ESTUDIOS SOBRE LAS LARVAS .....	50
4.3	ESTUDIOS SOBRE MASAS DE HUEVOS .....	55
4.4	ESTUDIOS SOBRE LAS MOSCAS ADULTAS .....	55
4.4.1.	Trampas .....	56
CAPITULO 5 .....		61
CONSIDERACIONES ECONOMICAS .....		61
5.1	ECONOMIA .....	61
RECONOCIMIENTOS.....		63
BIBLIOGRAFIA RECOMENDADA.....		64

## INTRODUCCIÓN

Se llama miasis a la infestación de animales vivos por diversas especies de larvas de insecto que se alimentan de sus tejidos. La mosca del gusano barrenador del ganado, cuyo nombre científico es *Cochliomyia hominivorax* (coquerel), es uno de los principales agentes causales de esta enfermedad parasitaria, por ser parásito voraz y obligado de, los animales de sangre caliente. La miasis causada específicamente por *C. hominivorax* suele llamarse "cochliomiasis" para diferenciarla de otras infestaciones.

En contraste con otros dípteros causantes de miasis pero que se alimentan de tejido muerto (parásitos facultativos), la mosca del gusano barrenador del ganado (parásito obligado) necesita tejidos vivos para la supervivencia y el desarrollo de las etapas larvarias de su ciclo de vida.

El gusano barrenador del ganado es la etapa larvaria de la mosca, *C. hominivorax* (Coquerel), la cual parasita a los animales de sangre caliente, incluidos los seres humanos. Hasta hace poco estaba limitado al Nuevo Mundo, donde se le localizaba desde el sur de México al norte de la Argentina y el Uruguay y en algunas islas del Caribe. Sin embargo, en 1988 se encontró en el norte de África, en Libia cerca de Trípoli, aunque su identificación no se confirmó hasta 1989. Desde entonces se han notificado otros casos en Libia, pero ninguno hasta ahora (septiembre de 1989) en los países limítrofes.

Se desconoce como llega el gusano barrenador del ganado al norte de África,, pero es probable que llegaron con un envío de animales domésticos infestados procedente de las zonas que son naturalmente endémicas. El uso creciente del transporte rápido en la segunda mitad de este siglo ha facilitado la difusión de muchas especies de plagas de insectos. El gusano barrenador del ganado se introdujo en el Canadá con bovinos infestados, pero la población establecida no pudo sobrevivir el invierno. Tampoco faltan precedentes del transporte de moscas califóridas de un continente a otro. Cuatro especies de moscas del Viejo Mundo del género *Chrysomya*, que es análogo al género americano *Cochliomyia*, se han establecido en América del Sur en los últimos diez años. De igual manera, larvas vivas de *C. hominivorax* procedentes del Brasil se introdujeron accidentalmente en Francia en la oreja herida de un perro. Fueron extraídas antes de llegar a su madurez y cultivadas hasta la etapa adulta en un laboratorio cerca de París.

La mosca del gusano barrenador del ganado es inofensiva, pero las hembras depositan los huevos en las heridas de los mamíferos. Los gusanos, o larvas, que emergen comienzan inmediatamente a alimentarse del tejido vivo penetrando en la herida, que se agranda a medida que las larvas se alimentan. Las infestaciones del gusano barrenador pueden dañar e incapacitar gravemente a los animales, que suelen morir si no se los da tratamiento.

El gusano barrenador del ganado ha afectado gravemente a la ganadería americana, y especialmente al ganado vacuno. Las heridas causadas por el descorne, la castración, el marcado a hierro, las picaduras de garrapatas y, en particular, el parto son muy atractivas para la oviposición de las hembras. En gran parte de América se considera que *C. hominivorax* es la principal plaga de insectos del ganado, y entre las de artrópodos viene en segundo lugar, inmediatamente después de la garrapata. Las pérdidas económicas producidas por el gusano barrenador son grandes, porque aunque los animales afectados no siempre mueren, su susceptibilidad a otras enfermedades aumenta, la producción de carne y leche disminuye y el cuero queda dañado. Además, el costo de

la mano de obra necesaria para la inspección y tratamiento del ganado y el costo de los tratamientos mismos pueden ser muy altos. Los animales salvajes probablemente sufren un efecto aún más devastador porque son inmanejables y no pueden beneficiarse de las medidas de tratamiento y protección de que gozan los animales domesticados.

Cuando se reúnen las condiciones favorables de huésped y clima, el potencial crecimiento de la población del gusano barrenador es considerable. Las larvas pueden ser transportadas a grandes distancias. Las heridas del ganado, y las moscas pueden desplazarse hasta 290 Km en menos de dos semanas. Cada hembra puede poner varias masas de huevos durante su vida.

Por tanto, las prácticas recomendadas en este manual para el diagnóstico, tratamiento, control y posible erradicación del parásito y de la enfermedad son inicialmente resultado de los muchos años de investigación y experiencia en la región americana. Sin embargo, los estudios científicos y las pruebas de campo futuros pueden conducir a modificar estas técnicas para adaptarlas a las condiciones locales de las nuevas zonas de infestación.

## CAPITULO I

### BIOLOGIA

La mosca del gusano barrenador del ganado es un insecto del orden de los dípteros (término que significa dos alas en latín). Dentro de ese orden la clasificación es la siguiente:

Orden:	Diptera
Suborden:	Cyclorrhapha
División:	Schizophora
Sección:	Calypttratae
Superfamilia:	Oestroidea
Familia:	Calliphoridae
Subfamilia:	Chrysomyinae
Tribu:	Chrysomyini
Género:	Cochliomyia
Especie:	hominivorax (Coquerel)

La nomenclatura de la mosca del gusano barrenador del ganado tiene una historia que ha sido fuente de alguna confusión. En primer lugar, el género *Cochliomyia* también se ha llamado *Callitroga*. En segundo lugar, la especie se ha llamado también *Lucilia hominivorax*, *Calliphora infesta*, *Calliphora anthropophaga*, *Somomyia fulvobarbata* y *Cochliomyia americana*.

El género *Cochliomyia* contiene sólo tres especies más, *minima*, *aldrichi* y *macellaria*, todas restringidas hoy al Nuevo Mundo. *Cochliomyia macellaria* se reproduce en carroña pero puede convertirse en agente facultativo de miasis. Su semejanza con *Cochliomyia hominivorax* ha ocasionado muchas identificaciones equivocadas.

#### 1.1 DISTRIBUCION GEOGRAFICA

*C. hominivorax* es endémica de las regiones tropicales y subtropicales del Nuevo Mundo (América del Norte, Central y del Sur y las islas del Caribe). Su distribución está principalmente determinada por su incapacidad de sobrevivir en climas fríos persistentes. Los climas calurosos y húmedos son óptimos, los climas secos prolongados calurosos o fríos son subóptimos. La actividad disminuye por debajo de los 21°C y la mosca no puede sobrevivir en zonas en que la temperatura media es inferior a 9°C durante 3 meses consecutivos del año, o a 12°C durante 5 meses consecutivos.

Los adultos son poderosos voladores y se dispersan ampliamente. Hay noticia de individuos que han volado hasta 290 km en dos semanas. Por tanto, en condiciones favorables la mosca puede difundirse rápidamente fuera de la zona en que puede sobrevivir el invierno, como ocurría todos los años en América del Norte antes de la aplicación de técnicas de erradicación que han desplazado el límite septentrional de la mosca hasta la frontera meridional de México. El límite sur de la mosca está en Chile, la Argentina y el Uruguay.

La presencia de la mosca del gusano barrenador del ganado en el norte de África se confirmó por primera vez en 1989.



## 1.2 EL CICLO VITAL

*Cochliomyia hominivorax* se ha registrado en muy diversos animales domesticados, salvajes, y en el hombre. La especie se describió por primera vez en la literatura con motivo de un caso de miasis en un hombre de Cayena (Guayana Francesa) en 1858. El nombre científico significa literalmente "devorador del hombre". El hombre corre peligro de infestación particularmente cuando vive en malas condiciones de higiene y muy cerca de ganado infestado. Si no se tratan con rapidez, las infestaciones de humanos causadas por el gusano barrenador pueden ser severas y causar la muerte, especialmente cuando afectan los senos nasales y frontales, los ojos, los oídos o la región bucal. Sin embargo, el gusano barrenador es principalmente un problema veterinario, como lo demostró la epidemia de Texas de 1935, en la que hubo unos 230.000 casos entre el ganado frente a sólo 55 registrados en seres humanos.

La lista de animales huéspedes es muy larga, porque cualquier animal de sangre caliente puede ser atacado. Vacas, caballos, ovejas, cabras, cerdos y perros se mencionan con frecuencia como huéspedes. En el norte de África el camello se ha vuelto huésped del gusano barrenador. El comportamiento de algunos huéspedes y su reacción fisiológica a la herida pueden aumentar su resistencia al ataque. También están en peligro muchos animales salvajes, tanto en jardines zoológicos como en su ambiente natural. La erradicación del gusano barrenador de América del Norte y de la mayor parte de México ha producido un aumento en esas áreas de las poblaciones de los grandes mamíferos salvajes.

Las moscas hembras adultas grávidas son atraídas por las heridas abiertas de los animales de sangre caliente. Prácticamente todas las heridas son atractivas, incluso la laceración accidental, por ejemplo la producida por un alambre de púas, o las heridas resultantes de prácticas ganaderas como la esquila, la castración, el descorne y la marca con hierro. Muchas infestaciones del gusano barrenador se deben a heridas naturales. Por ejemplo, en algunas zonas afectadas, 90% de las infestaciones de gusano barrenador en los vacunos empiezan en una picadura de garrapata, y en los animales recién nacidos el lugar de infestación más frecuente es la herida umbilical no cicatrizada. En los criaderos de ciervos del sur de los Estados Unidos, antes de la erradicación, hasta 80% de los cervatos morían cada año de estas infestaciones.

Aunque la mayoría de las infestaciones empiezan en heridas de la piel, las larvas también pueden invadir los orificios del cuerpo, como las fosas nasales, los ojos, la boca, los oídos y la vagina. La invasión de las fosas nasales es la infestación más frecuente de las cavidades naturales en el hombre. Las larvas de la mosca del gusano barrenador del ganado comienzan su desarrollo solo en animales vivos; pero pueden terminarlo en el huésped aún si éste muere después de la infestación, siempre que hayan llegado al segundo estadio larvario y que el cadáver se mantenga caliente.

La oviposición en el huésped tarda en promedio 15 minutos (6 minutos antes de la oviposición, 6 minutos durante y 3 minutos después de depositar los huevos) y la mosca puede alimentarse de la herida antes o después. Antes de depositar los huevos, la mosca se arregla el abdomen. Luego extiende el ovipositor y lo usa para explorar la zona de la herida en busca de un lugar adecuado para poner los huevos. Una vez iniciada la exploración, es difícil distraerla de la oviposición. Una hembra pone entre 10 y 490 huevos, 200 en promedio, dispuestos en una masa plana, semejante a las tejas de un techo, en el borde seco de la herida. El ovipositor barre el sitio de un lado a otro y todos los huevos quedan orientados en una misma dirección (Fig. 5).

A menudo la masa de huevecillos se divide en dos o más masas, que pueden depositarse con algunos minutos de diferencia en la misma herida o en otra. Las hembras que ponen huevos en una herida ya ocupada por una masa de huevos invariablemente depositan la suya en contacto directo con la masa ya puesta. Por tanto, lo que parece una sola masa puede proceder de dos o más hembras.

La oviposición se hace a intervalos de unos tres días. Se ha registrado una hembra que en condiciones naturales puso ocho masas en un período de 33 días, pero la hembra media efectúa unas cuatro oviposiciones.

Las larvas del primer estadio salen del huevo de 11 a 24 horas después de la postura e inmediatamente empiezan a nutrirse del tejido vivo. Comparten con *Chrysomya bezziana* un método de alimentación gregario y oradante característico: con la cabeza hacia abajo van barrenando los tejidos de modo que sólo sobresalen los extremos posteriores. Si quedan inmersas en los líquidos de la herida, las larvas proyectan periódicamente el extremo posterior del abdomen, donde están los estigmas o espiráculos posteriores, por encima de la superficie del líquido para respirar. Si no, una vez metidas en la carne, las larvas no se desplazan por la herida como muchos agentes secundarios de miasis. Las grandes espinas vueltas hacia atrás hacen que no sea fácil extraerlas.

Las larvas se alimentan, crecen, hacen la muda del primer estadio al segundo y después de éste al tercero. A medida que las larvas se alimentan, se producen exudados que promueven infecciones bacterianas secundarias e impiden la cicatrización. Las heridas infestadas de mayor tamaño producen pus y sangre y tienen un olor desagradable característico particularmente atractivo para las moscas hembras. A medida que se van depositando nuevas masas de huevos y éstos eclosionan, el número cada vez mayor de larvas en crecimiento agranda y ahonda la herida. La herida también puede atraer otras especies causantes de miasis secundarias, pero, a diferencia del gusano barrenador, sus larvas no suelen encontrarse metidas profundamente en la herida.

La tasa de desarrollo de las larvas depende de la temperatura, del tamaño y naturaleza de la herida y del número de larvas presentes. Hay un claro período de alimentación que dura de 4 a 8 días, después del cual las larvas abandonan el animal y se dejan caer al suelo, generalmente a la mañana temprano o después del mediodía. En un radio de 45 cm a partir del lugar en que caen, penetran en la tierra varios centímetros debajo de la superficie. La profundidad a que llegan depende del tipo de suelo y de la cubierta vegetal: las larvas se entierran a mayor profundidad en suelos de cubierta vegetal escasa. La textura y la temperatura del suelo son factores importantes para la supervivencia de la larva. El pH del suelo no parece influir en la duración de la etapa pupal ni en la emergencia de los adultos. Al encontrar condiciones favorables la larva se inmoviliza; 60% de las larvas adoptan posición vertical, 30% oblicua y 10% horizontal. La cutícula se endurece y oscurece hasta tomar un color café rojizo oscuro. Esta transformación se lleva a cabo dentro de las 24 horas siguientes a la salida de la herida.

La duración del período pupal depende mucho de la temperatura y varía, por ejemplo en el sur de los Estados Unidos (Texas), entre siete días en el verano y 54 días en el invierno. En condiciones controladas de laboratorio con 100% de humedad relativa, el período pupal varía entre seis días a 34,5°C y 32 días a 15°C. El ciclo vital se completa en unos 21 días en condiciones favorables y a una temperatura de 22°C, pero con temperaturas bajas puede extenderse a dos o tres meses.

Las moscas adultas generalmente emergen temprano en la mañana, entre las 4.00 y las 7.00 horas, en promedio las hembras antes que los machos. Para salir de la pupa, el adulto infla el ptilino, saco eversible situado en la parte anterior de la cabeza característico de todos los dípteros ciclorrhafos. El ptilino puede expandirse impeliendo hemolinfa del tórax y del abdomen a la cabeza, y retraerse con un procedimiento inverso por el cual los músculos de la cabeza repelen la hemolinfa hacia el tórax. La presión que ejerce el ptilino al expandirse desprende la tapa de la pupa y deja en libertad a la mosca adulta, que barrena un pasaje hacia la superficie usando nuevamente el ptilino para abrirse paso a través del suelo.

Después de emerger, la cutícula de la mosca es al principio blanda y pálida y las alas están arrugadas y plegadas. Al llegar a la superficie del suelo la mosca se queda estacionaria unos 15-20 minutos, durante los cuales extiende gradualmente las alas, las alisa y las pone en su lugar con las patas traseras. En unas horas el abdomen pierde su apariencia blancuzca y todo el cuerpo adquiere un color azul verdoso metálico. Aparecen en el tórax tres bandas oscuras longitudinales, de las cuales la del medio es la más corta y más angosta. Cuando el cuerpo se ha endurecido, el ptilino ya no es eversible, y los músculos asociados con él degeneran.

En los dos primeros días de vida adulta las moscas se dispersan en una zona amplia. Con vientos de más de 8 km/h el vuelo disminuye. Las moscas se encuentran en la vegetación baja y no en follaje denso o en edificios.

Los machos llegan a la madurez sexual dentro de las 24 horas, son polígamos y copulan unas 5 ó 6 veces. Las hembras suelen copular una sola vez, el segundo o el tercer día después de emerger. La copulación ocurre de día y dura entre 1,6 y 3,8 minutos. La hembra está lista para poner su primera masa de huevecillos unos cuatro días después, y empieza a buscar un huésped adecuado; Es raro encontrar hembras vírgenes en un huésped. Si no hay ninguno cerca, puede volar grandes distancias en busca de uno. Se han observado individuos que han volado hasta 290 km en menos de dos semanas, de modo que la capacidad de dispersión de la población es muy grande.

Las hembras de las moscas califóridas son autógenas por lo menos durante el primer ciclo gonotrófico, esto es, no necesitan alimento proteínico antes de realizar la primera oviposición. Pueden necesitar proteína para las masas siguientes. La proteína necesaria para producir la primer masa de huevecillos se obtiene en la etapa de alimentación larval. Además de proteína, las moscas adultas necesitan una fuente de hidratos de carbono y de agua. En el laboratorio, la grasa pupal se agota dentro de los tres días después de la emergencia y las moscas sobreviven sólo 2-5 días sin hidratos de carbono, aun cuando se les ofrece estiércol, carne fresca, líquido de herida o carroña. A las moscas de cría suele dárseles miel como fuente de hidratos de carbono. En el campo, una de las principales fuentes de hidratos de carbono es el néctar de las flores, y las moscas visitan muchas especies de plantas durante la estación. Los arbustos y árboles de flor también sirven de lugar de alimentación, copulación y descanso. Los machos se instalan en "estaciones de espera" desde donde se abalanzan sobre cualquier objeto de tamaño parecido al de la hembra de *Cochliomyia hominivorax* que pase volando, aunque sean piedrecillas tiradas al aire. Un estudio de los lugares de descanso nocturno ha demostrado que 90% de las moscas pasan la noche a 1,20-1,50 metros del suelo, posadas en las ramitas sin hojas de árboles de follaje bajo, especialmente a lo largo de ríos, donde hay más humedad. En la naturaleza las moscas adultas pueden vivir en promedio dos o tres semanas; en el laboratorio pueden llegar a los dos meses.

La mosca del gusano barrenador del ganado puede describirse como una especie oportunista. Su longevidad, su autogenia y su capacidad de poner muchas masas de huevecillos, unidas a su gran capacidad de dispersión, le permite explotar ambientes favorables intermitentemente. Prueba clara de ello son las migraciones que hacía todos los veranos hacia el centro de los Estados Unidos desde zonas en que sobrevive el invierno situadas en Texas, México y Florida, antes que comenzaran los programas de erradicación.

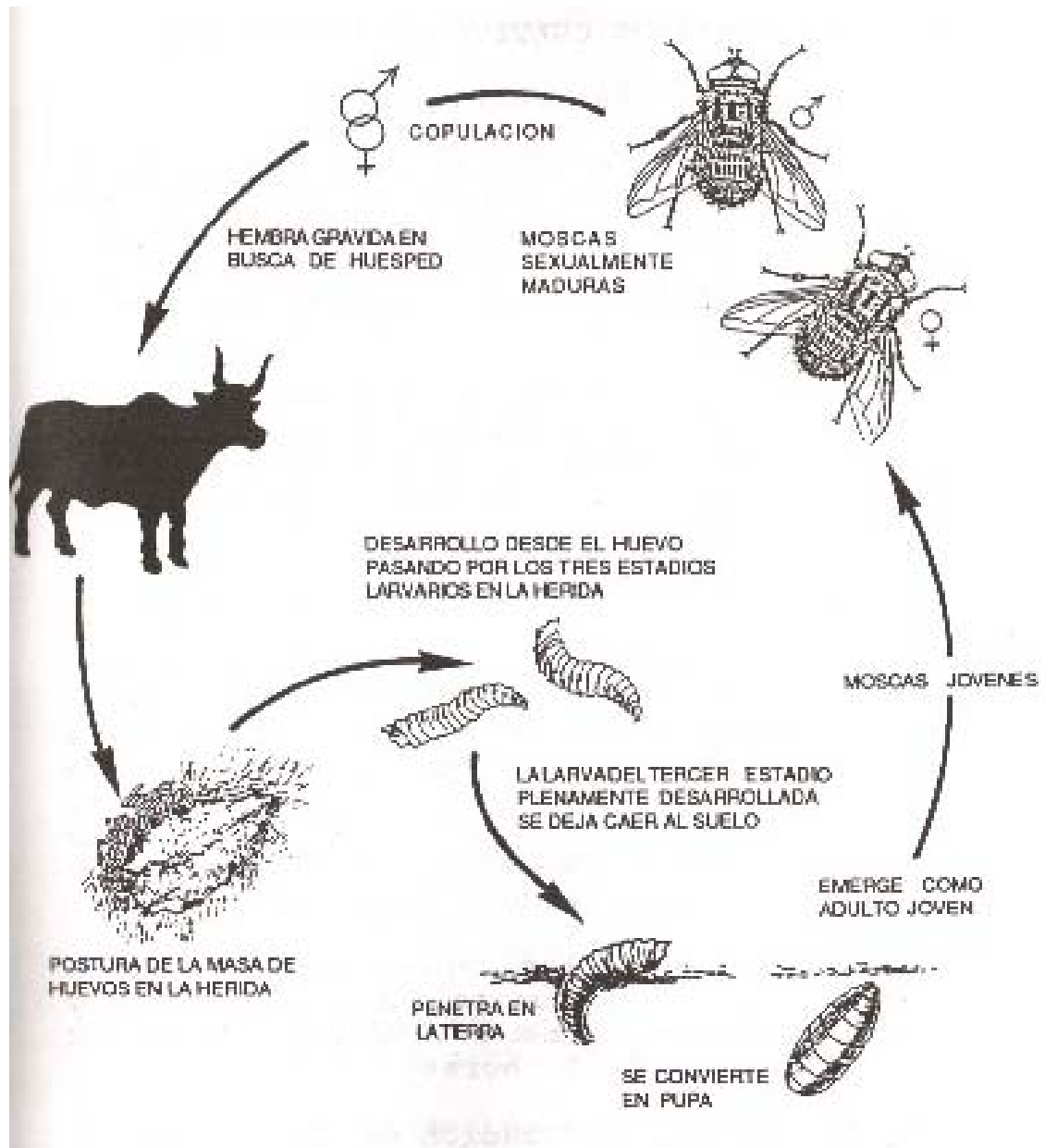


Fig. 1 Ciclo vital de la mosca del gusano barrenador del ganado

### **1.3 TECNICAS DE CULTIVO EN LABORATORIO**

a) Incubación de los huevos

Colectar una masa de huevos de un animal centinela, colocarla en una caja de Petri con papel de filtro húmedo e incubarla hasta la eclosión de las larvas, de 8 a 12 horas.

Asegurar una buena circulación del aire y mantener la temperatura y la humedad a unos 39°C y a 70% de HR (humedad relativa) respectivamente.

b) Primera incubación de las larvas

- Preparar el siguiente alimento: 30 g de sangre seca, 15 g de leche seca, 15 g de huevo de gallina seco, 1,75 ml de formol, 500 g de carne picada y 1 litro de agua, agregando la carne en último lugar. Poner 0,5 l de este medio en una bandeja de metal.
- Agregar las larvas recién salidas de los huevos, del paso a), y mantenerlas a 39°C y a 70% de HR durante 24 horas.

c) Segunda incubación de las larvas

- Preparar el alimento siguiente: 70 g de sangre seca, 30 g de leche seca, 30 g de huevo de gallina seco, 1,50 ml de formol, 1 kg de carne picada, 1 litro de agua, agregando la carne en último lugar. Poner en una bandeja de metal.
- Introducir las larvas del paso b) y mantener a 37,8°C y a 70% de HR durante 24 horas.

d) Desarrollo final de las larvas

- Cuando las larvas se han desarrollado durante 48 horas en los pasos b) y c) , ajustar el cultivo c) a 35°C y a 70% de HR e incubar hasta que las larvas empiecen a salir del medio.
- Puede retirarse el medio agotado para reducir el volumen.

e) Pupación

- Dejar que las larvas abandonen el medio d) y caigan en aserrín, y mantenerlas 24 horas a 26,7°C y a 50% de HR. Separar las pupas y mantenerlas expuestas en una bandeja unos 5,5 días a 25,6°C y 50% de HR.

f) Mantenimiento de los adultos

- Colocar las pupas del paso e) en jaulas experimentales.
- Como alimento, agregar una taza de 1 parte de miel y 3 partes de agua, junto con una mecha de algodón para facilitar la penetración.

- Mantener a 25,6°C y a 50% de HR.
- Entre 7 y 9 días después de la primera eclosión, agregar un medio estimulante de la oviposición compuesto de una bola de carne picada caliente impregnada de residuos del medio larval. La bola puede calentarse en agua caliente y ponerse en un vaso de plástico.
- Los huevos que se colecten pueden reciclarse siguiendo los pasos del a) al f).

Cuando se emprende la cría y manipulación de gusanos barrenadores del ganado fértiles hay que tomar precauciones extremas para impedir que los especímenes se escapen al medio natural y causen más infestaciones.

## CAPITULO 2

### IDENTIFICACIÓN

#### 2.1 EL ADULTO

El cuerpo de la mosca adulta se divide en tres partes: cabeza, tórax y abdomen. En general, la cabeza contiene la mayor parte del aparato sensorial, el tórax el aparato locomotor (alas y patas) y el abdomen los aparatos digestivo y reproductivo.

La mosca adulta del gusano barrenador del ganado que vuela libremente no es Inmediatamente evidente al observador, y la detección e identificación del insecto suele hacerse en las etapas larvales, que son más fáciles de observar y pueden tomarse de los animales infestados. En general, la mosca.

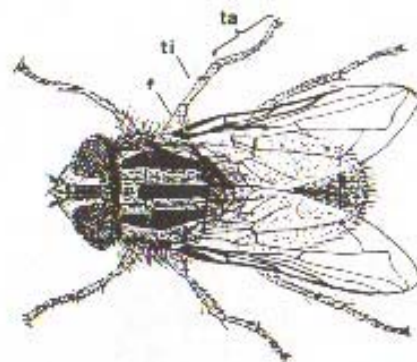


Fig. 2 *C. hominivorax* adulta con las tres listas longitudinales oscuras del tórax (f, fémur; ta, tarso; ti, tibia).

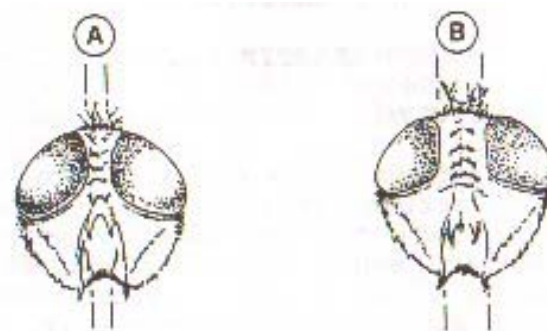


Fig. 3 -*C. hominivorax* - ejemplo de cabeza de adulto con frente angosta en el macho y ancha en la hembra.

## 2.2 EL HUEVO

El descubrimiento de huevos en el lugar de la herida elimina inmediatamente las especies de la familia de los sarcófagidas (Sarcophagidae), que no ponen huevos sino larvas. Los huevos de la mayoría de las otras especies maduran unas horas después de la oviposición y no es probable que se encuentren, excepto en un animal centinela herido puesto deliberadamente en el campo adulta del género Cochliomyia hominivorax puede distinguirse por su color azul verdoso intenso con tres listas torácicas oscuras visibles en la superficie dorsal (Fig. 2). Los machos se distinguen de las hembras por los ojos: en los machos casi se tocan en la línea media y la frente es angosta,, en las hembras están muy separados (Fig. 3).

Para estudiar las oviposiciones de las hembras. Cuando sea posible, deben cultivarse los huevos hasta el tercer estadio larval para confirmar el diagnóstico.

El huevo tiene una envoltura externa resistente, el corion, que contiene un embrión que se transforma completamente en larva del primer estadio antes de la eclosión. La orientación del huevo está determinada por su posición dentro del cuerpo, de la madre: el extremo anterior del huevo apunta hacia la cabeza de la madre, y en la postura sale último. Del mismo modo, la superficie dorsal mira hacia arriba en el abdomen de la madre y así queda en esa posición cuando el huevo es expelido a través del ovipositor, que apunta hacia atrás.

En el extremo anterior del corion está el micrópilo, pequeño orificio por el cual entra el espermatozoide para fecundar el huevo. Para la respiración del embrión, el corion tiene unos agujeritos llamados aerópilos, que permiten el intercambio de gases. Pueden estar dispersos por todo el corion o concentrados en una zona especial llamada plastrón. La cinta de eclosión o sutura dorsal es una línea débil a lo largo de la cual el huevo se abre en el momento de la eclosión. En los califóridos está situada dorsalmente a todo o casi todo el largo del huevo. La superficie que queda entre las líneas de eclosión funciona como el plastrón.

El huevo de C. hominivorax (Fig. 4) mide 1,04 mm de largo y 0,22 mm de ancho aproximadamente. Es de color blanco cremoso brillante. No es sensiblemente curvo, sino cilíndrico e igualmente redondeado en ambos extremos, aunque la zona que rodea el micrópilo está un poco aplastada. La sutura dorsal se extiende del micrópilo casi hasta el extremo posterior y tiene lados prácticamente paralelos pero que divergen en, ambos extremos particularmente en el anterior, donde se separan para rodear casi completamente el micrópilo. Visto con gran aumento, el corion de C. hominivorax tiene una apariencia reticulada o de encaje. Los huevos se depositan en una masa característica, todos orientados en una misma dirección (Fig. 5).

Los huevos de Cochliomyia macellaria pueden distinguirse de los de Cochliomyia hominivorax por una sutura dorsal más estrecha que rodea en menos de la mitad al micrópilo.



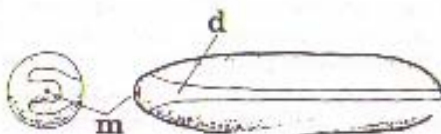


Fig. 4 *C. hominivorax* - superficie dorsal y extremo anterior del huevo (m, micrópilo; d, sutura dorsal)

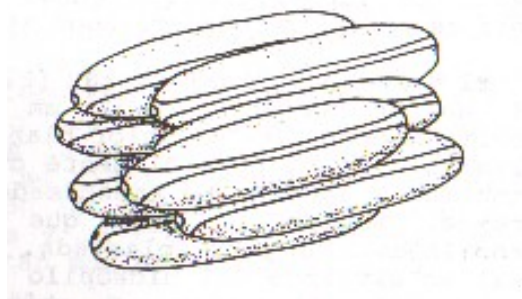


Fig. 5 *C. hominivorax* orientación típica de los huevos en la masa de huevos.

### 2.3 LA LARVA

La larva es la forma que se encuentra con más frecuencia en los casos de miasis, porque 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. A continuación se describen los tres estadios larvales de *C. hominivorax*, con notas sobre los rasgos característicos, y, después se dan claves para la identificación positiva basadas en la morfología del tercer estadio larval y del adulto.

La principal característica de la larva califórida típica es un cuerpo blando sin distinción clara entre el tórax y el abdomen. La cápsula de la cabeza es apenas discernible por la presencia de pequeños palpos y antenas por el aparato bucal. El aparato bucal 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 (Fig. 7).

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. 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. Como las larvas no tienen verdaderos apéndices segmentales, técnicamente son ápodas (no tienen patas).

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 anteriores en el segmento protorácico 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 (Fig. 10). Los estigmas anteriores no son visibles en la larva del primer estadio.

Los estigmas posteriores suelen estar formados por un par de placas esclerotizadas adosadas de manera plana a la cutícula del último segmento abdominal (Figs. 12 y 14). 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 peritrema. 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. En la superficie de las placas estigmáticas hay hendiduras para el intercambio de gases, que se ven con más claridad en los estadios segundo y tercero, y que tienen, respectivamente, dos y tres hendiduras en cada placa. En las larvas del primer estadio hay dos pequeñas hendiduras ovales que se tocan estrechamente en los bordes inferiores internos, por lo que parecen estar unidas en forma de V.

En el segmento posterior está el ano, rodeado de la placa anal, cuya cutícula es más delgada que la del resto del cuerpo.

### 2.3.1 La larva del primer estadio

La larva del primer estadio de C. hominivorax tiene la forma típica del gusano (Fig. 6). Al salir del huevo mide en promedio 1,2 mm de largo y 0,23 mm de ancho, y cuando se ha desarrollado completamente unos 3,6 mm y 0,57 mm. Debe recordarse que el tamaño de las larvas varía según la cantidad y la calidad del alimento disponible.



Fig. 6 C. hominivorax - larva del primer estadio, aspecto dorsal.

Los márgenes anteriores de los segmentos tienen espinas de unos 204 de largo, dispuestas en el siguiente orden:

- |           |  |
|-----------|--|
| segm. 2-9 | - rodeados completamente por un anillo de espinas;                     |
| segm. 10  | - banda con corta interrupción en el dorso;                            |
| segm. 11  | - falta completa de espinas en el dorso; número reducido en los lados; |
| segm. 12  | - espinas en las superficies ventral/ventrolateral solamente.          |

En la superficie ventral de los segmentos 6 a 12, las bandas de espinas anteriores son más anchas y están divididas transversalmente por una zona estrecha libre de espinas.

Los márgenes posteriores de los segmentos no tienen espinas, excepto la superficie ventral de los segmentos 5 a 12, que tienen dos o tres filas de espinitas. A los lados de los segmentos 5 a 10 hay una pequeña zona hinchada con espinas, llamada la zona fusiforme lateral.

Los espiráculos posteriores están situados cerca del extremo superior de la superficie posterior del 12° segmento, en una ligera concavidad. Cada espiráculo tiene dos pequeños orificios ovales, muy cerca uno del otro. El peritrema no es visible. La protuberancia anal de este segmento tiene dos procesos carnosos cónicos, los tubérculos anales. Hay un grupo de espinas en la parte anterior de la protuberancia anal y otro en la parte posterior, y otro entre la protuberancia anal y la cavidad posterior. Los tubérculos que rodean la cavidad no están claramente definidos. En la figura 7 puede verse el esqueleto cefalofaríngeo; nótese los ganchitos orales que no se encuentran en los estadios posteriores.



Fig. 7 *C. hominivorax* - esqueleto cefalofaríngeo de la larva del primer estadio (h, ganchitos orales)

### 2.3.2 Larva del segundo estadio

La larva del segundo estadio pasa de unos 3,5 mm de largo y 0,6 mm de ancho, en el momento de la muda, a 6,3-7,4 mm de largo y 1,5 mm de ancho, en el momento en que ha completado su desarrollo (Fig. 8). El cuerpo está profusamente armado de espinas oscuras de unos 55  $\mu$  de largo, que suelen tener una ó dos y a veces hasta tres puntas. Las bandas de espinas anteriores se distribuyen como sigue:

segm. 2-9	- completamente rodeados por un anillo de espinas;
segm. 10	- banda en general con interrupción estrecha en el dorso;
segm. 11	- banda ausente en el dorso, reducida en los lados;
segm. 12	- espinas en las superficies ventral y ventrolateral solamente.

Las zonas fusiformes laterales de los segmentos 5 a 10 son como las de la larva del primer estadio. El margen posterior del segmento 11 está rodeado de una estrecha banda de espinas más pequeñas que apuntan hacia adelante. En el margen posterior del segmento 10 hay filas ventrales y laterales irregulares de espinas y unas pocas espinas dispersas que se extienden por el dorso, pero sin rodear el segmento. En los lados posteriores de los segmentos 8 y 9 hay algunas espinas dispersas, pero en los segmentos 6 y 7 están restringidas a la superficie ventral. Las espinas de estos márgenes

posteriores son mucho más pequeñas que las de los márgenes anteriores y las de las zonas fusiformes.



Fig. 8 *C. hominivorax* - larva del segundo estadio, aspecto dorsal

Los estigmas anteriores son claramente visibles y tienen entre 7 y 9 ramas. Cada estigma posterior tiene un peritrema incompleto bien definido de pigmentación más clara en el dorso, que rodea dos hendiduras. Los principales troncos traqueales que parten de estas hendiduras tienen una pigmentación oscura hasta cerca de la mitad de su longitud en el último segmento. Esta pigmentación es un carácter identificativo importante de las larvas del segundo estadio.

La apariencia de la superficie posterior de la larva del segundo estadio es semejante a la de la larva del tercero (Fíg. 12), pero los procesos carnosos están menos definidos. En la Figura 9 puede verse el esqueleto cefalofaríngeo.



Fig. 9 *C. hominivorax* - esqueleto cefalofaríngeo de la larva del segundo estadio.

### 2.3.3. La larva del tercer estadio

La larva del tercer estadio es un gusano robusto de 6,4-17 mm de largo y de 1,6-3,5 mm de ancho. La larva del tercer estadio madura mide en promedio 15-16 mm de largo (Fig. 10). Al fin de la muda tiene color blanco cremoso, pero la larva madura adquiere un tinte rojizo.

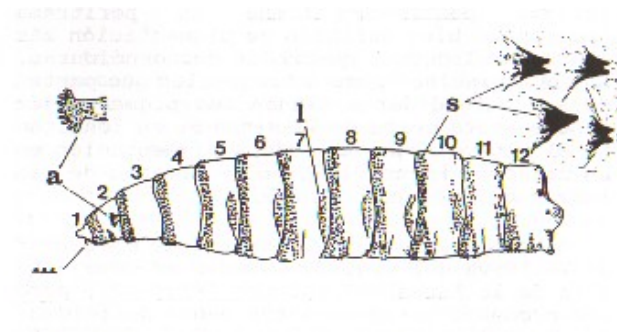


Fig. 10 *C. hominivorax* larva del tercer estadio, aspecto dorsal (a, espiráculos anteriores; m, gancho oral; l, zona lateral fusiforme; s, espinas)

Las espinas son muy prominentes, miden unos 130  $\mu$  de largo, y están dispuestas en los márgenes anteriores de los segmentos como sigue:

- |           |   |
|-----------|---|
| segm. 2-9 | - anillo de espinas completo; las anteriores son más grandes;   |
| segm. 10  | - banda más angosta y en general interrumpida en el dorso;      |
| segm. 11  | - banda interrumpida en el dorso y reducida en los lados;       |
| segm. 12  | - espinas en las superficies ventral y ventrolateral solamente. |

Las zonas fusiformes laterales son como las de la larva del primer estadio.

En el margen posterior del segmento 11 hay una banda de 2 o 3 filas de espinitas encorvadas hacia adelante. En el segmento 10 estas espinas pueden estar presentes lateral y dorsolateralmente, pero siempre lo están en la zona ventral y ventrolateral. En los segmentos 7-9 las espinas del margen posterior están limitadas a la superficie ventral en una o dos filas.

Los espiráculos anteriores tienen entre 6 y 11 ramas cada uno, pero en general 7-9. Las ramas son relativamente largas y están bien separadas (Fig. 10).



Fig. 11 *C. hominivorax* - larva del tercer estadio, esqueleto cefalofaríngeo

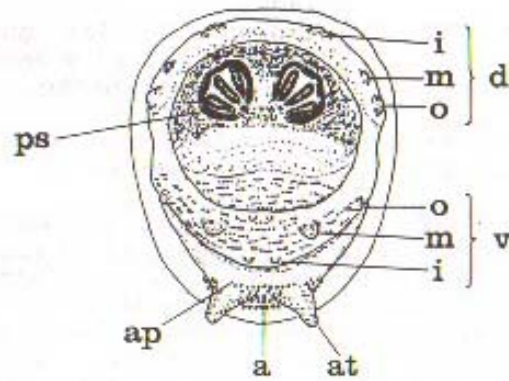


Fig. 12 *C. hominivorax* - aspecto posterior del duodécimo segmento de la larva del tercer estadio (a, ano; ap, protuberancia anal; at, tubérculos anales; d, tubérculos dorsales i/m/o; i, tubérculo interno; m, tubérculo medio; o, tubérculo externo; ps, espiráculo posterior; v, tubérculos ventrales; i, interno; m, medio; o, externo)

Los espiráculos posteriores tienen un peritrema incompleto de color oscuro, dentro del cual hay tres hendiduras rectas ovaladas que apuntan hacia la interrupción del peritrema (Fig. 12). Los dos principales troncos traqueales tienen pigmentación oscura desde los estigmas hasta el décimo o noveno segmento (Fig. 13). Este carácter es peculiar de *C. hominivorax*. El aspecto de la superficie posterior del segmento terminal se ilustra en la Fig. 12 y el esqueleto cefalofaríngeo en la Fig. 11.

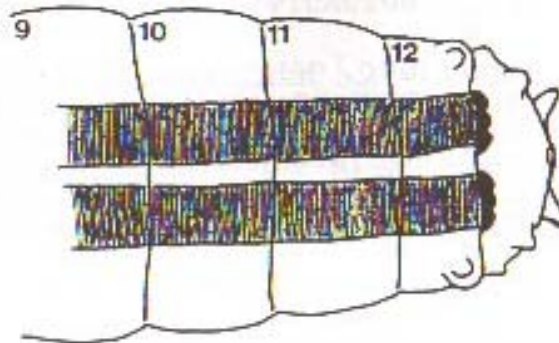


Fig. 13 *C. hominivorax* - larva del tercer estadio, representación de los troncos traqueales de pigmentación oscura visibles a través de la superficie dorsal posterior. Puede ser necesario disecar las larvas conservadas para limpiar el tejido adiposo opaco.

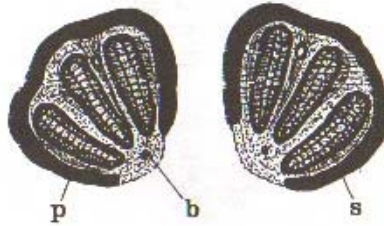


Fig. 14 *C. hominivorax* - larva del tercer estadio, estigmas posteriores (b, botón; p, peritrema abierto o incompleto; S, hendidura del estigma)

#### 2.4 LA PUPA

La pupa de *C. hominivorax* tiene forma cilíndrica, redondeada en ambos extremos, y mide aproximadamente 10,2 mm de largo y 4,3 mm de ancho. En la superficie pueden verse las bandas de grandes espinas de la larva del tercer estadio (Fig. 15). Es de color pardo oscuro.

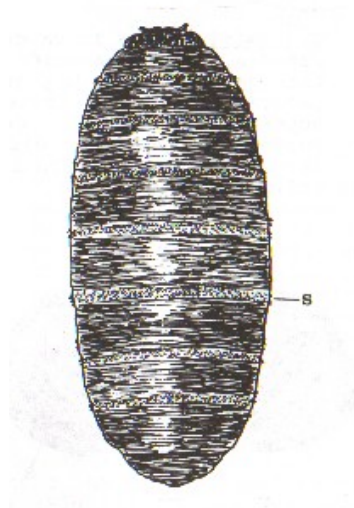


Fig. 15 *C. hominivorax* - pupa (s, banda de espinas esclerotizadas de la larva del tercer estadio)

#### 2.5 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 y de los adultos se dan sólo a nivel de género.

### 2.5.1. Clave para la identificación de larvas del tercer estadio

1. Larva con proyecciones carnosas patentes en la superficie dorsal y lateral del cuerpo (Fig.16).....Chrysomyia albiceps/rufifacres
- Larva lisa o con espinas cortas, pero sin procesos carnosos (Fig.10).....2
2. Espiráculos posteriores con el anillo peritremático totalmente cerrado, a veces más débil cerca del botón (Fig. 17).....3
- Espiráculos posteriores con el anillo peritremático abierto (Fig.14).....5
3. Hendiduras de los estigmas posteriores que se tocan o están muy cerca unas de otras y son muy sinuosas (Fig.18).....Musca domestica
- Hendiduras de los estigmas posteriores derechas y más o menos paralelas (Fig. 17).....4
4. Presencia de esclerita oral accesoria pigmentada (Fig. 19).....Calliphora spp.
- Ausencia de esclerita oral accesoria pigmentada.....Lucilia spp.
5. Espiráculos posteriores hundidos en una cavidad profunda que puede cerrarse y ocultarlos (Fig.20).....Sarcophaga o Wohlfahrtia spp.
- Espiráculos posteriores que no están en una cavidad (Fig. 12).....6
6. Troncos traqueales que parten de los espiráculos posteriores, tienen pigmentación oscura llamativa y se extienden hacia adelante hasta el 100 o 90 segmento Fig. 13: (puede ser necesario disecar un espécimen conservado).....Cochliomyia hominivorax
- Troncos traqueales sin pigmentación oscura.....7
7. Margen posterior del segmento 11 sin espinas dorsales.....Cochliomyia 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

La Figura 21 es un resumen diagramático de esta clave.



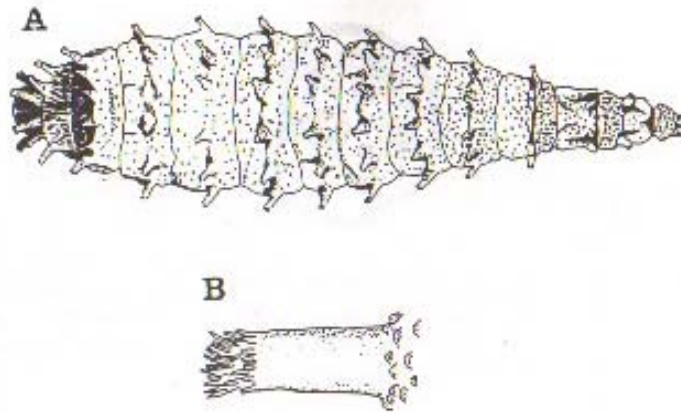


Fig. 16 Larva del tercer estadio de *Chrysomya albiceps*. A, aspecto dorsal; B, detalle de un proceso carnoso.



Fig. 17 *Lucilia sericata*: espiráculo posterior de larva del tercer estadio con peritrema cerrado o completo y hendiduras rectas.



Fig. 18 *Musca domestica*: estigma posterior de larva del tercer estadio con peritrema completo y hendiduras sinuosas.

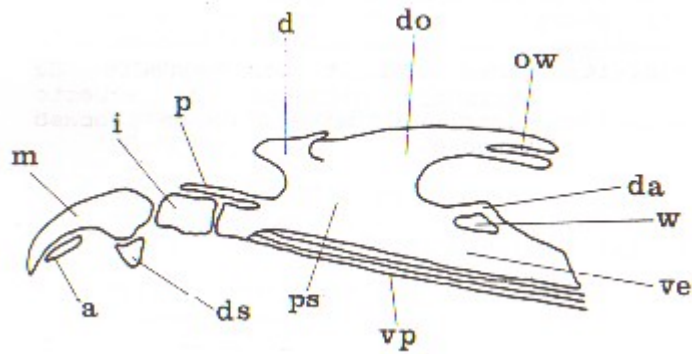


Fig. 19 Aspecto lateral del esqueleto cefalofaríngeo generalizado de los dípteros (a, esclerita oral accesoria; d, puente dorsal; da, apódema dorsal; do, cuerno dorsal; ds, esclerita dental; i, esclerita intermedia; m, gancho oral; ow, ventana abierta; p, barra parastomática; ps, esclerita faríngea; ve, cuerno ventral; vp, aristas faríngeas ventrales; w, ventana cerrada)

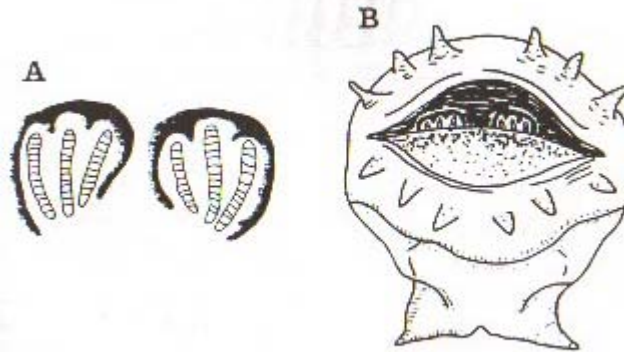


Fig. 20 *Sarcophaga haemorrhoidalis*: larva del tercer estadio. A, estigmas posteriores con peritrema incompleto; B, aspecto posterior del segmento terminal con los espiráculos posteriores apenas visibles en el fondo de una cavidad profunda.

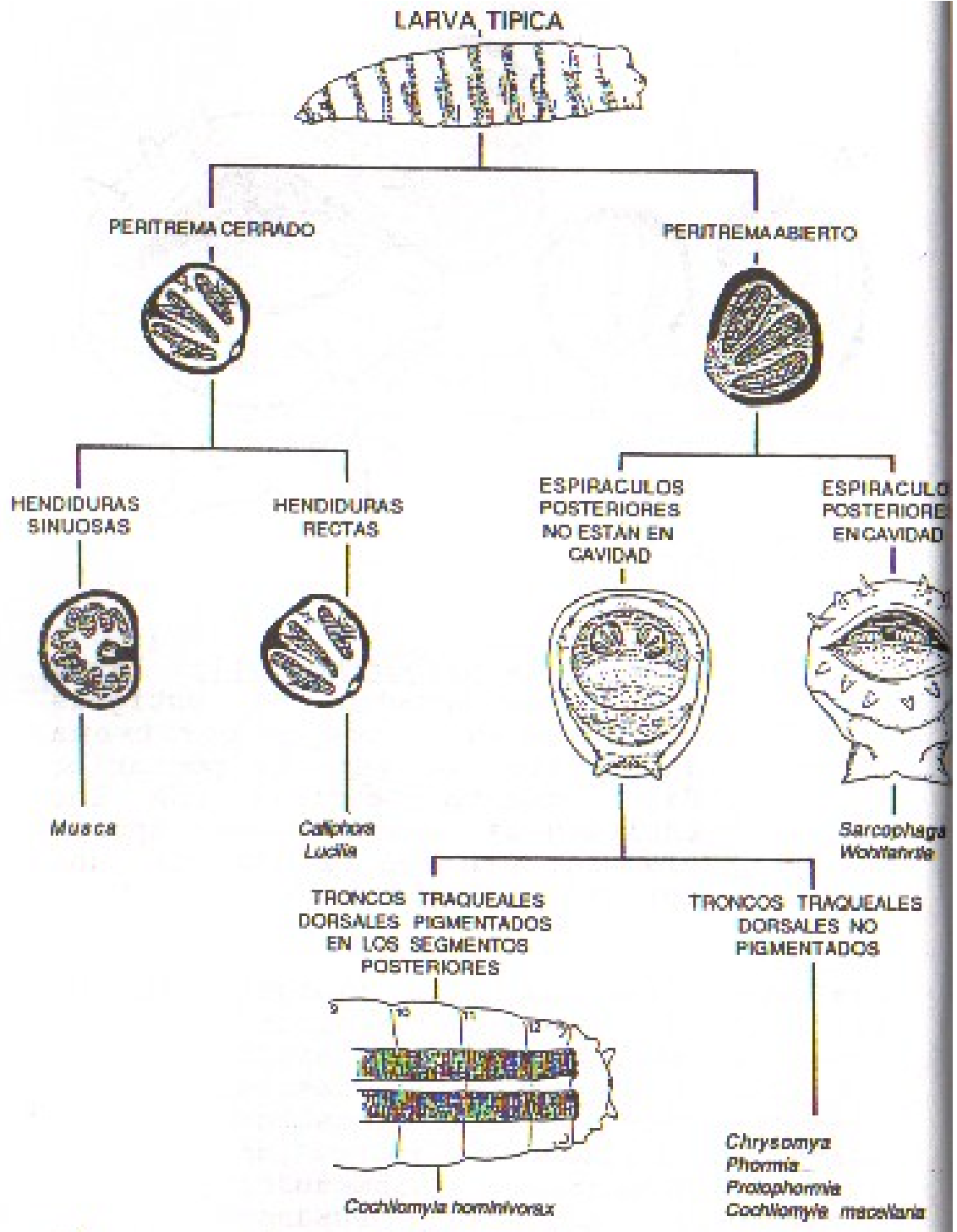


Fig. 21 Clave diagramática de las larvas del tercer estadio que se encuentran en miasis de heridas traumáticas.

## 2.5.2 Clave para la identificación de adultos

1. Hipopleuron (Fig. 22) desnudo o con pelos suaves solamente; Tórax gris con cuatro listas longitudinales negras; Abdomen pardo claro con lista longitudinal oscura, más marcada en los machos; especie pequeña, 6 a 7 mm.....Musca domestica
- Hipopleuron (Fig. 22) con una fila de cerdas distintas; los otros caracteres no son exactamente iguales a los precedentes.....2
2. Moscas grises con tres listas longitudinales negras en el tórax y con dibujos en el abdomen (Fig. 23).....3
- Moscas de color azul, negro azulado o verdemetálico.....4
3. Abdomen con manchas negras (Fig. 23B); arista de la antena desnuda o con pelos muy cortos, de largo inferior o igual al ancho mayor de la arista (Fig. 24C).....Wohlfahrtia spp.
- Abdomen ajedrezado (Fig. 23A); arista de la antena con pelos largos arriba y abajo, 2 o 3 veces más largos que el ancho mayor de la arista (Fig. 24B).....Sarcophaga spp.
4. Base de la vena basal (Fig. 25) con una fila de pelos como cerdas arriba.....5
- Base de la vena basal (Fig. 25) desnuda arriba.....9
5. Escamas torácicas o inferiores (Fig. 25) enteramente cubiertas de pelos finos arriba .....Chrysomya spp.
- Escamas torácicas (Fig. 25) sin pelo arriba, excepto cerca de la base.....6
6. Tórax con tres listas longitudinales negras marcadas.....7
- Tórax sin listas.....8
7. Placas frontorbitales de la cabeza (Fig. 26) con pelos negros; setas postgenales (Fig. 26) de color amarillo dorado; quinta térgita sin manchas empolvadas laterales; basicosta parda oscura en la hembra; cuerpo normalmente de color negro azulado intenso, con reflejos parciales verdes o violetas, 8 a 10 mm.....Cochliomyia hominivorax
- Placas frontorbitales de la cabeza (Fig. 26) con pelos pálidos; setas postgenales (Fig. 26) de color amarillo claro y no amarillo dorado; quinta térgita con un par distinto de manchas empolvadas argentadas laterales; basicosta amarilla en la hembra; cuerpo normalmente verde metálico intenso, 6-9 mm.....Cochliomyia macellaria
8. Espiráculo anterior (protorácico) (Fig. 22) con pelo anaranjado brillante.....Phormia
- Espiráculos anteriores (Fig. 22) con pelos oscuros.....Protophormia
9. Verde metálico brillante o verde cobrizo-azulado.....Lucilia spp.

- De azul metálico intenso a negroazulado.....Calliphora spp.

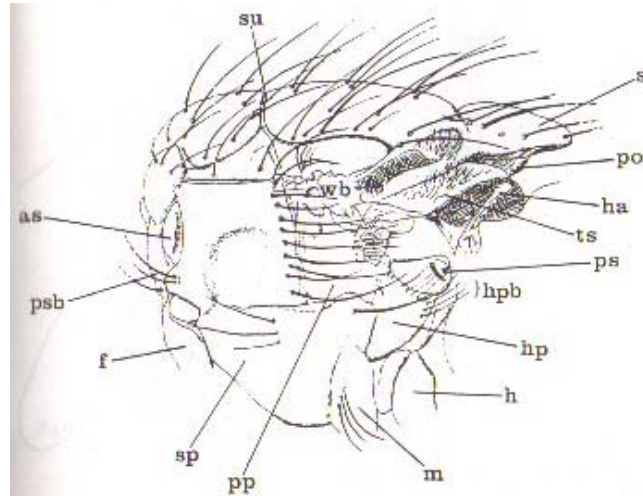


Fig. 22 Caracteres taxonómicos del tórax de una mosca adulta (*Calliphora*): vista lateral (as, espiráculo anterior o prostigma; f, coxa anterior; h, coxa posterior; ha, hp, hipopleuron; hpb, cerdas hipopleuradas - nótese el grupo de ocho cerdas; -m, coxa media; po, postescutelo; pp, pieuropleuron; ps, espiráculo posterior o postestigma; psb, cerda prostigmática; s, escutelo; sp, esternopleuron; su, sutura transversa; ts, escama torácica; wb, base del ala)

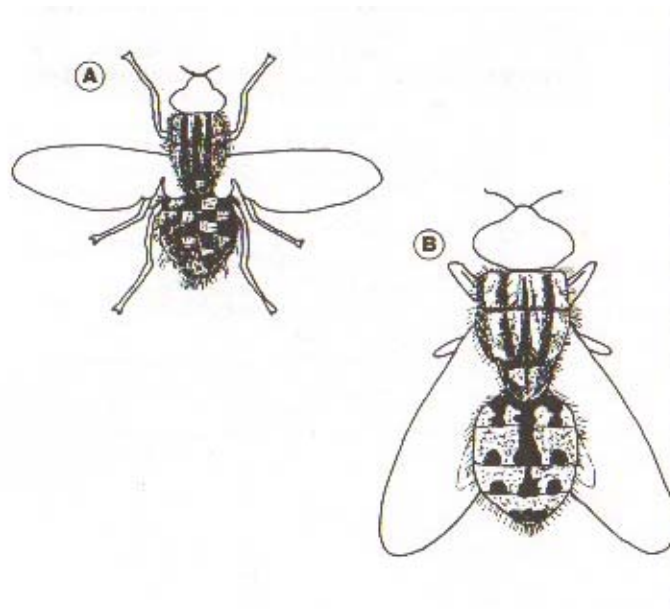


Fig. 23 Esquemas de sarcófagidas con abdomen y tórax completos para mostrar los dibujos del cuerpo de A, *Sarcophaga carnaria*, y B, *Wohlfahrtia magnifica*.

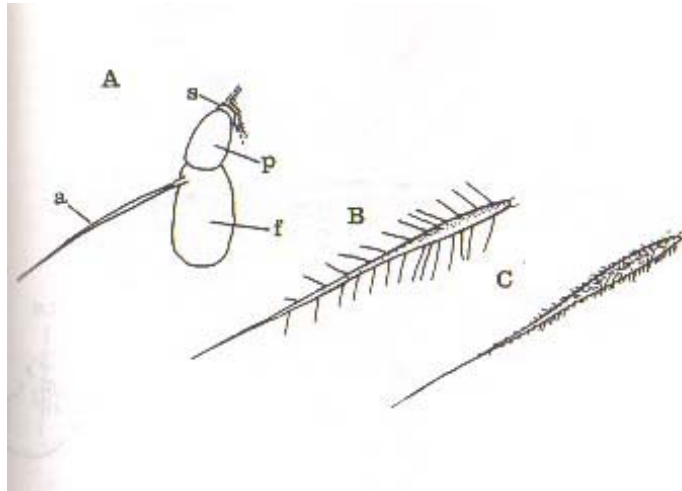


Fig. 24 A. Esquema de la antena de una mosca sarcófaga típica (a, arista; f, primer flagelómero; p, pedicelo; s, escapo). B. Arista de una especie de *Sarcophaga*. C. Arista de una especie de *Wohlfahrtia*.

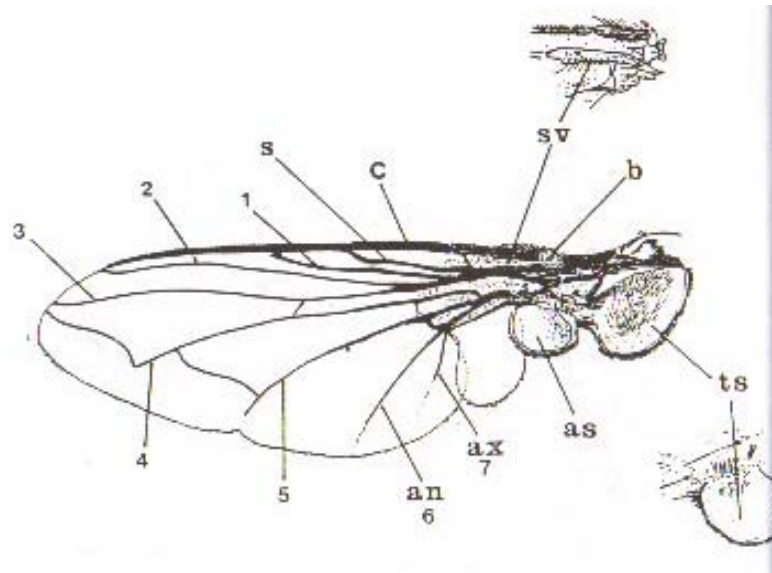


Fig. 25 Ala de *Calliphora vicina* con caracteres taxonómicos (an, vena anal 6; as, escama alar; ax, vena axilar 7; b, basicosta; c, costa; s, subcosta; sv, vena basal; ts, escama torácica). Los diagramas con detalles de la vena basal y de la escama torácica ilustran estos caracteres en *C. hominivorax*, que tiene cerdas en la parte dorsal de las venas basales y no tiene pelos en las escamas torácicas, excepto pelos finos en la base.

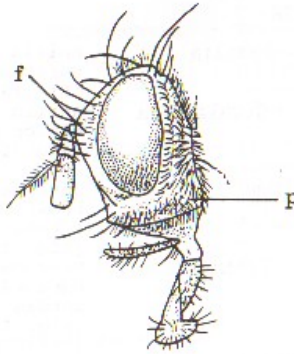


Fig. 26 Cabeza de mosca *Califorida típica* (f, placa fronto-orbital; p, postgena)

### 2.5.3 Resumen de los caracteres que se usan para separar Cochliomyia de otros géneros:

#### a) LUCILIA

LARVA:	<u>Lucilia</u>	- Anillo peritremático cerrado (Fig.18)
	<u>Cochliomyia</u>	- Anillo peritremático abierto (Fig. 14)
ADULTO:	<u>Lucilia</u>	- Base de la vena basal desnuda arriba (Fig. 25)
	<u>Cochliomyia</u>	- Base de la vena basal con cerdas arriba (Fig. 25)

#### b) CALLIPHORA

LARVA:	<u>Calliphora</u>	- Anillo peritremático cerrado (Fig. 18)
	<u>Cochliomyia</u>	- Anillo peritremático abierto (Fig. 14)
ADULTO:	<u>Calliphora</u>	- Base de la vena basal desnuda arriba (Fig. 25)
	<u>Cochliomyia</u>	- Base de la vena basal con cerdas arriba (Fig. 25)

#### c) CHRYSOMYA

LARVA:	<u>Chrysomya</u>	- Troncos traqueales no pigmentados
	<u>Cochliomyia</u>	- Troncos traqueales con pigmentación oscura (Fig. 13)
ADULTO:	<u>Chrysomya</u>	- Escamas torácicas con pelos finos arriba (Fig. 25)
	<u>Cochliomyia</u>	- Escamas torácicas sin pelos arriba (Fig. 25)

#### d) SARCOPRAGIDAE

LARVA:	<u>Sarcophagidae</u>	- Espiráculos posteriores situados en una cavidad (Fig. 20)
	<u>Cochliomyia</u>	- Espiráculos posteriores no situados en una cavidad (Fig. 12)
ADULTO:	<u>Sarcophagidae</u>	- Moscas grises con dibujos en el abdomen (Fig. 23)
	<u>Cochliomyia</u>	- Azul metálico sin dibujo abdominal

## **2.6 TECNICAS DE LABORATORIO PARA EL EXAMEN DE ESPECIMENES**

### **2.6.1. Generalidades**

Puede prepararse material para conservar usando las técnicas que se describen más abajo. Las sustancias químicas que se mencionan deben manejarse con cuidado para evitar los peligros obvios de la inhalación o inflamación. Además de preparar parte del material de un caso de miasis para conservarla, en lo posible algunos huevos o larvas deben mantenerse vivos y criarse hasta la etapa adulta para confirmar el diagnóstico. En la sección 1.3 se describen las técnicas de cría en laboratorio de las diversas etapas del ciclo vital de los insectos.

Los especímenes inmaduros tomados de casos de miasis deben cultivarse en recipientes que permitan la transferencia de gases con el aire exterior, p.ej. tapando el recipiente con gasa o papel de seda sujeto con bandas elásticas. Se evita así la asfixia de las larvas y se dificulta el crecimiento de moho. Como la principal causa de mortalidad en recipientes abiertos es la desecación, debe cuidarse de que las larvas y su alimento se mantengan húmedos haciendo gotear agua limpia con una pipeta. Las condiciones alcalinas creadas por las excreciones de las larvas inhiben en alguna medida el crecimiento de moho. Si el moho es un problema frecuente, puede combatirse usando una solución de formol al 0,24% para humedecer el medio, en vez de agua sola.

Las larvas se desarrollan bien con un régimen de carne picada, pero la carne puede mezclarse con otros ingredientes. Idealmente, el medio alimenticio debe proporcionarse en un recipiente pequeño abierto por arriba puesto dentro de uno más grande tapado. En el fondo del recipiente mayor debe ponerse arena seca o aserrín seco. Cuando terminan de alimentarse, las larvas salen del recipiente pequeño y forman la pupa en la arena o el aserrín del recipiente mayor.

Las pupas deben transferirse a una jaula con lados de malla en la cual los adultos puedan ser examinados a medida que salen. Se puede usar un simple bastidor de alambre cubierto por una manga de muselina o de tela de mosquitero. Antes de matar a los adultos, debe permitirse que modulen las alas y que la cutícula se endurezca completamente. En este periodo también adquieren la coloración adulta.

Si se desea cultivar y criar adultos para producir huevecillos y larvas como material de referencia, hay que alimentarlos con agua e hidratos de carbono a fin de que sobrevivan. El agua puede suministrarse en un algodón empapado puesto en un pequeño recipiente para evitar que se derrame. Un poco de miel o una solución de azúcar en agua pueden ser la fuente de los hidratos de carbono necesarios. Debe ponerse en la jaula todos los días una pequeña cantidad de carne fresca para la oviposición y como fuente de proteína para las hembras.

La rotulación es importante. Un espécimen tiene poco valor científico si carece de rótulo que indique dónde y cuándo fue capturado. Si las larvas se han tomado de una herida, deben darse detalles del huésped y del sitio y naturaleza de la herida.



### 2.6.2 El huevo

Para hacer un examen general de los huevos basta ponerlos inmediatamente en etanol al 80%, para fijarlos y para almacenarlos. Cuando los huevos contienen larvas bien formadas y activas, puede ser necesario fijar los huevos primero en KAA o en la solución de Kahle (= de Pampel) durante 24 horas para luego lavarlos y almacenarlos en etanol al 80%. No se recomienda usar el formol solo como conservante.

Las fórmulas de las dos soluciones son:

KAA	Queroseno	1 parte
	Etanol (95%)	10 partes
	Ácido acético glacial	2 partes
Kahle	Formol (35%)	6 partes
	Etanol (95%)	15 partes
	Ácido acético glacial	2 partes
	Agua destilada	30 partes

Al examinar huevos frescos es conveniente, para definir mejor sus estructuras, dejar caer una gota de safranina directamente sobre las masas de huevos y esperar dos minutos.

### 2.6.3. La larva

Las larvas se examinan mejor si están totalmente extendidas, pero las larvas vivas puestas directamente en etanol suelen morir contraídas. Hay dos métodos simples para obtener especímenes relajados. Primero las larvas se ponen vivas en KKA o en la solución de Kahle hasta 24 horas, luego se enjuagan y almacenan en etanol al 80%. Con este método se conservan mejor las estructuras internas. Usando alcohol acético (3 partes de etanol al 90%: 1 parte de ácido acético glacial), también se resuelven los problemas de la contracción que crea el alcohol solo y las larvas se fijan en un estado conveniente para la disección. otra posibilidad es poner las larvas vivas en agua caliente, justo por debajo del punto de ebullición, y transferirlas luego a etanol al 80% para almacenarlas. En agua hirviendo las larvas tienden a reventar.

La preparación del material que será usado para observaciones al microscopio, o material conservado para el examen detallado del aparato bucal y los espiráculos, primero hay que "aclararlo" macerando el espécimen en una solución acuosa de hidróxido de potasio (HOK) al 10% a temperatura ambiente durante por lo menos 15 minutos. Los especímenes que han estado en alcohol durante 6 meses o más pueden necesitar un período más largo en HOK, hasta 12 horas a temperatura ambiente, o menos si se calienta el HOK. Las larvas pequeñas deben ponerse enteras en la solución, con punciones para que ésta penetre; las larvas más grandes pueden disecarse primero y macerarse sólo las partes que se desea examinar. Cuando se han ablandado, los músculos pueden separarse con fórceps finos o con agujas afiladas. Para no destruir las escleritas, los instrumentos de disección y el HOK deben manejarse con cuidado.

Cuando se han separado el músculo y el cuerpo adiposo, los especímenes deben ponerse en ácido acético glacial durante por lo menos 15 minutos para neutralizar el residuo de HOK. Después se enjuagan bien con etanol al 80% y ya pueden examinarse, montarse o almacenarse.

Hay muchos métodos de montar preparaciones para microscopio. Uno consiste en deshidratar las muestras con alcohol absoluto, ponerlas en esencia de clavo, y montarlas luego en bálsamo del Canadá; o bien después del alcohol absoluto pueden montarse directamente en Euparal o en el montante de Berlese.

Al montar los especímenes debe tenerse en cuenta que las preparaciones para microscopio únicamente pueden examinarse en un solo plano. El esqueleto cefalofaríngeo puede montarse de manera que permita una vista lateral. Los espiráculos anteriores pueden montarse simplemente, por separado o con una parte de la cutícula que los rodea. Los espiráculos posteriores deben montarse en pares para conservar la relación entre ellos. Puede desprenderse y montarse la zona plana del disco espiracular posterior, cuidando de tomar nota de la orientación de los espiráculos, de sus lados ventral y dorsal. Con disección cuidadosa, los espiráculos posteriores pueden montarse junto con los troncos traqueales dorsales que parten de ellos.

Los troncos traqueales dorsales oscuros de *C. hominivorax* suelen ser muy visibles en las larvas vivas. Cuando haya dudas, el grado de pigmentación de los troncos puede confirmarse poniendo el espécimen entre dos portaobjetos de vidrio y comprimiéndolo suavemente. El leve aplastamiento de la larva hace más visibles los troncos.

#### **2.6.4 El pupario**

Las pupas se conservan mejor en seco, aunque pueden conservarse en alcohol. La pupa de la cual ha salido una mosca adulta debe, en lo posible, montarse en el mismo alfiler que el adulto. El alfiler puede atravesar directamente la pupa, pero para evitar daños es mejor ponerlo en una cápsula transparente de gelatina o de plástico. Cuando salen los adultos de las familias de dípteros aquí consideradas, las láminas dorsal y ventral del extremo anterior de la pupa se abren. Estas láminas deben conservarse con el resto de la pupa, porque contienen reliquias de la larva del tercer estadio que son útiles para la identificación. En la parte interior de la lámina inferior están las escleritas del esqueleto cefalofaríngeo del tercer estadio. Este esqueleto no tiene la misma orientación que la larva porque ha sido aplastado contra la pared de la pupa y puede estar cubierto de membranas, pero puede limpiarse con HOK, como las larvas, y usarse como indicación de la identidad de la larva.

Los espiráculos anteriores larvales se encuentran en la lámina superior de la pupa, y los posteriores pueden estudiarse en el extremo posterior de la pupa. También aquí la limpieza con HOK puede ser útil, ya que estos estigmas suelen esclerotizarse mucho en la pupa, lo que dificulta la observación de las hendiduras.

#### **2.6.5. El adulto**

Los adultos pueden matarse poniéndolos en un tubo o frasco tapado en el que se haya puesto un algodón impregnado de una sustancia destructiva adecuada. Se recomienda el acetato etílico, pero también pueden usarse el cloroformo, el tetracloruro de carbono y otras sustancias. Los especímenes muertos pueden transferirse a etanol al 70-80% para almacenarlos. Sin embargo, para examinar mejor los caracteres que se usan en la identificación, los especímenes deben atravesarse con un alfiler en el tórax, a un lado de la línea media (transfixión). Los especímenes fijos deben rotularse individualmente y protegerse del moho y de los insectos insectívoros.

## CAPITULO 3

### MIASIS

#### 3.1 **DIAGNOSTICO**

Las heridas infestadas por los gusanos barrenadores, Cochliomyia hominivorax y Chrysomya bezziana, son muy características. Suelen ser circulares y muy hondas, de 5-10 cm de profundidad o más, y producir mucha destrucción de tejidos. Tienen un olor característico semejante al de, la putrefacción. Las larvas de estas especies se encuentran en las partes más profundas de la herida, a diferencia de las especies secundarias, que permanecen cerca de la superficie.

##### 3.1.1 **Agentes de miasis de herida**

Se ha definido la miasis como la infestación de animales vertebrados vivos por larvas de dípteros que se alimentan, por lo menos durante un periodo, del tejido, muerto o vivo, del huésped, de sustancias corporales líquidas del huésped o de alimentos ingeridos por el huésped. Estas larvas pertenecen a uno de dos grupos según su dependencia del huésped: el de los parásitos obligados y el de los parásitos facultativos.

Los parásitos obligados suelen desarrollarse exclusivamente sobre o dentro de los tejidos de vertebrados vivos. Entre ellos se encuentran las Oestrinae (moscas de las fosas nasales), las Hypoderminae (estros bovinos), las Gasterophilinae (moscas del caballo y del rinoceronte) y las larvas chupadoras de sangre del género Auchmeromyia. Ninguno de éstos suele encontrarse en casos de miasis de herida. Las tres principales especies de parásito facultativo que se encuentran en miasis de herida son la mosca del gusano barrenador del ganado, Cochliomyia hominivorax, la mosca del gusano barrenador del Viejo Mundo, Chrysomya bezziana, y la mosca de miasis de herida de Wohlfahrt, Wohlfahrtia magnífica.

Las dos especies de Cochliomyia que se encuentran en miasis de herida son C. hominivorax y C. macellaria. C. macellaria se ha citado a menudo como causante de miasis por identificación incorrecta de C. hominivorax. Las larvas de C. macellaria pueden ser muy abundantes en carroña. Cuando están presentes en miasis, sólo son invasoras secundarias que se alimentan en el borde o en la superficie de la herida y que no producen las lesiones en forma de bolsillo características de los gusanos barrenadores primarios. Los adultos son comunes en los mataderos y mercados al aire libre. Las hembras ponen hasta 1.000 huevos en tandas de 40-250, y a menudo depositan los huevos juntas y producen así masas de varios miles de huevos. Las larvas pueden salir del huevo en 4 horas y llegar a la madurez en 6-20 días. El tiempo total de desarrollo varía de 9 a 39 días, según la temperatura y la humedad, y los adultos viven 2-6 semanas.

Los parásitos facultativos normalmente tienen vida libre y se desarrollan en materia orgánica en descomposición, incluida la carroña. En ciertas circunstancias pueden desarrollarse en tejidos vivos, por ejemplo en las vendas sucias de pacientes postrados en cama que no pueden lavarse o protegerse solos.

En toda campaña de lucha, es indispensable poder identificar correctamente el insecto. En los programas de erradicación de la mosca del gusano barrenador del ganado, esta capacidad de

identificación adquiere cada vez más importancia a medida que avanza la campaña. Una de las medidas que se usan para estimar el éxito de la campaña es la relación entre las miasis de la mosca del gusano barrenador del ganado y las provocadas por otros dípteros. Hay muchas otras especies que pueden participar en las miasis, y evidentemente es importante poder distinguir la mosca del gusano barrenador del ganado de estas otras especies. La identificación correcta también es importante para planear la estrategia de erradicación, por ejemplo, dónde soltar moscas estériles. Pueden hacerse grandes ahorros de tiempo y dinero soltando las moscas estériles en casos confirmados de mosca del gusano barrenador y no en casos no confirmados, que pueden deberse a plagas menos serias.

### 3.2. *PATOLOGIA*

Los efectos patológicos de las infestaciones de la mosca del gusano barrenador del ganado en el huésped parasitado pueden dividirse en cuatro grandes componentes:

- a) un efecto traumático, causado por las larvas al desgarrar los tejidos del huésped con los órganos bucales en forma de gancho;
- b) un efecto irritante, causado por el movimiento barrenador constante de las larvas dentro de la herida;
- c) infecciones secundarias de heridas exudativas, causadas por otros organismos contaminantes, como bacterias, virus, protozoos y hongos;
- d) el efecto tóxico causado por las excreciones larvares de productos de desecho.

Un animal infestado puede sobrevivir sólo unos días si la infestación es grave y no se trata pronto. Aún con tratamiento, en particular si se demora, las infecciones secundarias pueden difundirse por el torrente sanguíneo y provocar artritis, enteritis y septicemia. En regiones infestadas por el gusano barrenador, hasta 90% de los animales recién nacidos pueden morir de la enfermedad si se descuida el tratamiento del cordón umbilical no cicatrizado.

Las excreciones del gusano barrenador producen necrosis del tejido infestado, que, por su olor, atrae otras especies de dípteros que infestan la zona externa mientras los gusanos barrenadores siguen agrandando y ahondando la herida. En estas condiciones graves y sin un tratamiento adecuado, el animal muere pronto. Los factores que contribuyen a la muerte son las infecciones secundarias causadas por bacterias u otros microorganismos, la toxemia y la pérdida de líquidos. Estas infecciones secundarias casi siempre están presentes, pero en zonas con baja densidad de moscas las heridas pueden no estar sometidas a reinfestación continua y curarse solas cuando las larvas las abandonan.

Aunque exuda continuamente, la herida está libre de pus y de costras mientras están presentes los gusanos barrenadores. Las infecciones secundarias complican el diagnóstico de la enfermedad.

En zonas de bajo riesgo de mosca del G.B.G., el pronóstico de recuperación y supervivencia de los animales infestados es favorable; pero en condiciones de alto riesgo, y en particular si las infestaciones se prolongan dos semanas o más sin tratamiento, la muerte es probable. Las heridas tratadas dentro de los cuatro días después de la infestación suelen curarse en un mes, con mejora

evidente 10 días después del tratamiento. El pronóstico de recuperación es considerablemente menos favorable para los recién nacidos que para los adultos.

Los bovinos son en general bastante resistentes a las complicaciones, y con un buen tratamiento las lesiones suelen curarse pronto, pero los ovinos, caprinos y equinos suelen tener infecciones secundarias. Es frecuente la poliartritis infecciosa, causada por clamidias, en los terneros que sobreviven.

Examinando superficialmente las heridas infestadas se observa que las larvas empiezan a salir de la herida inmediatamente después de la muerte del animal, dentro de un máximo de una hora. Las larvas del segundo estadio pueden seguir desarrollándose hasta la etapa pupal; las formas más inmaduras caen al suelo o forman pupa en la herida, pero la probabilidad de que emerja un adulto es mínima.

### **3.3 PRINCIPIOS DEL TRATAMIENTO**

#### **3.3.1 Insecticidas**

Existen diversos productos insecticidas que matan las larvas de la mosca gusanera en la herida y previenen la reinfestación.

Los principales aspectos que deben tenerse en cuenta en la elección del insecticida y su composición son los siguientes:

- baja toxicidad para los mamíferos, para la seguridad máxima de los usuarios y del animal huésped;
- larvicida/insecticida de alta actividad, para asegurar un tratamiento eficaz;
- retención de residuos en el huésped y tasa y modo de excreción;
- persistencia a niveles tóxicos, cuando se aplica como tratamiento en masa, para prevenir la infestación de animales heridos y susceptibles;
- capacidad de penetrar profundamente en las heridas, en particular en casos graves de miasis;
- riesgo de contaminación del ambiente y efectos que puede tener en otras especies.

Idealmente, el insecticida preferido debe tener un alto grado de toxicidad para la mosca del gusano barrenador del ganado, en todas las etapas de su ciclo vital, y combinar una toxicidad baja para los mamíferos con un efecto larvicida muy persistente. También debe poder penetrar el tejido muscular sin descomponerse pronto en productos no tóxicos, pero con transformación final en elementos no contaminantes.

En la zona de distribución original americana se han elaborado productos específicos de eficacia probada en la lucha contra C. hominivorax. No se sabe si estos procedimientos de lucha y contención serán igualmente eficaces contra nuevas infestaciones en otras regiones, donde las condiciones ambientales y climáticas pueden ser diferentes. Sin embargo, dada la necesidad urgente de adoptar medidas de lucha, la experiencia adquirida en otros programas de lucha que han tenido éxito debe servir de base, por lo menos al principio, a la acción inmediata contra nuevos brotes.

En la sección siguiente sobre tratamiento, prevención y lucha se menciona específicamente el insecticida organofosforado llamado comúnmente Cumafós como el compuesto probadamente eficiente y ecológicamente aceptable en todos los países americanos que tienen programas de erradicación. Sin embargo, se reconoce que pueden existir otros compuestos igualmente eficaces que pueden considerarse con este fin, siempre que están registrados y/o se hayan aprobado en el país y se usen de acuerdo con las recomendaciones del fabricante.

### **3.3.2 Técnicas de aplicación**

Los insecticidas se fabrican y se mezclan de diversos modos con excipientes para producir fórmulas convenientes para su aplicación en circunstancias diferentes y con diversas técnicas de asperjado. En relación con el control de la mosca del gusano barrenador del ganado nos interesan sólo dos métodos de aplicación:

- la aplicación directa o tópica del insecticida en una herida para combatir o prevenir una infestación y
- el tratamiento en masa, para proteger rebaños o manadas que se consideran en peligro, o para el control de cuarentena.

Para la aplicación tópica de fosfatos orgánicos a heridas se recomienda usar un polvo humectable (PM). El polvo puede aplicarse directamente espolvoreando la herida con un sobre de 5 g de Cumafós al 5% suministrado en paquetes de tratamiento individual, o el contenido del sobre puede mezclarse con un aceite vegetal, usando 15 sobres de 5 g y 500 ml de aceite para formar una pasta poco espesa que se aplica directamente a la herida con un pincel de unos 2-3 cm de ancho. En las heridas profundas debe aplicarse cuidadosamente para asegurar que la pasta llegue a todos los bolsillos que forman los gusanos. También debe aplicarse una capa delgada, de 5-7 cm de ancho, a la piel circundante (Fig. 27). En las heridas muy húmedas que supuran y exudan debe aplicarse directamente el insecticida en polvo y mezclarse con los exudados de la herida usando guantes de caucho como protección (Fig. 28).

*Si* es necesario, el tratamiento debe repetirse cada tres días hasta que la herida se haya curado y haya desaparecido el peligro de infestación o reinfestación.

Debe cuidarse de que el insecticida no esté contraindicado para la especie de animal que se va a tratar.

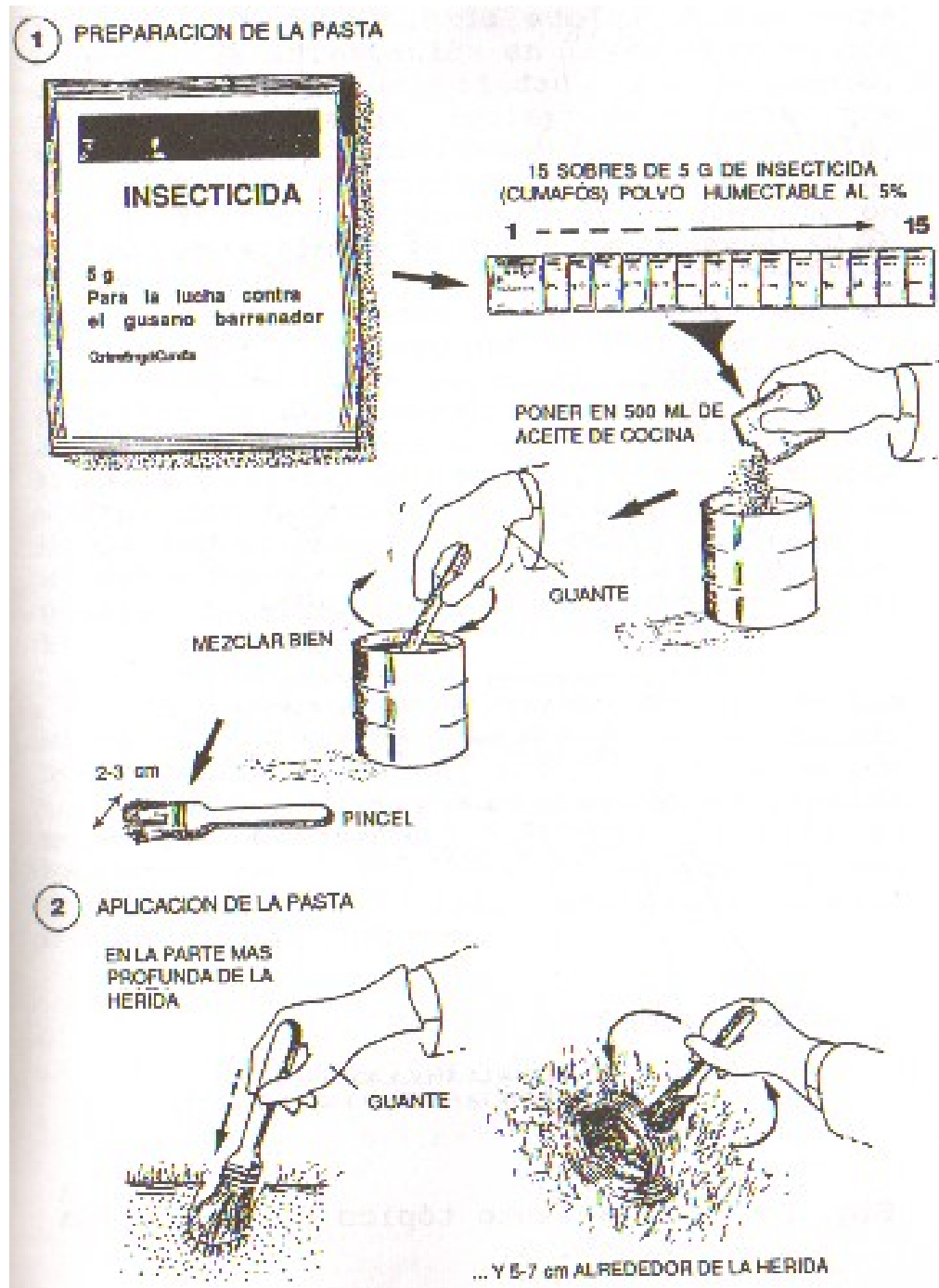
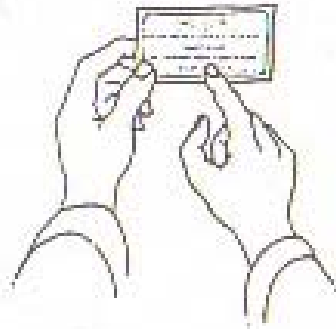
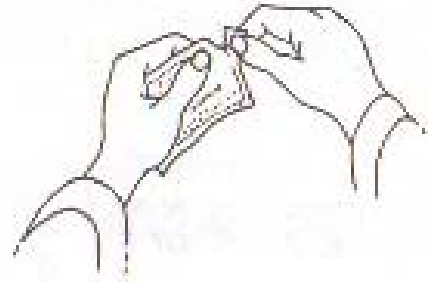


Fig. 27 Tratamiento tópico de la herida infestada con pasta insecticida.



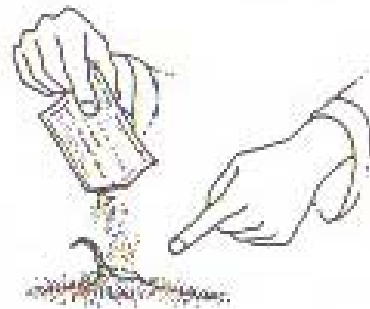
① LEA LAS INSTRUCCIONES  
CON CUIDADO



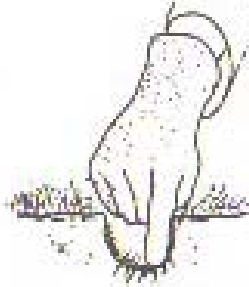
② ABRA UNA ESQUINA  
DEL SOBRE



③ ESPOLVOREE EL POLVO DENTRO DE LA  
HERIDA Y EN EL BORDE DE LA HERIDA  
CUIDE DE QUE LA MAYOR PARTE  
DEL POLVO PENETRE EN LA HERIDA



④ CON UN GUAANTE FROTE BIEN EL POLVO  
CURATIVO EN LA HERIDA MEZCLÁNDOLO  
CON EL SUERO DE LA HERIDA



⑤ REPITA LA APLICACION A LOS TRES  
DIAS SI LA HERIDA NO SE HA CURADO

Fig. 28 Tratamiento tópico de una herida exudativa.



El tratamiento de manadas o rebaños enteros con insecticida suele hacerse para prevenir la infestación en las épocas en que aumenta la vulnerabilidad, por ejemplo, cuando hay ovejas recién esquiladas que pueden haber sido heridas durante la esquila, o como medida de cuarentena para evitar que los parásitos se difundan por transporte en animales infestados migrantes o transportados. El método de tratamiento puede ser el baño del animal en el insecticida o el rociado de cada individuo, para asegurar una mojadura completa y la penetración del insecticida hasta la piel. El baño se considera el método más eficiente y más económico de los dos, aunque no debe usarse con animales muy jóvenes o especies sensibles al insecticida. Con el rociado no siempre puede garantizarse un tratamiento eficaz, porque depende de la diligencia de los rociadores.

Más abajo se dan algunos ejemplos de los cálculos que deben hacerse para determinar los factores de dilución en la mezcla de los insecticidas. Se toma como punto de partida un polvo mojable al 50% suministrado en paquetes de 1 kg, que se aplica en una concentración de 0,25%, como suele hacerse cuando se usa Cumafós.

- i) Rociador motorizado de 750 l (litros) de capacidad:  
para llenar un tanque rociador de 750 l con mezcla al 0,25% se necesitan 0,25 gramos de ingrediente activo (g i.a.) de insecticida por 100 ml o 2,5 g i.a. por litro de agua.  
Por tanto para 750 l se necesitan:  $750 \times 2,5 \text{ g i.a.} = 1.875 \text{ g}$   
1 kg de polvo mojable al 50% contiene 500 g i.a.  
Para hacer 750 l de mezcla al 0,25% se necesitan  
$$\frac{1.875}{500} = 3.75 \text{ kg de insecticida}$$
- ii) Para llenar una rociadora de mochila de 10 l de capacidad:  
1 kg de insecticida al 50% se diluye en 200 l para formar una suspensión al 0,25%.  
Por tanto un paquete de 1 kg mezclado correctamente produce suficiente líquido para llenar 20 rociadoras de 10 l de capacidad – o una rociadora veinte veces.
- iii) Para el tratamiento por inmersión: hay que calcular la capacidad cúbica del tanque para el baño y poner 1 kg de insecticida al 50% por cada 200 l de agua.

### 3.3.3. manejo y uso de Insecticidas

- 1) Almacenar todos los insecticidas en un lugar seguro, bajo llave, lejos de los alimentos y a una distancia que no cree un peligro para los lugares habitados por las personas y los animales. Proteger los insecticidas de la intemperie y cuidar de que los envases están en buen estado y no tengan fugas.
- 2) Neutralizar inmediatamente todos los insecticidas derramados siguiendo las instrucciones del fabricante.
- 3) Manejar los insecticidas con cuidado, usar la vestimenta protectora adecuada y no rociar contra el viento. Evitar el contacto directo.
- 4) No rociar cerca de lugares habitados o de ríos o lagos.

- 5) Desechar los envases vacíos de manera que no creen un peligro; No volver a usarlos.
- 6) Lavar la ropa y el equipo rociador con cuidado después de usarlos y arreglar el equipo inmediatamente si tiene fugas.
- 7) Mantener a los curiosos, sobre todo a los niños, lejos de la zona del rociado. Debe recordarse que la toxicidad de los insecticidas a menudo está relacionada con el peso corporal y que los niños son los más vulnerables.
- 8) Eliminar Prudentemente el rociado sobrante y el agua usada para lavar, preferiblemente en un pozo bien construido y rodeado de una cerca con portón para impedir el acceso a las personas no autorizadas.
- 9) Las zonas de baño deben construirse de manera que el exceso de insecticida que se escurra de los animales tratados vuelva al baño y no contamine la zona circundante.
- 10) Recuérdese que los insecticidas son venenos y siempre deben manejarse almacenarse y usarse como tales.

### **3.4 CONTROL DE LA ENFERMEDAD Y SU PREVENCIÓN**

El objeto de estas actividades es disminuir el número de heridas en los posibles huéspedes y reducir al mínimo su capacidad de atraer ataques de la mosca del gusano barrenador del ganado. En la mayoría de los casos, la eliminación total de las heridas abiertas atractivas es imposible. La inspección y el tratamiento de los animales que se recomiendan más abajo aseguran una reducción considerable del número de heridas abiertas susceptibles de un ataque de la mosca del gusano barrenador del ganado. Por tanto, estas actividades producen una reducción de la densidad de la población parasitaria y una disminución correspondiente de la incidencia de la enfermedad.

Para que estas medidas tengan éxito, los ganaderos deben estar informados de los procedimientos y ser alentados a participar en su ejecución. El grado de éxito depende del número de ganaderos que colaboren. Basta que uno solo permita que sus animales sean infestados y que queden sin tratamiento para que el crecimiento de la población de moscas del gusano barrenador del ganado aumente el peligro para los animales de las cercanías.

#### **3.4.1. Medidas de control**

- Examinar todos los animales, incluso los domésticos, a fondo y con frecuencia.
- Examinar todas las heridas en busca de masas de huevos y larvas, y si se encuentran, recogerlas y conservarlas en formol al 10% o en alcohol metílico étílico al 70%. Anotar los detalles de la recolección en el formulario que viene con el equipo de muestra o, si no hay formulario, en hoja aparte. Las larvas muy metidas en la herida pueden sacarse con pinzas. Debe asegurarse de destruir todas las larvas que queden en la herida y de que ninguna caiga al suelo y sobreviva.
- Tratar inmediatamente las heridas infestadas con un insecticida recomendado y si se sospechan infecciones secundarias administrar un antibiótico sistémico de amplio espectro.

- Enviar las muestras de larvas recogidas al organismo oficial encargado de la identificación de los especímenes por la vía más rápida posible y sin demora.
- Notificar los presuntos casos de infestación al funcionario de los servicios veterinarios por teléfono o por cualquier otro medio de comunicación rápida disponible.
- No sacar animales de la zona infestada ni introducir en ella otros animales a menos que se obtenga permiso oficial.
- Al comprar o vender animales asegurarse de que no están infestados con larvas de mosca del gusano barrenador del ganado.
- Idealmente, todo el ganado de las zonas de alto riesgo y de las zonas cercanas debe ser tratado periódicamente con insecticida, mediante inmersión o aspersión, para reducir el riesgo de infestación. La frecuencia de tratamiento depende de que el insecticida usado persista efectivamente a niveles tóxicos para la mosca del gusano barrenador del ganado.

#### **3.4.2 Medidas de prevención, propietarios y cuidadores de ganado**

- Examinar físicamente a todos los animales, incluso los domésticos, a fondo y todos los días, tratando todas las heridas con un insecticida persistente recomendado, para prevenir la infestación.
- Reducir el riesgo de heridas en los animales sacando del corral clavos expuestos, alambres y otros objetos punzantes y evitando la vegetación densa y espinosa cuando los animales pacen a campo abierto. Determinar todas las demás posibles causas de lesiones presentes en la situación local y tomar medidas para eliminarlas.
- Si es posible, evitar las prácticas veterinarias y ganaderas que Producen heridas, como los partos, el marcado, el descorne, la castración y la esquila, durante las estaciones de alto riesgo.
- Separar los animales agresivos para evitar el peligro de heridas producidas por peleas.
- Durante los períodos de alto riesgo, como la estación lluviosa, reducir el contacto entre animal y mosca en lo posible haciendo pacer a los animales lejos de las zonas de alta densidad de la mosca del gusano barrenador del ganado y durante las horas en que las moscas son menos activas, por ejemplo de noche.
- Emprender una lucha regular y sistemática contra otros ectoparásitos del ganado, en particular contra los que hieren la piel y así atraen la mosca del gusano barrenador del ganado.

Se recomiendan estas medidas para reducir la incidencia de infestaciones entre el ganado local. Si todos los ganaderos las ejecutan diligentemente, cabe esperar una reducción de la población de la mosca gusanera, por interrupción de su ciclo vital; pero como no eliminan el parásito, es necesario aplicarlas sistemática y continuamente durante mucho tiempo.

### 3.4.3 Prevención y control a nivel nacional

Para la máxima efectividad en el control, la prevención y la erradicación final de la enfermedad, deben tomarse medidas a nivel nacional, o incluso regional, a fin de hacer un esfuerzo conjunto en toda la zona infestada y prevenir la difusión del parásito a las zonas no infestadas adyacentes.

Los pasos importantes de la campaña de lucha pueden clasificarse así:

- determinar los límites y la densidad de la distribución estacional de C. hominivorax dentro de la zona infestada (encuestas);
- prevenir la difusión del parásito a zonas no infestadas (cuarentena y control del movimiento del ganado);
- conducir una campaña sostenida y eficaz de toma de conciencia pública para asegurar la cooperación y participación de todos los sectores de la comunidad;
- aplicar medidas preventivas para evitar o reducir al mínimo la infestación del ganado considerado en peligro;
- iniciar técnicas de control para reducir la población de parásitos y así reducir la incidencia de infestación y el riesgo de expansión de la distribución del parásito;
- evaluar constantemente la eficacia de la operación para poder modificarla según sea necesario;
- evaluar la viabilidad de la erradicación en gran escala;
- apoyar y aumentar la eficiencia de las operaciones de campo mediante la investigación aplicada en zonas identificadas.

### 3.5. CONTENCION DE LA ENFERMEDAD

Una vez confirmada la infestación de C. hominivorax en una zona, es indispensable tomar medidas inmediatamente no sólo para combatir el parásito sino también para evitar su difusión a otras zonas. Toda medida tendiente a ejercer presión sobre el insecto, y por tanto a reducir su densidad de población o a retardar su reproducción, disminuye el peligro de difusión del insecto adulto, que puede volar hasta 290 km en menos de dos semanas en busca de hábitat y huéspedes favorables.

Por tanto, es imperativo que las medidas de protección y control a nivel del ganadero y a nivel nacional descritas en las secciones 3.4.2 y 3.4.3 se apliquen en cuanto se haya confirmado un brote de la enfermedad. Estas medidas deben mantenerse mientras persista el parásito, cualquiera que sea el grado de infestación.

#### 3.5.1 Movimiento del ganado y cuarentena

El mayor peligro de infestación de otras zonas resulta del transporte de huevos o larvas vivas en ganado infestado o en animales salvajes.

Este movimiento puede ocurrir de diversas maneras:

- el movimiento localizado de animales situados en la frontera de la infestación, que extiende gradualmente la zona de infestación;
- la migración de animales salvajes y la trashumancia estacional de ganaderos, a menudo a través de fronteras nacionales;

- el uso de animales de carga para el transporte de productos comerciales y agrícolas de las zonas de producción a los mercados y viceversa;
- el transporte de animales a larga y a corta distancia, por carretera o ferrocarril, generalmente para venderlos en los mercados;
- el transporte intercontinental de animales vivos en avión o en barco, que podría producir la extensión mundial de la infestación de la mosca del gusano barrenador del ganado.

Por tanto, es indispensable que el movimiento de animales de las zonas infestadas, y aún de las zonas sospechosas, se vigile y se restrinja eficientemente a todos los niveles, desde los movimientos locales de ganado hasta la importación y exportación internacional con fines comerciales.

En todos los casos los procedimientos técnicos de lucha son esencialmente los mismos, y en general deben adaptarse las siguientes prácticas:

- deben examinarse atentamente todas las pautas de movimiento de animales dentro de la zona infestada e identificar y registrar las que originen el riesgo de llevar la mosca del gusano barrenador del ganado a otras zonas;
- deben establecerse puestos de control en puntos estratégicos, y en la cantidad necesaria, sobre la base de la información obtenida del estudio del movimiento de animales;
- la persona encargada de los animales que se presentan en las estaciones de control debe recibir un certificado de inspección escrito que incluya detalles del resultado de la inspección y si procede, del tratamiento administrado;
- todos los animales que entren en la zona infestada o salgan de ella deben hacerlo sólo por los puestos de control veterinario y cuarentena establecidos para luchar contra la mosca del gusano barrenador del ganado, y deben ser examinados y declarados libres de infestación. Los movimientos deben restringirse tanto como sea posible;
- los animales transportados en vehículos deben descargarse para facilitar el examen físico atento de cada animal;
- la inspección de los animales debe hacerse diligentemente examinando toda la superficie del cuerpo en busca de heridas. Deben examinarse cuidadosamente todas las heridas, teniendo presente que las larvas de la mosca del gusano barrenador del ganado pueden estar metidas en los tejidos a una profundidad relativamente grande y pueden no detectarse en un examen superficial;
- todos los animales presentados a los puestos de control en los que no se detecte la mosca del gusano barrenador del ganado y que parezcan no tener heridas deben ser tratados con un insecticida recomendado, ya sea por rociado a fondo de todo el animal o por inmersión;
- todos los vehículos que transporten animales y pasen por el puesto de control deben ser asperjados para matar las larvas que hayan caído del animal al piso del vehículo. Esto debe hacerse incluso si no hay indicios de infestación;
- los animales con heridas no infestadas deben recibir un tratamiento tópico de la herida después del rociado de todo el cuerpo o del baño;
- los animales con heridas infestadas sospechosas de infestación por C. hominivorax deben recibir tratamiento curativo, y deben recogerse especímenes para confirmar la presencia del parásito. Los animales deben permanecer en cuarentena hasta la identificación, y si ésta es positiva no debe permitirse que los animales sigan su viaje hasta que la infestación haya sido eliminada mediante un tratamiento curativo diario de tres días por lo menos. Antes de dejar el puesto de control estos animales también deben recibir un rociado de todo el cuerpo o un baño de inmersión;

- se aconseja poner en cuarentena a todos los animales con miasis y darles tratamiento hasta que la infestación haya desaparecido, en general tres días por lo menos. Esta precaución elimina el riesgo de identificación incorrecta del parásito;
- los animales con heridas no infestadas en tránsito a zonas infestadas deben recibir tratamiento preventivo en el puesto de control. Deben darse instrucciones a la persona encargada de los animales para que continúe el tratamiento hasta que las heridas se hayan curado y el peligro de infestación haya desaparecido;
- deben elaborarse medidas Para asegurar que los propietarios y cuidadores no tengan oportunidad de pasar animales sanos por el puesto de inspección y de cambiarlos luego por animales posiblemente infestados después de haber recibido el certificado. Con este fin puede ser necesario sellar oficialmente el vehículo de transporte o marcar individualmente los animales examinados para poder identificarlos después. Estas medidas deben anotarse, con detalles, en el certificado de inspección;
- deben establecerse líneas de comunicación para asegurar una corriente rápida de información entre las estaciones de control y las oficinas coordinadoras de modo que se pueda verificar la marcha de los animales transportados. De esta manera se desalientan los desvíos no autorizados;
- todas las estaciones deben tener el equipo y el personal capacitado necesarios para identificar correctamente los estadios larvales de la mosca del gusano barrenador del ganado y sus huevos;
- para estar organizado eficientemente, el funcionamiento del sistema de lucha y cuarentena debe tener el apoyo de una legislación adecuada y aplicable. Deben determinarse e imponerse penas por infracción de la ley;
- los países que importan animales vivos de países infestados por la mosca del gusano barrenador deben asegurar la cuarentena, el examen y el tratamiento de estos animales para evitar la introducción de la enfermedad. Del mismo modo, los países infestados por la mosca del gusano barrenador del ganado deben tomar las medidas necesarias para que los animales están libres del parásito antes de exportarlos.

### **3.6 ERRADICACION DE LA MOSCA DEL GUSANO BARRENADOR DEL GANADO**

No ha sido posible erradicar C. hominivorax de las zonas con condiciones ambientales óptimas mediante el uso intenso de técnicas de lucha y prevención. En tales circunstancias estas técnicas producen una reducción notable de la población, pero la especie sobrevive al completar su ciclo vital en los animales salvajes y en el ganado no tratado. Para lograr la erradicación ha sido necesario combinar las medidas de lucha y prevención con la técnica del insecto estéril (TIE).

La TIE exige la cría semanal de cientos de millones de insectos en plantas construidas especialmente. Los insectos son esterilizados, generalmente mediante radiación controlada, y luego liberados desde un avión en las zonas infestadas. La copulación de hembras salvajes y machos estériles no produce descendencia, interrumpe así el ciclo vital y reduce progresivamente las poblaciones salvajes. Junto con otras medidas de lucha que se describen en este manual, la TIE se ha usado con éxito en la erradicación de C. hominivorax en las islas de Curazao y Puerto Rico, y también en la península de Florida, en el sur de los Estados Unidos de América y en México.

La organización, planificación y ejecución del programa de erradicación mediante la Técnica del Insecto Estéril son complejas y comprenden muchas y diversas etapas, y en este manual no puede

darse una descripción detallada. Pero los principios y aspectos principales necesarios para considerar la posibilidad de aplicar esta técnica pueden indicarse del siguiente modo:

Deben definirse con exactitud los límites de la distribución de la mosca del gusano barrenador del ganado para que, una vez que una zona ha sido tratada con la TIE, no quede ninguna otra infestada que pueda servir de fuente de una nueva invasión.

Para asegurar el éxito, debe soltarse un número suficiente de insectos estériles criados en el laboratorio para que compitan por las hembras con los machos salvajes. Por tanto, la eficacia de la técnica depende de su integración con otros métodos de prevención y lucha, para lograr una reducción inicial de la población, y además debe aplicarse en el período de descenso estacional natural (estación seca). Se estima que, teóricamente, deben soltarse 10 machos estériles por cada macho salvaje presente por unidad de superficie. En la campaña México/Estados Unidos se sueltan en promedio entre 700 y 2.500 moscas estériles por km<sup>2</sup> por semana.

La marcha de las operaciones se sigue principalmente mediante el registro de la incidencia de infestación en el ganado, y también mediante la vigilancia de animales centinelas en busca de masas de huevos estériles y huevos fértiles, y el examen microscópico de hembras capturadas en trampas para determinar si son estériles. La liberación de insectos estériles se mantiene hasta que estos estudios confirmen que la población salvaje ha sido eliminada.

Antes de comenzar las operaciones debe determinarse la compatibilidad y competitividad sexuales de las poblaciones de la mosca del gusano barrenador del ganado criadas en el laboratorio con las salvajes. También debe determinarse el efecto de los cambios climáticos estacionales en la densidad de población de las moscas salvajes para ayudar a calcular cuántos insectos estériles deben soltarse.

La cría en masa de la mosca del gusano barrenador del ganado en condiciones industriales es costosa y exige un gran esfuerzo logística y técnico. Se estima que el tiempo necesario para construir un criadero de este tipo y para alcanzar los niveles de producción necesarios para la erradicación es de unos dos años. La campaña de erradicación mexicana es un ejemplo de los costos en juego: la construcción y el equipo del criadero costaron 40 millones de dólares en tres años, al tipo de cambio de 1977. Se asignó un presupuesto de 50 millones de dólares anuales para cubrir todas las actividades, incluso las operaciones de campo. La erradicación puede justificarse considerando la extensión de la infestación, el efecto de ésta en el ganado y en los animales salvajes y las consecuencias previstas de la difusión del parásito a zonas no infestadas.

Para evitar los costos de construcción de la producción en masa, puede considerarse la posibilidad de transportar a larga distancia insectos estériles desde los criaderos que ya existen, siempre que se haya confirmado la compatibilidad de los linajes.

### **3.7 NOTIFICACION DE LA ENFERMEDAD**

C. hominivorax es un parásito eficiente bien adaptado a su ambiente. El potencial de difusión de la enfermedad a zonas no infestadas es muy grande. Las consecuencias económicas de la introducción de infestaciones para la producción ganadera y para las poblaciones de animales salvajes pueden ser desastrosas. Por tanto, si se encuentra la mosca del gusano barrenador del ganado en zonas nuevas

es indispensable actuar inmediatamente para prevenir su difusión y para iniciar actividades de control y erradicación.

Se recomienda especialmente la notificación inmediata de todo nuevo brote a la FAO y a los países vecinos para que puedan adaptarse sin demora las medidas necesarias. En la Fig. 29 se indica el formulario que se sugiere usar para notificar la enfermedad. La dirección para la notificación inmediata a la FAO es la siguiente:

FAO  
Servicio de Sanidad Animal (AGAH)  
Via delle Terme di Caracalla  
00100 Roma, Italia  
Tel: 5797-4106  
Télex: 610180  
Facsimil: 625852/625853



Código de la enfermedad		N°	Año	
1.	País			
2.	Nombre y designación del remitente			
3.	Número de télex o dirección telegráfica del remitente			
4.	Fecha de transmisión del mensaje	5.	Fecha de la primera detección	
6.	Fecha estimada de la primera infección	7.	Número de brotes distintos identificados hasta la fecha	
8.	Situación geográfica del brote (de los brotes)			
9.	Detalle del brote (o brotes):			
Especies infestadas (a)	N° de animales en los brotes (manadas afectadas) (b)	Número de		
		Casos (c)	Muertes (d)	Animales (e)
10.	Observaciones sobre la población afectada			
11.	Observaciones sobre la epidemiología de la enfermedad hasta la fecha			
12.	Medidas de control tomadas hasta la fecha			

Fig. 29 Formulario para notificar a la FAO los nuevos brotes y la presencia de *C. hominivorax*.

### **3.8 NECESIDADES DE INVESTIGACIÓN**

La biología de C. hominivorax en las condiciones ambientales naturales de su distribución restringida anterior en América está bien documentada. Esta información es una guía útil para anticipar su desarrollo y comportamiento en nuevas zonas de infestación; pero como las condiciones ambientales no siempre son las mismas, y dada la capacidad de los insectos de adaptarse a nuevas circunstancias, es indispensable confirmar ciertos datos básicos en todo nuevo brote:

- la influencia de los factores climáticos en el ciclo vital y la determinación de los extremos que pueden limitar su distribución;
- confirmación del comportamiento de la mosca del gusano barrenador del ganado en relación con el hábitat disponible e influencia de la vegetación y de otros factores biológicos en su distribución;
- determinación de las técnicas de investigación y de los atrayentes odoríferos de eficiencia óptima;
- evaluación de los insecticidas disponibles para prevención, tratamiento y control;
- estudios para determinar el efecto de otras enfermedades que causan heridas tienen en los niveles de infestación de la mosca del gusano barrenador del ganado y para encontrar medidas de control contra ellas.

## **CAPITULO 4**

### **ESTUDIOS**

#### **4.1 ESTUDIOS**

Los estudios sobre gusano barrenador del Nuevo Mundo pueden basarse en la detección del parásito en cualquiera de las cuatro etapas de su ciclo vital: el huevo, la larva, la pupa o el adulto. Pero la etapa larval es la más adecuada porque se puede detectar, recoger, conservar, transportar e identificar más fácilmente. Las otras etapas requieren formación entomológica especial y experiencia en la identificación y son más difíciles de localizar y de conservar. A continuación se indican los puntos que deben tenerse - en cuenta al hacer los estudios.

#### **4.2 ESTUDIOS SOBRE LAS LARVAS**

Se debe estimular a todos los ganaderos y encargados del manejo del ganado a hacer exámenes físicos frecuentes de sus animales para detectar las heridas infestadas. La muestra investigada debe incluir todas las zonas sospechosas de infestación y además una ancha zona circundante, donde las moscas y la enfermedad pueden ser muy poco frecuentes y pasar fácilmente inadvertidas. Si la zona investigada es grande, conviene dividirla en sectores, cada uno a cargo de un oficial veterinario.

El éxito de una operación de gran magnitud como ésta, que depende de la participación voluntaria de muchos ganaderos, exige el apoyo de un servicio bien organizado de extensión veterinaria en el campo y de una campaña eficiente y sostenida de toma de conciencia pública. En esta campaña debe ponerse énfasis en la importancia del diagnóstico, la vigilancia y el seguimiento intenso constantes de todos los casos e informes de presunta presencia de la mosca del gusano barrenador del ganado.

Todas las personas que tienen que ver con el ganado deben recibir instrucción sobre el reconocimiento de heridas sospechosas de miasis, la recolección y conservación de muestras de larvas y el registro de la enfermedad.

Se necesita una oficina coordinadora nacional para recibir las muestras sospechosas, hacer la identificación entomológica y registrar el lugar de la recolección. El objeto de esta oficina es producir y mantener al día un registro de la distribución y la densidad de la mosca del gusano barrenador del ganado basado en las muestras que se reciban, que también debe incluir información procedente de los estudios de detección de adultos y huevos.

Para estimular y ayudar al agricultor a colaborar, deben suministrársela paquetes de insecticida para tratar los animales heridos, instrucciones sobre la recolección y la notificación, escritas en el idioma local, y tubos de muestra con un conservante adecuado, como alcohol metílico o etílico al 70%, para recoger larvas, con instrucciones sobre el modo de transmitir las a la oficina coordinadora competente para su identificación y registro. Los tubos y las hojas de notificación deben estar numerados para evitar errores.

Los tubos de recolección y el insecticida pueden formar parte de un paquete que contenga un sobre de polvo insecticida, un tubo para especímenes con conservante y el folleto de instrucciones con el

formulario de notificación. Este paquete suele llamarse ”equipo de tratamiento y muestreo” (Figuras 30 y 31).

Debe destacarse que toda deficiencia de este programa intenso y sostenido de estudios puede producir errores en el mapa de la distribución del parásito y perjudicar gravemente las operaciones de lucha y erradicación. Los límites de la distribución de las poblaciones del parásito y su densidad dentro de esos límites deben determinarse con exactitud.

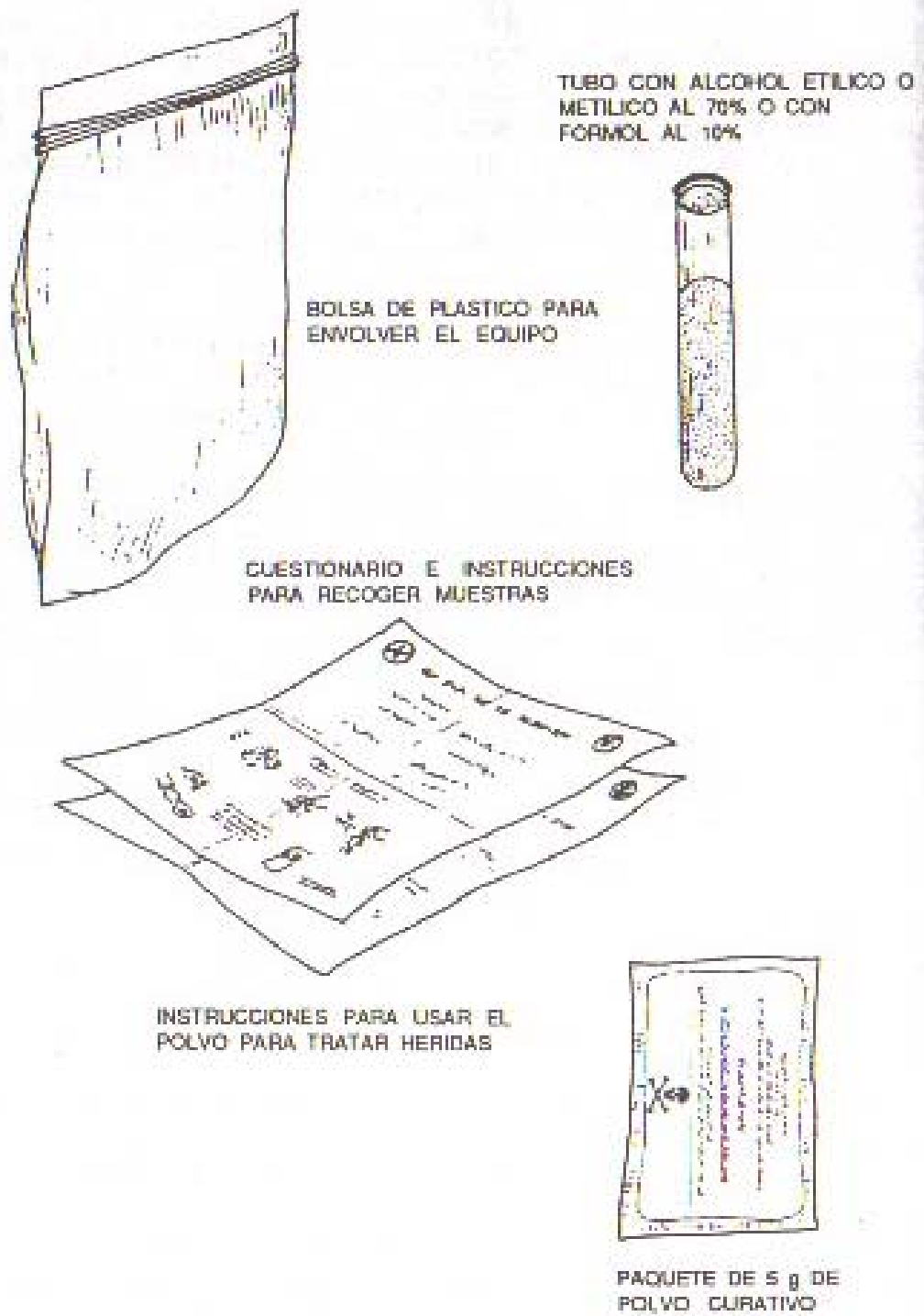


Fig. 30 El "material de tratamiento y muestreo".

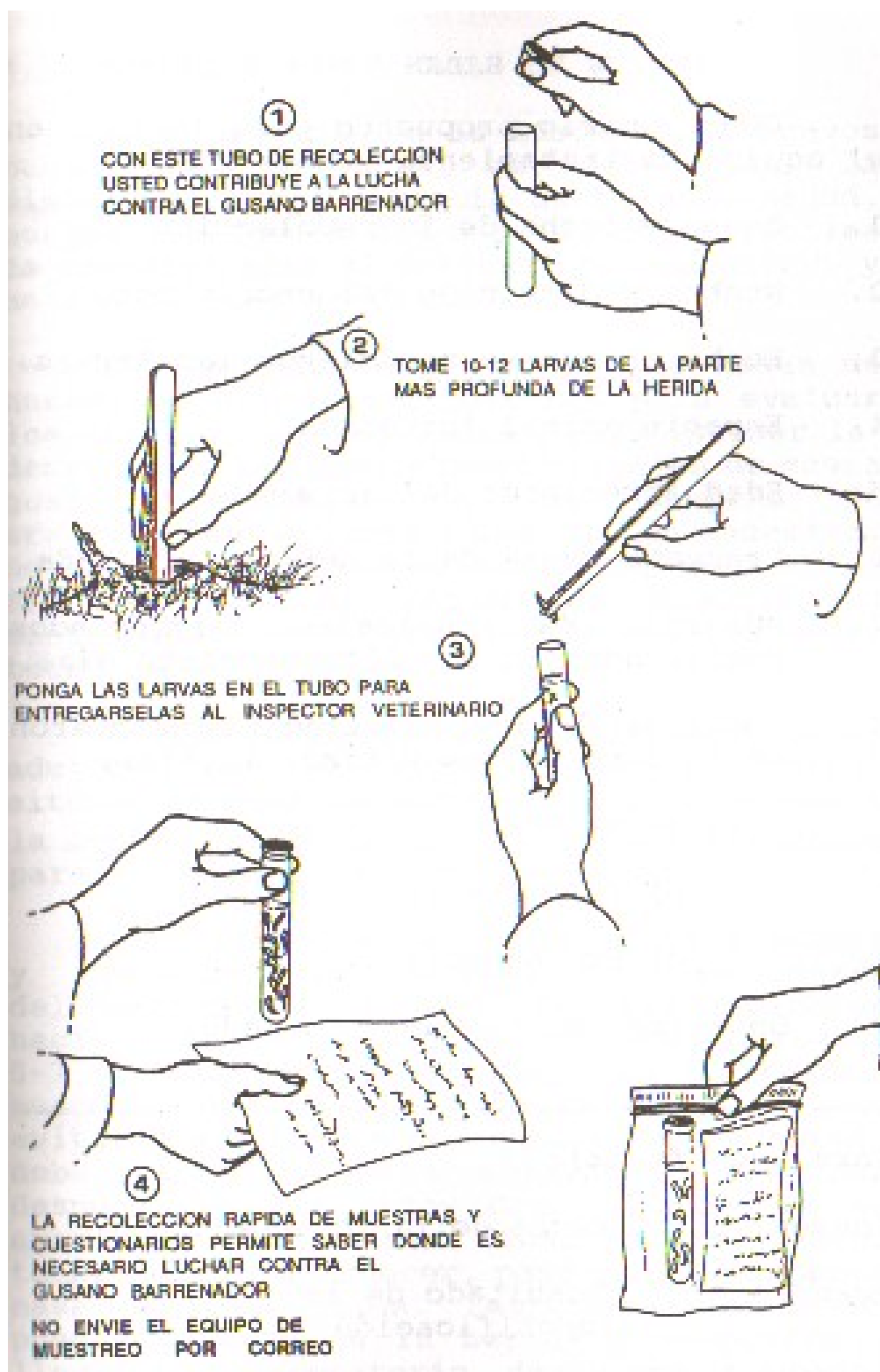


Fig. 31 Uso del "material de tratamiento y muestreo".

Cuestionario propuesto para incluir en el equipo de tratamiento y muestreo.

1. Lugar y fecha de la recolección.
2. Nombre y dirección del recolector.
3. Fecha en que se recogieron las larvas.
4. Especie animal infestada.
5. Edad aproximada del animal.
6. Presunta causa de la herida infestada.
7. Número de animales infestados registrados en los últimos siete días.
8. Detalles de los animales que entraron en la zona en los últimos 12 días:
  - a) Número: .....
  - b) Especies: .....
  - c) Procedencia: .....
9. Detalles del tratamiento dado.

**Para uso oficial:**

Inspector \_\_\_\_\_ Fecha de la investigación \_\_\_\_\_

Muestra N° \_\_\_\_\_ Resultado de la identificación \_\_\_\_\_

Lugar \_\_\_\_\_ Medidas de seguimiento \_\_\_\_\_

### **4.3 ESTUDIOS SOBRE MASAS DE HUEVOS**

No se recomienda la búsqueda de huevos cuando el objetivo es determinar la distribución e incidencia de la enfermedad, porque los huevos duran poco, son difíciles de detectar para el personal no capacitado y no son fáciles de identificar.

Los estudios de detección de masas de huevos se usan principalmente para evaluar los niveles de esterilidad y para estimar la densidad de las poblaciones salvajes de mosca gusanera sometidas a una campaña de erradicación mediante liberaciones sucesivas de moscas estériles criadas en laboratorio. Sin embargo, el método se describe a continuación para completar la sección sobre técnicas de encuesta.

Suelen elegirse tres animales centinelas adultos, que se encierran en un corral situado en condiciones óptimas para atraer a la mosca adulta. Se les dan agua y alimentos para asegurar su salud y bienestar.

Para atraer a la hembra salvaje madura y estimular la oviposición, se hiere deliberadamente a uno de los animales haciéndole una incisión quirúrgica en cruz de 5-7 cm de largo, generalmente en la región muscular del hombro o de la grupa. Debe evitarse que la herida se cure. Cada animal debe usarse una semana solamente y alternar después con los otros dos. El animal es examinado todos los días, a la mañana temprano y al atardecer, para ver si presenta masas de huevecillos. Las que se encuentren pueden dejarse en la herida o recogerse y llevarse al laboratorio, donde son incubados y criados. En ambos casos se toma nota de la capacidad de los huevos de convertirse en larvas, para determinar la fertilidad de las hembras salvajes. La relación entre masas de huevos estériles y masas de huevos fértiles da una indicación exacta de la eficiencia de los machos estériles en la competencia con los machos salvajes.

Si se deja que se desarrollen en el animal herido, los huevos deben recogerse en el segundo estadio larval, después de unos dos días, para identificarlos. Después que se ha tomado un número suficiente de larvas (12 por lo menos), se pueden matar las que quedan en la herida metiendo en la lesión un tapón de algodón empapado en cloroformo. El animal centinela debe ser tratado diariamente con un antibiótico para prevenir infecciones secundarias.

Debe llevarse un registro diario que indique la situación exacta del rebaño centinela, su número de referencia, el número de masas de huevos estériles y masas de huevos fértiles observadas y las condiciones climáticas, como la temperatura, las precipitaciones y la dirección del viento.

Si la operación de dispersión de insectos estériles tiene éxito, el cociente de las masas de huevos estériles registradas aumenta progresivamente hasta llegar a la esterilidad total.

### **4.4 ESTUDIOS SOBRE LAS MOSCAS ADULTAS**

Como es relativamente fácil detectar en los animales los estadios larvales de la mosca del gusano barrenador, no suelen hacerse estudios de moscas adultas cuando el objeto es determinar la distribución y la incidencia de la enfermedad. Sin embargo, como la detección de masas de huevos, estas estudios son útiles para evaluar el progreso de la erradicación por medio de la técnica del



insecto estéril y para hacer una estimación de la densidad de población de las moscas estériles y las salvajes.

#### 4.4.1. Trampas

Dos diseños de trampa para moscas adultas, elaborados y modificados para el programa conjunto México-Estados Unidos de Erradicación del Gusano Barrenador, han resultado las más eficientes, y se describen abajo. Ambas se basan en un cebo olfativo de olor semejante al de la carne podrida, que es particularmente atractivo para las hembras grávidas. También se atrapan bastantes machos, porque acuden al olor respondiendo al instinto de copulación.

##### a) La trampa Bishop (modificada)

La trampa tiene un cebo de 500 g de hígado bovino crudo cortado en trozos pequeños con un volumen igual de agua, que se ha dejado expuesto, pero protegido de las moscas, durante una semana para que entre en descomposición. Luego se pone el hígado en la bandeja de plástico de la trampa y se repone el agua según sea necesario. Debe cambiarse el hígado una vez por semana. La eficiencia de las trampas nuevas aumenta, y llega al máximo después de unas dos semanas.

Las moscas cazadas en trampas deben manejarse como sigue:

- examinar y vaciar las trampas todos los días. Repararlas según sea necesario y sin demora;
- retirar la bandeja de plástico y poner la parte superior de la trampa, donde están las moscas, en una bolsa de plástico con un algodón empapado en acetato etílico o cloroformo;
- vaciar la trampa en la bolsa de plástico teniendo cuidado de que no se escape ninguna mosca;
- cuando la sustancia química las haya inmovilizado, transferir las moscas a una bolsa de papel o a otro recipiente adecuado, y anotar la fecha, la ubicación de la trampa y su número. Cerrar el recipiente.
- despacharlo para su identificación cuanto antes; si hay alguna demora, los especímenes deben conservarse refrigerados.

##### b) Trampa orientada por el viento (TOV)

Después de considerable investigación en el campo, se considera que, en la situación de los Estados Unidos y México, la trampa orientada por el viento (TOV) es preferible a la trampa Bishop por dos razones: es más selectiva en la atracción de la mosca del gusano barrenador del ganado, con lo cual elimina la recolección de muchas otras especies, y también es más eficiente. Por otro lado, se basa en el uso de un cebo olfativo sintético que, aunque es de manejo más cómodo que el hígado crudo, requiere diversos compuestos químicos para su producción.

El cebo, llamado Swormlure 4 (SL-4), es más específico para la mosca del gusano barrenador del ganado que el hígado y menos atractivo para otras especies de moscas californianas.

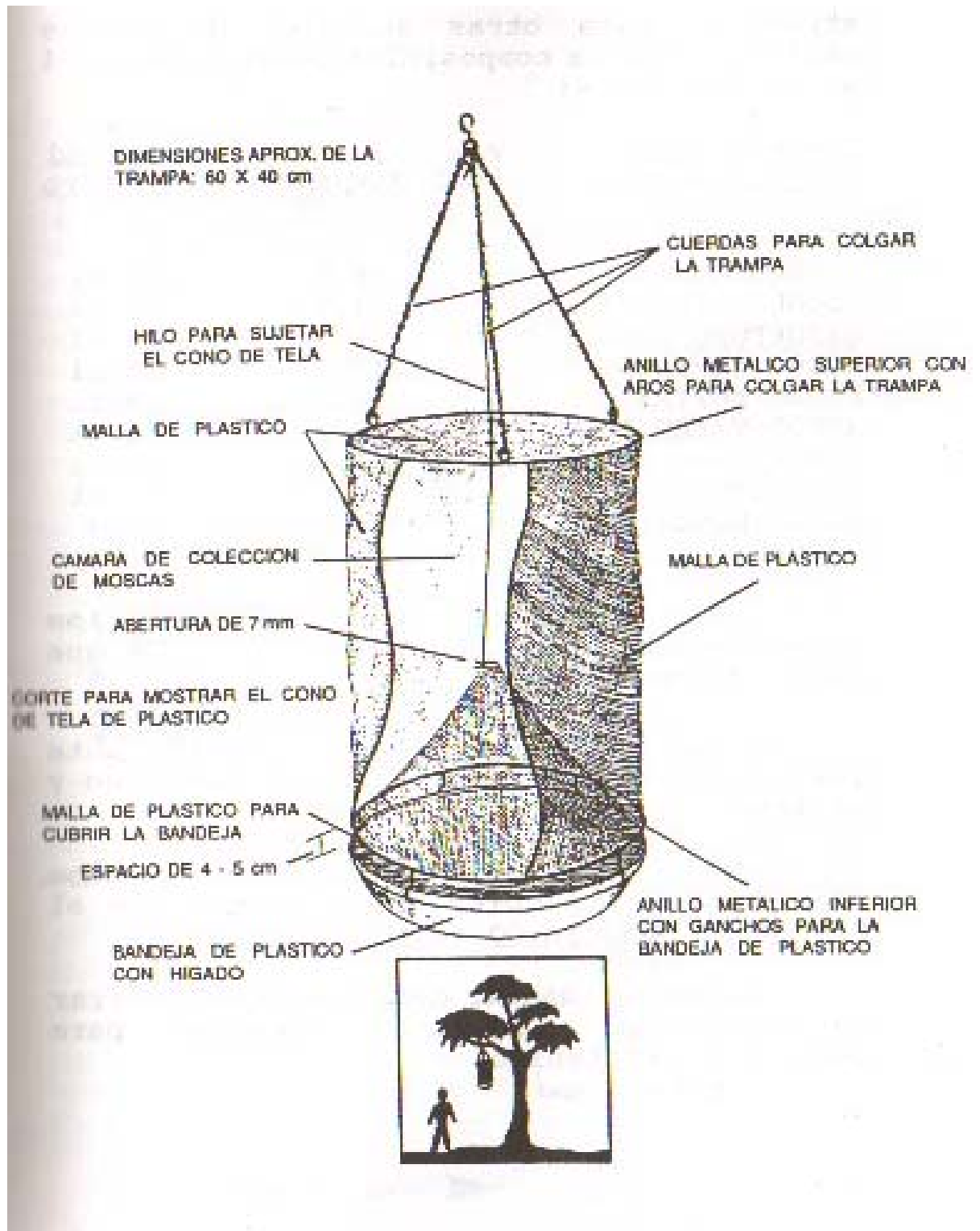


Fig. 32 Trampa Bishop (modificada)

La composición química del SL-4 es la siguiente:

<b>Ingredientes de Swormlure-4</b>	<b>% (volumen)</b>	<b>Cantidad por litro</b>
ALCOHOL BUTILICO SECUNDARIO	18,7	187 ml
ALCOHOL ISOBUTILICO	18,7	187 ml
DISULFURO DIMETILICO	18,7	187 ml
ACIDO ACETICO	18,7	187 ml
ACIDO BUTIRICO	6,2	62 ml
ACIDO VALERICO	6,2	62 ml
FENOL	5,0	50 ml
P-CRESOL	5,0	50 ml
ACIDO BENZOICO	1,2	12 g
INDOL	1,2	12 g

Para prepararlo, mezclar los ingredientes en un recipiente con tapa que pueda cerrarse bien.

Primero pesar y poner en el recipiente los compuestos sólidos, el ácido benzoico y el indol.

Luego medir y añadir los compuestos líquidos, en cualquier orden siempre que el DISULFURO DIMETILICO se añada último.

Después de añadir cada sustancia, cerrar el recipiente y agitarlo suavemente para mezclar el contenido.

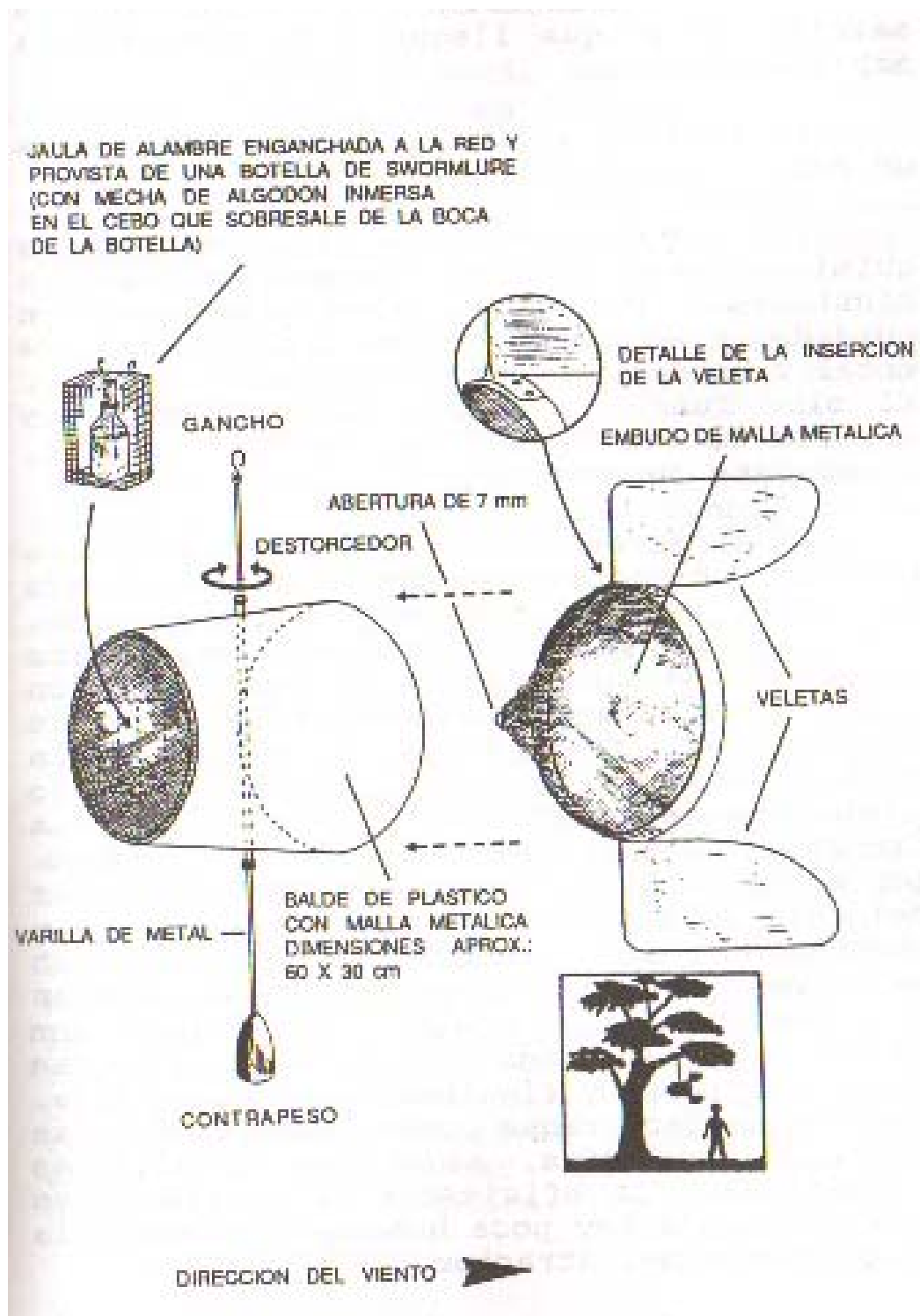


Fig. 33 Trampa orientada por el viento (TOV)

Almacenar en frío. Antes de usar la mezcla, dejar que llegue a la temperatura ambiente.

El período máximo de almacenamiento es un mes.

La mayor parte de las sustancias químicas que se emplean y la mezcla misma son cáusticas. Por tanto deben manejarse con cuidado. No deben usarse recipientes de metal y deben protegerse los ojos y la piel. El olor fuerte y desagradable impregna la mayoría de los materiales,, incluso la ropa, y persiste durante semanas.

El atractor Swormlure-4 se pone en dos botellas de vidrio destapadas de 40 ml cada una en la parte delantera de la trampa (Fig. 33). Las botellas contienen una mecha compuesta de un cilindro de tela metálica lleno de un material absorbente, por ejemplo algodón, que se pone en el cuello de la botella cuidando de que la parte de abajo quede siempre en contacto con el líquido. La trampa se orienta en la dirección del viento por medio de las veletas. Un embudo de tela metálica fina, con un agujero de 0,8 cm para que puedan entrar las moscas, se inserta en la entrada del balde de plástico. Las moscas que están en el camino del viento son atraídas por la pluma odorífero, se orientan hacia la trampa y finalmente entran en ella. Las moscas capturadas pueden sobrevivir unas horas o unos días, según las condiciones climáticas. La eficiencia de la trampa es máxima cuando hay poca humedad y aumenta la evaporación del atractor.

Las trampas deben examinarse diariamente, repararse y reabastecerse según sea necesario, y las moscas retirarse, preferiblemente por la mañana.

Esta trampa se vacía esencialmente del mismo modo que la trampa Bishop.

La trampa debe limpiarse con la frecuencia que sea necesaria usando agua solamente; no deben usarse jabones, detergentes u otros disolventes.

Las mechas usadas deben quemarse para evitar la posibilidad de que haya más de una pluma odorífero.

Las trampas deben situarse en lugares favorables en cuanto a la presencia de la mosca del gusano barrenador, según indique la incidencia de miasis. Deben colgarse aproximadamente a 1,60 m del suelo, y protegerse, si es posible, de los vientos y lluvias fuertes, y situarse de modo que no haya obstrucciones cerca que dificulten la dispersión de la pluma odorífero.

Si en cuatro días no se atrapa ninguna mosca, la trampa debe ponerse en otro lugar. Deben registrarse todos los detalles de las moscas que se capturen, incluso la fecha, el lugar exacto, el número de capturas (machos y hembras) y, si son parte de una campaña con la TIE, si son salvajes o estériles, la temperatura, las precipitaciones y la dirección del viento. También deben registrarse las capturas negativas, para ayudar a determinar la densidad de distribución de la mosca.

## CAPITULO 5

### CONSIDERACIONES ECONOMICAS

#### 5.1 ECONOMIA

Al estimar las consecuencias económicas de la infestación del ganado por el gusano barrenador es necesario aprovechar la información disponible sobre las zonas de América en que el insecto es endémico.

Los costos para la ganadería estadounidense antes de la erradicación, por concepto de pérdidas de producción, se estiman en más de 140 millones de dólares por año, sobre la base de la situación de 1958, año en que la migración estacional del insecto hacia el Norte distribuía la enfermedad en una región de 3 millones de km<sup>2</sup>.

En las islas del Caribe, las estimaciones del costo anual de vigilancia y medicación variaban entre 4,82 y 10,71 dólares EE.UU. por animal. Por país, estas pérdidas ascendían a 0,30 millones de dólares en Suriname, a 1,02 millones de dólares en Trinidad y Tobago, a 4,33 millones de dólares en Guyana y a 3 millones de dólares en Jamaica. Excepto en Jamaica, estas estimaciones no incluyen las pérdidas de productividad como la baja de peso, la baja producción de leche y el daño de los cueros, todas las cuales son considerables. Tampoco se tienen en cuenta los animales salvajes, cuyas pérdidas pueden ser mayores porque no se benefician del tratamiento que resulta de la intervención del hombre.

En Australia las pérdidas económicas anuales previstas, en caso de introducción y establecimiento a nivel nacional de C. bezziana, la mosca del gusano barrenador del Viejo Mundo, y sobre la base de estimaciones de las zonas donde sobrevivía al invierno y al verano, se calculan en 55-65 millones de dólares (EE.UU.). En estos cálculos se ha supuesto que las heridas se tratarán sólo cuando sea necesario y que no se tomarán medidas para reducir la distribución de la mosca.

En Papua Nueva Guinea, un estudio de 600 bovinos registró una tasa anual de 82% infestados por C. bezziana, y en una explotación adyacente cerca de 30% de los terneros recién nacidos morían cada año por infestación del ombligo no cicatrizado.

En Malasia se registraron en un grupo de 3.200 bovinos más de 90% de infestados por año por C. bezziana con 15.000 tratamientos por año, lo que indica que los animales afectados sufren varias infestaciones.

Estos ejemplos demuestran que la introducción de la mosca del gusano barrenador en países en que la ganadería, la fauna salvaje o ambas desempeñan un papel importante en la economía produciría grandes pérdidas.

El costo de mantenimiento de los animales en peligro continuo de infestación se estima en 5,50 dólares EE.UU. por animal por año. Esta estimación se basa en el supuesto de que cada animal es examinado dos o tres veces por semana y las heridas se tratan con insecticida para prevenir los ataques y curar las infestaciones. El costo del insecticida se calcula en 1,50 dólares EE.UU. por animal por año y se incluye en el total citado.

Como se ha dicho en otra parte de este Manual, los costos de prevención y tratamiento son costos fijos mientras subsista la amenaza de la enfermedad. Por tanto, las cifras citadas demuestran que incluso técnicas de erradicación muy costosas estarían justificadas siempre que pudiera garantizarse el logro del objetivo último en un período aceptable. En el programa estadounidense, que incluía México, la aplicación de la técnica del insecto estéril logró la erradicación a un gasto anual estimado en 50 millones de dólares EE.UU.

Al considerar la posibilidad de emprender una campaña en gran escala es necesario, para justificarla económicamente, tener en cuenta la distribución total de la mosca, está limitada a un solo país o abarque varios. Si una operación de este tipo no se continúa hasta sus límites naturales, el peligro de una nueva invasión obliga a hacer un gasto anual relativamente alto para mantener una barrera protectora, cuya eficacia no puede garantizarse. En tales situaciones la ampliación de la erradicación hasta los límites de la zona de distribución puede resultar más económica incluso si la zona contiene partes no aptas para una economía basada en la fauna salvaje o en el ganado, que se tratarían sólo para proteger las partes limpias productivas.

Después de la erradicación de C. hominivorax de 90% de la República de México en 1984, se hizo un estudio para cuantificar los beneficios y el efecto económico de la erradicación del gusano barrenador. El beneficio anual para México se estimó en 130 millones de dólares EE.UU., lo que representa un rendimiento neto entre 2 y 4,5 dólares por cada dólar invertido. Este beneficio se logró principalmente gracias a la reducción de los costos de producción de los ganaderos debida a la reducción de los gastos en medicamentos e insecticidas, personal necesario para examinar y tratar los animales y controlar su movimiento, servicios veterinarios y equipo. Los criadores de cerdos recibieron el mayor beneficio por cabeza de ganado, pero los criadores de vacunos recibieron el mayor beneficio total, a causa del gran número de vacunos.

Los beneficios y los obstáculos económicos de las operaciones de lucha contra futuras invasiones variarán según la situación local. Al calcularlos deben tenerse en cuenta no sólo efectos directos en la producción ganadera local, sino también los efectos en la fauna salvaje, las repercusiones sociales y las consecuencias de la difusión de la enfermedad a nuevos límites de infestación. Como lo demuestran los ejemplos que se han dado más arriba, no hay duda de que económicamente el objetivo último de la erradicación siempre estará ampliamente justificado.

## **RECONOCIMIENTOS**

Se reconocen las siguientes fuentes de diversas figuras insertas en el texto:

Fig. 15: Laake, E.W., y otros (1936)

Fig. 16, 17, 18, 20, 22, 23 y 25: Smith, K.G.V. (1986)

Fig. 23: Zumpt, F. (1965) y

Fig. 19: Ferrar, P. (1987).



## BIBLIOGRAFIA RECOMENDADA

Esta lista de textos y artículos científicos especializados se incluye para los lectores que deseen profundizar sus conocimientos de algunos aspectos de la biología de la mosca del gusano barrenador del ganado y de la lucha contra ella tratados en este manual.

**Ahrens, E.H., Gladney, W.J., McWhorter, G.M. and Deer, J.A.** (1977). Prevention of screwworm infestation in -cattle by controlling Gulf Coast ticks with slow release insecticide devices. *Journal of Economic Entomology*, 70, 581-585.

**Baumgartner, D.L.** (1988). Review of myiasis (Insecta: Diptera: Calliphoridae, Sarcophagidae) of nearctic wildlife. *Wildlife Rehabilitation* 7, 3-46.

**Baumhover, A.H.** (1966). Eradication of screwworm fly. *Journal of the American Medical Association*. U.S.A. 1962:240-48.

**Baumhover, A.H., Graham, A.L., Bitter, B.A., Hopkins, D.E., New W.D., Dudley, F.H., and Bushland, R.C.** (1955). Screwworm control- through release of sterilized flies. *Journal of Economic Entomology*, 48, 462-66.

**Blood, D.C., and Henderson, J.A.** (1979). *Medicina Veterinaria*. Cuarta Edición, Editorial Interamericana, 693-99.

**Brody, L.A.** (1939). Natural Foods of Cochliomyia hominivorax, True Screwworm; *Journal of Economic Entomology*, 32, 346-47.

**Bushland, B.C.** (1960). Insect eradication by release of sterilized males. *Research Entomology*, 1-24.

**Bushland, R.C.** (1974). Screwworm eradication programe. science.

**Chermette, R.** (1989). A case of canine otitis due to screwworm, Cochliomyia hominivorax, in France. *The Veterinary Record*, 124, 641.

**Coquerel, C.** (1958). Note sur les larves appartenant a une espèce nouvelle de diptère (Lucilia hominivorax ). *Annales de la Societé Entomologique de France*, 27, 171-176.

**Comisión México-Americana para la Erradicación del Gusano Barrenador del Ganado.** (1980). Manual de laboratorio de diagnóstico N° 4. Biblioteca de la Comisión México-Americana para la Erradicación del Gusano Barrenador del Ganado.

**Comisión México-Americana para la Erradicación del Gusano Barrenador del Ganado,** Programa para la Erradicación del Gusano Barrenador del Ganado Cochliomyia hominivorax, coquerel, de la República de Guatemala, C.A. (1987). Subdirección de operaciones de campo.

**Cushing, E.C. and Hall, D.G.** (1937). Some morphological differences between the screwworm fly *Cochliomyia americana* C. & P. and other closely allied or similar species in North America (Diptera- Calliphoridae). Proceedings of the Entomological Society of Washington, 37, 195-200.

**Davis, R.B., Pratt, R.W., López, E. and Turner, J.P.** (1967). Oviposition by screw-worm flies in infested Mexican burros. Journal of Economic Entomology, 60, 690-691.

**Dear, J.P.** (1985). A revision of the New World Chrysomyini (Diptera: Calliphoridae). Revista Brasileira de Zoologia, 3, 109-169.

**Deonier, C.C.** (1942). Seasonal abundance and distribution of certain blowflies in Southern Arizona and their economic importance. Journal of Economic Entomology, 35, 65-70.

**Dove, W.E.** (1937). Myiasis of man. Journal of Economic Entomology, 30, 29-39.

**Drummond, R.O., Ernest, S.E., Revino, J.L., Graham, O.H.** Control of Larvae of the screwworm in cattle with insecticidal sprays.

**El-Azazy, O.M. E.** (1989). Wound myiasis caused by *Cochliomyia hominivorax* in Libya. The Veterinary Record, 124, 103.

**Entomology Research Division, Agr. Res. Serv.** USDS, Kenville, Texas. Journal of Economic Entomology, Vol. 60. Number 1, pp. 199-200, February 1967.

**Erzinclioglu, Y.Z.** (1985). Immature stages of British Calliphora and Cynomya, with a re-evaluation of the taxonomic characters of larval Calliphoridae (Diptera). Journal of Natural History, 19, 69-96.

**Erzinclioglu, Y.Z.** (1987). The larvae of some blowflies of medical and veterinary importance. Medical and Veterinary Entomology, 1, 121-125.

**Ferrar, P.** (1987). A guide to the breeding habits and immature stages of Diptera: Cyclorrhapha. Part 1 (text.) and Part 2 (figures), 907 pp. Entomonograph 8, Editor L. Lyneborg, E.J. Brill/Scandinavian Science Press, Leiden, Copenhagen.

**Gabaj, M.M. and Beesley, W.N.** (1989). American screwworm fly in Libya. The Veterinary Record, 124, 152.

**Gabaj, M.M., Awan, M.A.Q., Wyatt, N.P., Pont, A.C., Gusbi, A.M. and Benhaj, K.M.** (1989). The screwworm fly in Libya - a threat to the livestock industry of the Old World. The Veterinary Record, 125, en prensa.

**Gagné, R.J.** (1981). Chrysomya spp., Old World blow flies (Diptera: Calliphoridae) recently established in the Americas. Bulletin of the Entomological Society of America, 27, 21-22.

**Gaines, W.E.** (1951). Toxicity of some organic insecticides to screwworm larvae. USDA, Agr. Res. Adm. Bureau of Entomology and Plant Quarantine. Journal of Economic Entomology, 44, (2), 1254.

**Graham, O.H.** (Ed.). Symposium on eradication of the screwworm from the United States and Mexico. Miscellaneous Publications of the Entomological Society of America, 62, 1-68.

**Graham, O.H.** (1979). The chemical control of screwworms: A review. Insect laboratory,, Agricultural Research science and Educational Administration, USDA, Kerville, Texas 78028. The Southwestern Entomologist, Vol. 4, N°. 4.

**Guillot, F.S., Brown, H.E. and Broce, A.B.**(1978). Behaviour of sexually active male screwworm flies. Annals of the Entozoological Society of America, 71, 199-201.

**Hightower, B.G.** (1963). Nocturnal Resting Places of the screwworm fly. Journal of Economic Entomology, 56, 408-500.

**Hightower, B.G., Adams, A.L. and Alley, D.A.** (1965). Dispersal of released irradiated laboratory-reared screw-worm flies. Journal of Economic Entomology, 58, 373374.

**Hightower, B.G. and adams, L.A.** (1969). Dispersal and local distribution of laboratory reared sterile screwworm released in winter. Journal of Economic Entomology, 62, 259-261.

**Hightower, B.G. and Dawkins, CC.** (1969). Use of genetically marked strain to evaluate of retention of marking dyes by released screwworm flies. Journal of Economic Entomology, 62, 960-967.

**Hightower, B.G. and García J.J.** (1972). Longevity and sexual activity of newly eclosed irradiated screwworm flies held at immobilizing low temperaturas. Journal of Economic Entomology, 65, 877-878.

**Hutura; Marek; Menninger; Mocsy.** (1968). Patología y terapéutica especiales de los animales domésticos. Segunda Edición. 2 tomos. Editorial Interamericana, 10011003.

**James, M.T.** (1947). The flies that cause myiasis in man. United States Department of Agriculture Miscellaneous Publication No. 631, 175 pp.

**Jenkins, J.E., Dvies, E.E., Jones, L.L., Lancewell, D.R.** (1985). Evaluation of the Mexican American Screwworm Eradication Programme in Mexico, Texas Agricultural Extension Service, The Texas A & M University System, vol. I.

**Jones, M.C, Delbert, D.O. et al.** (1976). A chemical attractant for screwworm flies. Journal of Economic Entomology, 69, 389391.

**Kettle, D.S.** (1984). Medical and Veterinary Entomology. 658 pp. Cross Helm, Londres y Sydney.

**Kilgore, W.W., and Doult, L.R.** (1967). Pest control: biological, physical and selected chemical methods. Academic Press, Inc. Londres y Nueva York. 148192.

**Knipling, E.F.** (1939). A key for blowfly larvae concerned in wound and cutaneous myiasis. Annal's of the Entomological society of America, 32, 376-382.

**Knipling, E.F. and Rainwater, H.T.** (1937). species and incidence of Dipterous larvae concerned in wound myiasis. *Journal of Parasitology*, 23, 451-455.

**Knipling, G. E.** (1960). The eradication of the screwworm fly. *Scientific American* 203, 54-61.

**Laake, E.W., Cushing, E.C. and Parish, H.E.** (1936). Biology of the primary screwworm fly, *Cochliomyia americana*, and a comparison of its stages with those of *C. Macellaria*. United States Department of Agriculture, Technical Dulletin, No. 500, 24 pp.

**Liu, D. and Greenberg, B.** (1989). Immature stages of some flies of forensic importance. *Annals of the Entomological Society of America*, 82, 80-93.

**Mackley, J.W. and Long, G.L.** (1983). Behaviour of sterile adult screwworms (Diptera: Calliphoridae) on flowering trees and shrubs. *Annals of the Entomological Society of America*, 76, 839-843.

**Mackley, J.W. and Brown H.E.** (1984). "Swormlure-4: New Formulation of the Swormlure-2 mixture as an attractant for adult screwworms, *cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae). *Journal of Economic Entomology*, vol.77, No.5.

**Office International des Epizooties.** (1988). Procedures for immediate and monthly reporting of ignificant disease outbreaks to the Office International des Epizooties. 12, rue de Prony, 75017, Paris, Francia.

**Parish, H.E.** (1937). Flight test on screwworm flies. *Journal of Economie Entomology*, 3. 740-743.

**Parman, C.D.** (1941). Ranch management for screwworm prevention and eradication in Texas and adjoining atates. USDA. 520, 424-434.

**Parman, D.C.** (1945). Effect of weather on *Cochiomyia americana* and a review of methods and economic applications of the study. *Journal of Economic Entomology*, 38, 66-76.

**Rawlins, S.C. and Mansingh, A.** (1987). A review of ticks and screwworms affecting livestock in the Caribbean. *insect Science and its Application*, 8, 259-267.

**Scruggs, C.G.** (1975). *The peaceful atom and the deadly fly*. 311 pp- ienkins Publishing Co., The Pemberton Press, Austin, Texas.

**Sherman, R.A. and Pechter, E.A.** (1988). Maggot therapy: a review of the therapeutic applications of fly larvae in human medicine, especially for treating osteomyelitis. *Medical and Veterinary Entomology*, 2, 225-230.

**Smith, D.R. and Clevenger, R.R.** (1986). Nosocomial nasal myiasis. *Archives of Pathology and Laboratory Medicine*,, 110, 439-440.

**Smith, N.C.** (1966). Insect Colonization and Mass Production. Academic Press Nueva York y Londres. 1-618.

**Smith, K.G.V.** (Ed.) (1973). Insects and other arthropods of medical importance. 561 pp British Museum (Natural History), Londres.

**Smith, K.G.V.** (1986). A manual of forensic entomology, 205 pp. British Museum (Natural History), Londres.

**Snow, J.W., Siebenaler, A.J. and Newell, F.G** (1981). Annotated bibliography of the screwworm, Cochliomyia hominivorax (Coquerel) . United States Department of Agriculture Science and Education Administration Agricultural Reviews and Manuals, Southern Series No. 14, 32 pp.

**Snow, J.W., Coppedge, J.R., and Brown, H.E.** (1982). "Swormlure: Development and use in detection and suppression systems for adult screwworm (Diptera: Calliphoridae) . Bulletin of the Entomological Society of America, vol. 26, No. 3.

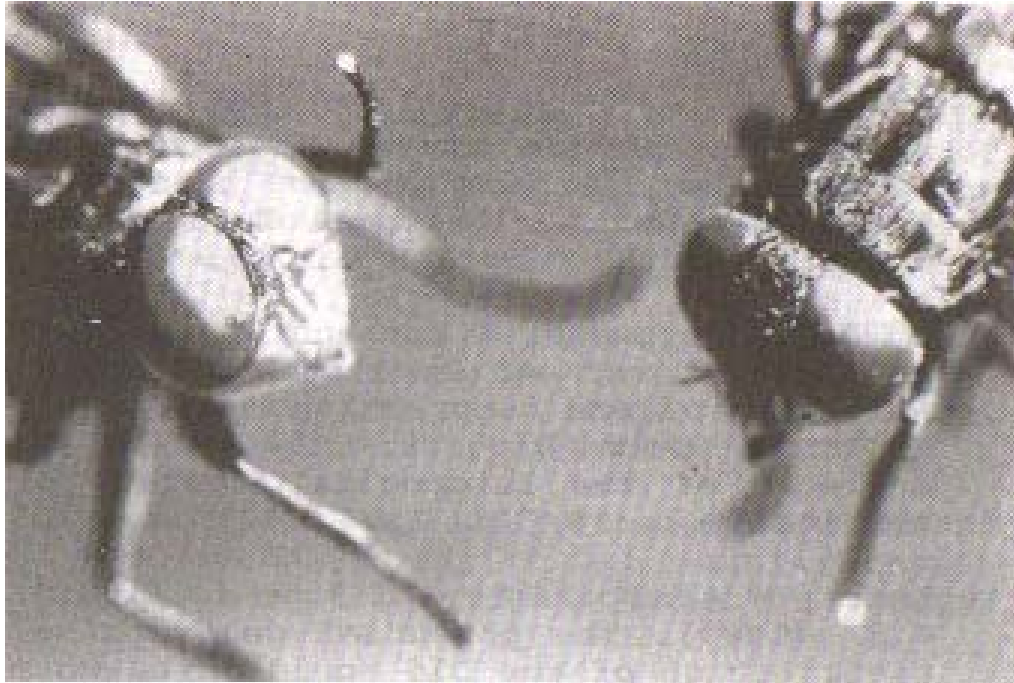
**Sutherst, R.W., Spradbery, J.P. and Maywald, G.F.** (1989). The potential geographical distribution of the Old World Screw-worm fly, Chrysomya bezziana. Medical and Veterinary Entomology, 3, 273-280.

**Theirman, B.A.** (1972). Efectos ambientales en los diferentes estadios del gusano barrenador del ganado Cochliomyia hominivorax (Coquerel). CONTRACYNAS, 9, 12299. 1-8.

**Thomas, D.B. and Mangan, R.L.** (1989). oviposition and wound-visiting behaviour of the screwworm fly, Cochliomyia hominivorax (Diptera: Calliphoridae). Annals of the Entomological Society of America, 82, 526-534.

**Travis, B.V., Knipling, E.F. and Brody, A.L.** (1940). Lateral migration and depth of pupation of the larvae of the primary screwworm Cochliomyia americana C. and P. Journal of Economic Entomology, 33, 847-850.

**Zumpt, F.** (1965). Myiasis in man and animals in the Old World. 267 pp. Butterworths, Londres.



*Foto 1 C. Hominivorax: adultos en vuelo mostrando frente amplia en la hembra (derecha) y estrecha en el macho (izquierda).*



*Foto 2 Vigilancia con utilización de ovejas sentinelas; nótese la herida intencional en la pata posterior del animal cerca de la cámara.*



*Foto 3 Miasis típica en a oreja de un bovino.*



*Foto 4 trampa orientada or el viento.*