

UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA

**RESPUESTA BIOLÓGICA DE LARVAS DE *COCHLIOMYIA HOMINIVORAX*
A FORMULACIONES LARVICIDAS APLICADAS BAJO CONDICIONES DE
LABORATORIO**

POR:

JAIRO MIGUEL PAZ HERNÁNDEZ

TESIS PRESENTADA A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA



CATACAMAS, OLANCHO

HONDURAS, C.A.

Diciembre, 2025

**RESPUESTA BIOLÓGICA DE LARVAS DE *COCHLIOMYIA HOMINIVORAX*
A FORMULACIONES LARVICIDAS APLICADAS BAJO CONDICIONES DE
LABORATORIO**

POR:

JAIRO MIGUEL PAZ HERNÁNDEZ

Dr. VINLEY MAGDIEL MURILLO FUNES

Asesor principal

**Dra. RUTH ELIZABETH
CERRATO**

**Ph.D. RUBÉN RAMÍREZ
AQUINO**

Asesor secundario

Asesor secundario

**TESIS PRESENTADA A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA
COMO REQUISITO PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE MÉDICO
VETERINARIO**

CATACAMAS, OLANCHO

HONDURAS, C.A.

Diciembre, 2025

DEDICATORIA

A mi familia, especialmente a mis padres y hermanos por haber sido la piedra angular en todo este proceso tanto profesional como personal, por su apoyo, compañía y palabras de aliento que siempre me motivaron a seguir adelante. A mis amigos cercanos, quienes con su amistad sincera y respaldo constante e inquebrantable hicieron de este camino una experiencia más llevadera, llena de increíbles anécdotas e historias que valdrían la pena volver a repetir.

AGRADECIMIENTOS

A Dios todopoderoso, por ser mi guía constante, por darme la fortaleza en los momentos difíciles y la sabiduría e inteligencia necesaria para culminar este proyecto de vida.

A mis padres, Dilma Hernández y Melvin Rafael Paz, por haberme inculcado valores que me sirvieron en mi formación tanto personal como profesional, este objetivo logrado no habría sido posible sin ellos.

A mis hermanos, Carlos Isauro Paz, Darwing Rafael Paz y Ricxy Paulina Paz, por ser un pilar fundamental en todo momento.

A mis asesores, Dr. Magdiel Murillo, Dra. Ruth Cerrato y el PhD Rubén Aquino por su apoyo en esta etapa de mi formación profesional.

Al personal del SENASA Santa Rosa de Copán, por haberme abierto las puertas de la institución y haberme permitido llevar a cabo esta importante etapa.

ÍNDICE

I.	INTRODUCCIÓN	i
II.	OBJETIVOS	iii
2.1.	Objetivo general	iii
2.2.	Objetivos específicos.....	iii
III.	HIPÓTESIS	v
3.1.	Planteamiento del problema	v
3.2.	Hipótesis nula	v
3.3.	Hipótesis alternativa	vi
IV.	REVISIÓN DE LITERATURA	1
4.1.	Antecedentes	1
4.2.	Técnica del insecto estéril (TIE)	1
4.3.	Gusano barrenador del nuevo mundo.....	2
4.4.	Distribución geográfica en América	2
4.5.	Epidemiología	3
4.6.	¿Cómo se contagia?.....	4
4.7.	Ciclo de vida.....	4
4.8.	Factores predisponentes	4
4.9.	Prevención de miasis por gusano barrenador	5
4.10.	Uso de insecticidas en heridas infestadas.....	5
4.11.	Uso de piretroides.....	6
4.12.	Resistencia a los antiparasitarios.....	7
V.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	8
5.1.	Descripción del lugar	8
5.2.	Materiales y equipo	8

5.3.	Metodología	9
5.3.1.	Etapa 1. Planificación y preparación	10
5.3.2.	Etapa 2. Recolección de larvas en animales domésticos y de producción.	10
5.3.3.	Etapa 3. Transporte y acondicionamiento en laboratorio.	10
5.3.4.	Etapa 4. Tipificación de larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i>	11
5.3.5.	Etapa 5. Diseño y montaje de los bioensayos.	11
5.3.6.	Etapa 6. Ejecución de bioensayos en condiciones controladas de laboratorio.	11
5.3.7.	Etapa 7. Aplicación de tratamientos y monitoreo.	12
5.3.8.	Etapa 8. Registro, tabulación y control de datos.	12
5.3.9.	Etapa 9. Análisis estadístico de datos.	12
5.4.	Consideraciones éticas	13
VI.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	14
VI.1.	Diagnóstico de <i>Cochliomyia hominivorax</i>	14
VI.2.	Bioensayos en laboratorio	14
VI.3.	Condiciones en laboratorio.	16
VI.4.	Mortalidad larvaria durante los bioensayos	17
VI.5.	Comportamiento de larvas de <i>C. hominivorax</i> durante y después de los tratamientos larvicidas	20
VI.6.	Indicios de tolerancia de <i>C. hominivorax</i> a insecticidas	20
VI.7.	Análisis estadístico	21
VI.7.1.	Análisis de varianza ANOVA	21
VII.	CONCLUSIONES	23
VIII.	RECOMENDACIONES	25
IX.	BIBLIOGRAFÍA	26
X.	ANEXOS	29

LISTA DE ANEXOS

Anexo 1 Cronograma de actividades.....	30
Anexo 2 Presupuesto destinado a la investigación.....	31
Anexo 3 Capacitación a ganaderos y personal de salud.....	32
Anexo 4 Recolección de larvas en campo.	32
Anexo 5 Larvas lista para su procesamiento en laboratorio.....	32
Anexo 6 Diagnostico de <i>C. hominivorax</i>	32
Anexo 7 Características taxonómicas de <i>C. hominivorax</i>	32
Anexo 8 Grupos de 10 larvas listas para los bioensayos.....	32
Anexo 9Estadio larvario L3, nótese los tres espiráculos	32
Anexo 10 Grupo control sin tratamiento	32
Anexo 11 Solución madre, galmetrin plus	32
Anexo 12 Solución madre para el negasunt polvo	32
Anexo 13 Repetición de tratamiento usando galmetrin plus.....	32
Anexo 14 Larvas post tratamiento con galmetrin plus.....	32
Anexo 15 Formato para la recolección de muestra en campo	32
Anexo 16 Formato para entrega de muestra a laboratorio.....	32

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 Mapa satelital de la sede regional del SENASA.....	8
Figura 2Mortalidad larval 24 horas post aplicación de tratamiento larvicida	17
Figura 3 Análisis de varianza	22

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1 Descripción de tratamientos larvicidas	16
Cuadro 2 Mortalidad durante los tiempos de exposición en los distintos tratamientos.	20
Cuadro 3 Desviación estándar	21

RESUMEN

Cochliomyia hominivorax, conocida como gusano barrenador del ganado del nuevo mundo, representa uno de los ectoparásitos de mayor importancia económica y sanitaria en la ganadería. Su control se ha basado en el uso de insecticidas químicos; sin embargo, la resistencia progresiva y los riesgos ambientales hacen necesario evaluar formulaciones alternativas y determinar su eficacia bajo condiciones controladas.

Al evaluar la respuesta biológica de larvas de *C. hominivorax* frente a distintas concentraciones de un producto comercial a base de cipermetrina, imidacloprid y sulfadiazina de plata (Galmetrin plus spray), y otro producto a base de Coumaphos: 3% Propoxur: 2% Prontalbin: 5% (Negasunt polvo) ambos aplicados en condiciones de laboratorio se obtuvieron resultados confiables para su posterior aplicación en campo.

En conclusión, el producto evaluado mostró un efecto biológico significativo sobre larvas de *C. hominivorax* bajo condiciones de laboratorio, confirmando su potencial como herramienta de control. Estos hallazgos contribuyen al conocimiento sobre alternativas de manejo integrado de la miasis en la ganadería, y sientan las bases para investigaciones posteriores orientadas a determinar dosis óptimas y posibles riesgos de resistencia en campo.

Palabras clave: *Cochliomyia hominivorax*, larvas, cipermetrina, imidacloprid, sulfadiazina de plata, larvicidas.

I. INTRODUCCIÓN

La presente década nos sorprendió con la reaparición de un viejo conocido, el gusano barrenador del ganado, *Cochliomyia hominivorax*, una plaga de gran importancia económica y sanitaria en las explotaciones pecuarias, afectando a toda especie de sangre caliente. Este díptero es responsable de la miasis obligatoria en uno de sus estadios, una infestación parasitaria en la que las larvas se alimentan de tejidos vivos del hospedador, causando lesiones profundas, necrosis, infecciones secundarias y, en casos severos, la muerte del animal si no se trata de manera oportuna.

Según Fraga (2025), el gusano barrenador del ganado, *Cochliomyia hominivorax*, es una larva de mosca parasitaria que se alimenta de la carne de animales de sangre caliente, incluidos también los seres humanos. Cuando la larva de la mosca eclosiona en tejido animal se produce una infección llamada miasis, que es endémica en algunas islas del Caribe y en la mayoría de los países de América del Sur, y tiene un efecto devastador en la producción pecuaria, al incrementar las tasas de mortalidad y reducir la producción de leche y carne.

En Honduras el tratamiento de la miasis causada por *C. hominivorax* se basa en la aplicación de productos farmacológicos con actividad larvicida, antiinflamatoria y cicatrizante. Entre los principios activos más utilizados se encuentran las lactonas macrocíclicas como la ivermectina y doramectina, así como compuestos tópicos que incluyen organofosforados, piretroides y repelentes.

Los ensayos en condiciones de laboratorio permiten establecer parámetros como la mortalidad larvaria y posibles alteraciones morfológicas o fisiológicas en las larvas expuestas. Los resultados derivados de estudios experimentales bajo condiciones

controladas pueden servir como base para futuras investigaciones en campo, validando la eficacia de los productos en escenarios reales de infestación fortaleciendo la capacidad de respuesta del sector pecuario ante plagas de esta envergadura, además de mantener el bienestar animal.

II. OBJETIVOS

2.1. Objetivo general

Evaluar la respuesta biológica de larvas de *Cochliomyia hominivorax* a diferentes formulaciones larvicidas bajo condiciones controladas de laboratorio, con el fin de determinar su eficacia para optimizar estrategias de control.

2.2. Objetivos específicos

- a. Evaluar la eficacia de cada producto farmacológico a través del análisis de la viabilidad larval y los cambios en el comportamiento de *Cochliomyia hominivorax* posterior a la aplicación del tratamiento.
- b. Recolectar y mantener larvas viables de *Cochliomyia hominivorax* en condiciones adecuadas para la realización de bioensayos con fármacos larvicidas.
- c. Determinar los parámetros biológicos como la mortalidad larvaria, y tiempo de acción de los productos en cada tratamiento evaluado.
- d. Comparar la eficacia relativa de las formulaciones larvicidas mediante análisis estadísticos de los resultados obtenidos que sirvan como referencia en futuros estudios.

- e. Estudiar la posible aparición de signos de tolerancia en larvas de *Cochliomyia hominivorax* expuestas a diferentes formulaciones larvicidas bajo condiciones controladas de laboratorio.

III. HIPÓTESIS

3.1. Planteamiento del problema

La miasis causada por *Cochliomyia hominivorax* representa una de las parasitosis más agresivas. Las larvas de esta especie invaden tejidos vivos, alimentándose del tejido muscular del hospedador, lo que provoca lesiones extensas, dolor intenso, disminución en la condición corporal y, en casos severos, la muerte del animal afectado.

Para el tratamiento de esta parasitosis, el uso de productos farmacológicos con actividad larvicida es una práctica común. Sin embargo, la eficacia de estos productos puede verse influenciada por diversos factores, como el principio activo utilizado, la formulación (tópica o inyectable), la vía y frecuencia de aplicación, así como la posible resistencia desarrollada por las larvas frente a ciertos compuestos. Estas variaciones pueden comprometer la efectividad del tratamiento, prolongar el tiempo de recuperación de los animales y aumentar las pérdidas económicas. Por lo tanto, es fundamental evaluar y comparar la eficacia de distintos productos en condiciones de laboratorio para optimizar el control de *C. hominivorax* en infestaciones reales en campo.

3.2. Hipótesis nula

No existen diferencias estadísticamente significativas en la eficacia entre los dos productos farmacológicos evaluados para el tratamiento de miasis por *Cochliomyia hominivorax*, en relación con los parámetros observados, tales como la mortalidad larvaria, dosis letal media y tiempo letal medio.

3.3. Hipótesis alternativa

Existen diferencias significativas en la respuesta biológica de larvas de *Cochliomyia hominivorax* a los productos farmacológicos evaluados en condiciones de laboratorio, esto se verá reflejado en la mortalidad larvaria, dosis letal media y tiempo letal medio indicando que uno de los tratamientos es más efectivo y seguro que el otro bajo condiciones de laboratorio

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1. Antecedentes

De acuerdo con Matamoros (2025), el gusano barrenador no es un problema nuevo en nuestro ambiente; es un parásito indígena, propio del medio tropical y subtropical del hemisferio americano. Existen reportes que dejan entrever la existencia del parásito desde el tiempo de la conquista española en México. En los Estados Unidos de Norte América, en 1825, un oficial del ejército, notificó la muerte de uno de sus caballos a consecuencia de gusanos, y en 1878 un periódico de Dodge City, Kansas, informó la muerte de una persona a consecuencia de un gusano-tornillo. En 1935 en una epidemia en Texas se reportaron 230,000 casos bovinos y aproximadamente 55 casos en humanos. Tan grande resultó el problema en los Estados Unidos de Norteamérica, que en la década de los años treinta, se iniciaron investigaciones exhaustivas, que ya para los años cincuenta, se confirma la efectividad de la TÉCNICA DEL MACHO ESTÉRIL (Matamoros,2025:150).

4.2. Técnica del insecto estéril (TIE)

Según Fernández et al.(2025), la TIE está basada en la producción de una gran cantidad de insectos de la especie objetivo en plantas de cría masiva, utilizando dietas artificiales. Los insectos producidos son esterilizados mediante radiaciones ionizantes. Inicialmente se utilizaron rayos-X, posteriormente se utilizaron radiaciones gamma a partir de Cobalto 60 o Cesio 137 por representar éstas un menor riesgo en la operación y mayor efectividad en la esterilización. Los insectos esterilizados son liberados en el mismo ambiente donde se localiza la población plaga. Se debe liberar un número de insectos estériles lo

suficientemente grande que asegure que la mayoría de los individuos de la población silvestre se aparearon con insectos estériles.

En Honduras se inauguró el centro de Eclosión de la Mosca Estéril , para frenar el Gusano Barrenador. Con la liberación de unos 84 millones de moscas estériles en las zonas fronterizas de Honduras con Nicaragua, esta técnica interrumpe el ciclo reproductivo de la plaga y, en última instancia, conduce a su erradicación (Lopez,2024).

De acuerdo con Bustillo (2025) al país llegan unos ocho millones de moscas a diario en estado de desarrollo inmaduro y terminan de criarse en las cámaras que se instalaron en el centro, donde se les coloca alimento para que cuando nazcan estén fuertes y copulando (listas para unirse sexualmente). cuando están listas para eclosionar y comenzar a volar, se busca liberar la mayor cantidad de machos estériles.

4.3. Gusano barrenador del nuevo mundo

Jesús et al. (2016) señalan que *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel, 1858), devino en una importante plaga del ganado en el sur de Estados Unidos en la década de 1960, por la voracidad de sus larvas y los serios daños que causa a los tejidos blandos y huesos de mamíferos. El Gusano Barrenador del Ganado (GBG) continúa siendo un problema veterinario en parte del Caribe y América del Sur. En muchos lugares se intenta controlar, aún, con la aplicación de insecticidas químicos que conllevan el peligro de que su uso indiscriminado pueda causar la selección de individuos resistentes. Además, existe peligro de que el cambio climático pueda ampliar su distribución geográfica y continúa la preocupación por la infestación en humanos, debido al papel zoonótico del parásito.

4.4. Distribución geográfica en América

La miasis causada por la mosca del gusano barrenador del ganado es una enfermedad endémica en los siguientes cinco países de la región del Caribe: Cuba, Jamaica, Haití, República Dominicana y la región de Trinidad y Tobago, con casos que se están extendiendo hacia el norte a Costa Rica, Nicaragua, Honduras, Guatemala, Belice, El Salvador y México. así como en los siguientes países de América del Sur: Argentina, Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Guyana, Guyana francesa, Paraguay, Perú, Surinam, Uruguay y Venezuela. Esto representa casi la totalidad de países de América del Sur, salvo Chile (Organización Internacional de Energía Atómica 2021).

Monsalve (2024) señala que, el gusano barrenador del nuevo mundo es un problema endémico y que siempre se ha mantenido en los países de Sudamérica donde se identificó por primera vez en 1958 en un hombre que estaba en la prisión de Guyana Francesa, los países de la parte norte y central del continente lograron controlarlo tras una masiva y costosa intervención. Tras llegar a Panamá, seguramente aprovechando que el tapón del Darién es cada vez más poroso debido a la migración, Costa Rica notificó el primer caso el 18 de julio de 2023. Le siguió Nicaragua el 26 de abril de 2024, Honduras el 16 de septiembre del mismo año y, finalmente, Guatemala, que el mes de octubre reportó una ternera que había muerto a los dos meses de edad debido a la miasis causada por gusano barrenador.

4.5. Epidemiología

Forero et al (2007) indican que la parasitosis causada por el GBG está incluida en la lista B de la Oficina Internacional Epizootias (OIE). La miasis zoonótica por el GBG no es contagiosa, en la medida que un individuo enfermo no transmite enfermedad a uno susceptible, pero se constituye en reservorio de este parásito externo. La mosca hembra es la responsable de la transmisión, al realizar la oviposición en los hospederos susceptibles, y si bien los adultos son de vida libre, la mosca hembra embarazada representa el máximo riesgo biológico, en cuanto a transmisión se refiere.

4.6. ¿Cómo se contagia?

Según Barcos (2023), la infestación se adquiere generalmente en heridas frescas previas por causas naturales o a prácticas ganaderas, que no son tratadas de forma adecuada, y también pueden producirse en las mucosas de los orificios corporales. Las moscas hembra son atraídas por las heridas, en cuyos bordes ponen sus huevos. Las larvas emergen en 12-24 horas e inmediatamente comienzan a alimentarse del individuo afectado escarbando con la cabeza hacia abajo en la herida. Una vez maduras, las larvas abandonan la herida y caen al suelo, donde se entierran hasta llegar a la fase de pupa.

4.7. Ciclo de vida

Vargas y Terán (1993) indican que, las hembras de la *C. hominivorax* son monógamas y los machos polígamos, su ciclo de vida en condiciones climáticas ideales de 20 a 30 grados centígrados, tiene una duración de aproximadamente 21 días y pasa por los estadios de huevecillo, larva, pupa y adulto. Durante su fase larvaria es parásito obligado de los animales de sangre caliente. Las hembras grávidas son atraídas a las heridas, incluso aquellas que son tan pequeñas como un piquete de garrapata. Los huevecillos son depositados por las hembras en los bordes de las heridas y una vez que las larvas nacen, penetran en los tejidos del cuerpo y se alimentan de estos y de los fluidos que se forman. Las heridas se agrandan e infecciones bacterianas secundarias pueden ocurrir. El GBG tiene una elevada capacidad reproductiva, debido a que cada hembra pone varias masas de huevos en un número de hasta 400 cada vez.

4.8. Factores predisponentes

Las infestaciones se adquieren generalmente en sitios con heridas previas, debido a causas naturales o a prácticas ganaderas, pero también pueden producirse en las mucosas de los orificios corporales. Las moscas hembras son atraídas por las heridas, en cuyos bordes cada hembra pone una media de 343 huevos. Las larvas emergen en 12-24 horas e inmediatamente comienzan a alimentarse, escarbando con la cabeza hacia abajo en la herida. Después de pasar por tres fases larvarias que implican dos mudas, las larvas abandonan la herida y caen al suelo, en el que se entierran hasta llegar a la fase de pupa. La duración del ciclo de vida fuera del hospedador depende de la temperatura, siendo más corto a temperaturas más altas, y el ciclo completo puede completarse en menos de tres semanas en los trópicos (Organización Mundial de Sanidad Animal, 2023).

4.9. Prevención de miasis por gusano barrenador

Según Barcos (2024) la prevención incluye la limpieza y desinfección regular de las heridas en los animales, el control de insectos en los alrededores. Los productores deben revisar regularmente a sus animales en busca de heridas, mantener buenas prácticas de higiene en las explotaciones, utilizar repelentes de insectos.

Rodríguez-Baz (2025) señala que en el país los ministerios de Salud y de Agricultura y Ganadería aplican cuarentenas en los puntos de ingreso y vigilancia epidemiológica en áreas de riesgo, educación sanitaria masiva y un aumento en el control de inspección y movimiento de reses. Además, se anunció que se incrementó la dispersión de moscas estériles, al liberar millones de ejemplares semanales en las áreas más críticas para reducir la población del gusano.

4.10. Uso de insecticidas en heridas infestadas

Según la Organización Mundial de Sanidad Animal (2023), el tratamiento se efectúa generalmente mediante la aplicación de insecticidas organofosforados en las heridas

infestadas, tanto para matar las larvas como para proporcionar una protección residual contra la reinfestación. Las medidas preventivas incluyen la pulverización o inmersión del ganado susceptible con compuestos organofosforados y, más recientemente, el uso de avermectinas (especialmente la doramectina) en forma de inyecciones subcutáneas a los animales.

4.11. Uso de piretroides

Según Anadón et al., (2008), las piretrinas y los piretroides se utilizan en numerosas formulaciones para el control de plagas de insectos en animales y en el medio ambiente. Los mecanismos por los cuales las piretrinas y los piretroides se producen en los canales de sodio y cloruro. Como resultado, las células excitables (nerviosas y musculares) son los principales objetivos de la toxicidad de los piretroides, que se manifiesta como un trastorno funcional en lugar de daño estructural.

Para eliminar las larvas del GBG se han utilizado diferentes sustancias como el hidrocarburo clorado y-hexaclorociclohexano, organofosforados como clorfenvinfos, diazinon, bromofos etil, piretroides sintéticos como permetrina, cipermetrina y ciprotrina, y derivados de la avermectina como la ivermectina. Dado que el tratamiento de los animales infestados requiere un enfoque curativo, se han desarrollado insecticidas, tanto de acción tópica, como de aplicación sistémica. Aunque se han criticado los insecticidas de aplicación tópica ante un parásito que barrena tan agresivamente dentro de su hospedero (Forero et al, 2007).

Para Jesús et al. (2016) la aplicación de insecticidas constituye una de las formas de control de los agentes productores de miasis. La adquisición de resistencia por parte de los dípteros a los insecticidas es un problema aún no resuelto. Se estudiaron las colinesterasas y los niveles de expresión génica usando la reacción en cadena de la polimerasa cuantitativa en tiempo real (qRT-PCR). Los autores afirman que la presencia de mutaciones del gen E3 se asocia con la resistencia a los insecticidas.

Dentro de los productos químicos más utilizados como preventivos contra el GBG está la ivermectina (IVM) que actúa sobre los cloruros en los canales glutamato (ChGLUCLa) a nivel de membrana celular. Varios autores han asociado la alteración de los GluClá con la resistencia a la MLS en los invertebrados, aunque los estudios sobre la resistencia en *C. hominivorax* se han estudiado desde otra óptica. La resistencia a los organofosforados es otra preocupación de los ganaderos en zonas afectadas por el GBG (Jesús et al. 2016).

4.12. Resistencia a los antiparasitarios

De acuerdo con Nari Et al. (2000), se conoce el hecho de que una vez establecida la resistencia a nematodos gastrointestinales y garrapatas se mantiene de por vida y es efectiva para distintas especies de estos grupos parasitarios. Estas razas/poblaciones de ovinos, cabras, bovinos requieren un mínimo de tratamientos antiparasitarios y en consecuencia pueden ser utilizados en estrategias de CIP. Los animales resistentes tienen la habilidad de resistir al establecimiento y subsecuente desarrollo de la infección parasitaria. Los animales tolerantes tienen la capacidad de mantener su producción en forma independiente del grado de infestación parasitaria.

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1.Descripción del lugar



Figura 1 Mapa satelital de la sede regional del SENASA

La presente investigación se llevó a cabo en el laboratorio del Instituto Hondureño de Investigaciones Médico Veterinarias (IHIMV) de la sede regional del SENASA en Santa Rosa de Copan, Honduras C, A. Dicha regional trabaja en los departamentos de Lempira, Copán, Ocotepeque y Santa Bárbara, por lo que el estudio se realizó en larvas recolectadas de los animales infestados de los departamentos antes mencionados.

5.2.Materiales y equipo

En la ejecución de esta investigación se emplearon animales domésticos y de producción con diagnóstico clínico de miasis activa causadas por *Cochliomyia hominivorax*. Se

utilizaron dos productos farmacológicos con diferente principio activo un producto comercial a base de cipermetrina, imidacloprid y sulfadiazina de plata (Galmetrin plus spray), y otro producto a base de Coumaphos: 3% Propoxur: 2% Prontalbin: 5% (Negasunt polvo).

Para la recolección de larvas en los bioensayos se utilizaron frascos plásticos de con tapa perforada o cubierta con malla fina para permitir la circulación de aire. Los frascos se mantienen a temperatura ambiente, protegidos de la luz solar directa siendo trasladados al laboratorio en el menor tiempo posible para su posterior procesamiento.

En el laboratorio utilizaron vaso de precipitados, papel toalla, agua destilada, estereoscopio, termómetro digital y balanza analítica.

Se utilizaron fichas clínicas individuales (Ver anexo 18 y 19) para cada caso de miasis por gusano barrenador en los animales domésticos y de producción a los que se les extrajo larvas viables. Se emplearon dispositivos como cámara fotográfica para la documentación visual del progreso y software estadístico (Excel o SPSS) para el análisis de los datos obtenidos. Todo el procedimiento durante la investigación se realizó siguiendo normas de bioseguridad, utilizando ropa de campo, mascarillas, botas de hule y contenedores para desechos biológicos.

5.3. Metodología

La investigación se enmarca en un estudio experimental, con enfoque cuantitativo, y diseño comparativo, donde se evaluó la relación causa-efecto del medicamento farmacológico (Galmetrin plus spray) y (Negasunt polvo). Se estudió la respuesta biológica de larvas de *Cochliomyia hominivorax* frente a distintas concentraciones de los productos antes mencionados.

Se uso un modelo completamente al azar, con tres tratamientos por producto y tres repeticiones por tratamiento, empleando 10 larvas por repetición más un grupo control.

5.3.1. Etapa 1. Planificación y preparación

En esta etapa se realizó la estructuración del estudio antes de su ejecución tanto en la recolección de muestras como de su ejecución en condiciones de laboratorio. Se llevaron varios procesos previos como ser una revisión bibliográfica sobre antecedentes previos de estudios comparativos. En esta etapa se seleccionaron dos productos comerciales Galmetrin plus spray y Negasunt polvo.

5.3.2. Etapa 2. Recolección de larvas en animales domésticos y de producción.

Se procede a la extracción manual de larvas directamente de las heridas de los animales afectados, aplicando estrictas normas de bioseguridad para evitar contaminaciones cruzadas y riesgos sanitarios. Las larvas se colocan en frascos plásticos o de vidrio con tapa perforada y un lecho de gasa o papel toalla ligeramente humedecido.

5.3.3. Etapa 3. Transporte y acondicionamiento en laboratorio.

Las muestras son llevadas al laboratorio manteniendo condiciones adecuadas de temperatura y ventilación. Se seleccionan únicamente larvas viables y en estadios homogéneos (L1, L2 o L3), descartando especímenes que no cumplan los criterios de

inclusión. Finalmente, se mantienen en recipientes adecuados hasta su uso en los bioensayos.

5.3.4. Etapa 4. Tipificación de larvas de *Cochliomyia hominivorax*

Una vez en el laboratorio, se realiza la identificación taxonómica de las larvas mediante técnicas morfológicas (observación de espiráculos, bandas dorsales, entre otros caracteres diagnósticos) con el uso de un estereoscopio.

5.3.5. Etapa 5. Diseño y montaje de los bioensayos.

Se distribuyeron aleatoriamente las larvas en grupos experimentales, asignando cada grupo a un tratamiento específico, dosis y repetición. Se incluyen controles negativos (sin tratamiento, usando únicamente agua destilada) para comparar la mortalidad natural. En este diseño se trabajó con larvas de un mismo estadio larvario (L3) manteniendo una homogeneidad en cada grupo experimental.

5.3.6. Etapa 6. Ejecución de bioensayos en condiciones controladas de laboratorio.

Se llevó a cabo la aplicación experimental de las formulaciones larvicidas sobre larvas viables de *Cochliomyia hominivorax* bajo condiciones ambientales estandarizadas. Las larvas previamente seleccionadas (estadios L3, viables y homogéneas) fueron distribuidas aleatoriamente en unidades experimentales, de acuerdo con el diseño completamente al azar establecido. Cada unidad experimental fue compuesta por un grupo de 30 larvas, expuestas a una dosis específica.

La exposición a los tratamientos se realizó mediante la técnica de inmersión directa, siendo lo más parecido a lo que ocurre en campo donde el producto se mezcla con la sangre y las larvas quedan inmersas.

5.3.7. Etapa 7. Aplicación de tratamientos y monitoreo.

Se aplicaron las formulaciones larvicidas. Las larvas se mantuvieron bajo observación registrando las tasas de mortalidad y cambios biológicos a intervalos de tiempo (, 1, 6, 12 y 24 horas).

5.3.8. Etapa 8. Registro, tabulación y control de datos.

Toda la información obtenida fue registrada en fichas de laboratorio estandarizadas. Los datos se consolidan en hojas de cálculo para su posterior análisis, realizando controles de calidad para detectar errores, omisiones o inconsistencias. Se garantiza la correcta codificación de tratamientos y repeticiones para facilitar el procesamiento estadístico.

5.3.9. Etapa 9. Análisis estadístico de datos.

En esta etapa se comparó objetivamente la eficacia de los tratamientos utilizados contra *Cochliomyia hominivorax*. Los datos de tablas y cuadros de evaluación se procesan haciendo uso del programa estadístico SPSS versión 22.0 para estadísticas descriptivas, comparación de medias y promedios con T-Student.

5.4. Consideraciones éticas

Al realizar un estudio de pacientes con miasis cutánea, es fundamental tener en cuenta varias consideraciones éticas para asegurar el bienestar de los animales involucrados y mantener la integridad del estudio. A continuación, se detallan algunas de estas consideraciones:

-Bienestar animal: Un entorno adecuado y cuidados veterinarios continuos para minimizar el estrés y sufrimiento de los animales durante la toma de muestra y la recolección de las larvas para los bioensayos en laboratorio.

-Monitoreo constante: Vigilar continuamente el estado de salud de los animales afectados por gusano barrenador del ganado a los que se les extrajeron larvas.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El presente estudio comparó la eficacia de dos productos farmacológicos. Fueron utilizadas un total de 240 larvas vivas de *Cochliomyia hominivorax*, divididas en tres grupos: grupo control sin tratamiento y los otros dos grupos corresponden a cada producto comercial (galmetrin plus y negasunt polvo), todo realizado bajo condiciones de laboratorio.

VI.1. Diagnóstico de *Cochliomyia hominivorax*

En campo el diagnóstico se basa en la signología que presenta el animal, las heridas provocadas por el parásito en su estadio larvario (L1, L2, y L3), heridas en la piel que supura sangre a causa del traumatismo provocado, además presenta un olor característico a carne en estado de putrefacción por el tejido necrótico.

Para su confirmación se envían las muestras al laboratorio, donde con la ayuda de un estereoscopio en el laboratorio del SENASA Santa Rosa de Copán, se realiza una identificación taxonómica definitiva.

VI.2. Bioensayos en laboratorio

Se establecieron tres tratamientos para cada producto larvicida con el propósito de evaluando la respuesta biológica de las larvas de *Cochliomyia hominivorax* frente a diferentes concentraciones del principio activo (cuadro 1).

Tratamiento 1 (T1): Solución madre. Corresponde a la mezcla base utilizada para las posteriores diluciones. Para el Galmetrin Plus, se preparó una solución madre usando 10 gramos de producto comercial en 40 mililitros de agua destilada, obteniendo una solución homogénea. En el caso del Negasunt polvo, se preparó una solución madre con 40 gramos de producto diluidos en 60 mililitros de agua destilada, asegurando la completa dispersión de los ingredientes activos.

Tratamiento 2 (T2): Dilución 1:2. Se elaboró mezclando una parte de la solución madre con una parte igual de agua destilada (1:2), resultando en una concentración equivalente al 50 % de la solución original. Este tratamiento permitió evaluar la eficacia del larvicida a una concentración intermedia.

Tratamiento 3 (T3): Dilución 1:3. Se obtuvo mezclando una parte de la solución madre con dos partes de agua destilada (1:3), lo que representa una concentración final del 33 % del producto original. Este tratamiento tuvo como finalidad determinar el efecto del larvicida a bajas concentraciones sobre la supervivencia larval.

Cada tratamiento se aplicó a tres repeticiones de 10 larvas vivas por grupo. Las larvas fueron observadas a intervalos de 1, 6, 12 y 24 horas después de la exposición, registrando los cambios morfológicos y el porcentaje de mortalidad correspondiente a cada periodo de tiempo.

Se incluyó un grupo control con larvas de *Cochliomyia hominivorax* mantenidas en las mismas condiciones que los tratamientos experimentales, pero sin exposición al producto, utilizando solamente agua destilada.

Producto	Tratamiento	Descripción	Concentración / Dilución	N.º de repeticiones	N.º de larvas por repetición	Tiempo de observación (h)
Galmetrin Plus (Spray)	T1	Solución madre	10 g de IA / 40 mL de agua destilada	3	10	1, 6, 12, 24
	T2	Dilución 1:1	50% de la solución madre	3	10	1, 6, 12, 24
	T3	Dilución 1:2	25% de la solución madre	3	10	1, 6, 12, 24
	Control	Agua destilada (sin producto)	0% (sin ingrediente activo)	3	10	1, 6, 12, 24
Negasunt Polvo	T1	Solución madre	40 g de producto / 60 mL de agua destilada	3	10	1, 6, 12, 24
	T2	Dilución 1:1	50% de la solución madre	3	10	1, 6, 12, 24
	T3	Dilución 1:2	25% de la solución madre	3	10	1, 6, 12, 24
	Control	Agua destilada (sin producto)	0% (sin ingrediente activo)	3	10	1, 6, 12, 24

Cuadro 1 Descripción de tratamientos larvicidas

VI.3. Condiciones en laboratorio

Durante el desarrollo del experimento, la temperatura ambiente se mantuvo entre 26 ± 2 °C, con una humedad relativa del 65 ± 5 %. Las pruebas se realizaron en un área libre de contaminantes químicos y con adecuada ventilación, evitando la exposición directa a la luz solar o corrientes de aire que pudieran alterar la actividad de los productos larvicidas.

Durante la exposición a estos se mantuvieron medidas de bioseguridad para evitar algún tipo de intoxicación con estos productos.

VI.4. Mortalidad larvaria durante los bioensayos

Se realizó de forma visual y mediante estímulo mecánico directo sobre las larvas tratadas, utilizando una pinza entomológica fina. Se consideró como larva muerta aquella que no presentó ningún tipo de movimiento o reacción muscular después de ser tocada suavemente durante un periodo de 10 segundos. Las larvas que mostraron movimientos espasmódicos o lentos fueron clasificadas como moribundas, pero no contabilizadas como muertas hasta la pérdida total de movilidad. La mortalidad larvaria aumentó proporcionalmente al tiempo de exposición y a la concentración del producto (cuadro 2).

El grupo control no mostró efectos biológicos relevantes sobre las larvas, confirmando que la mortalidad observada en los tratamientos se debió al principio activo de los productos y no a factores externos del laboratorio.

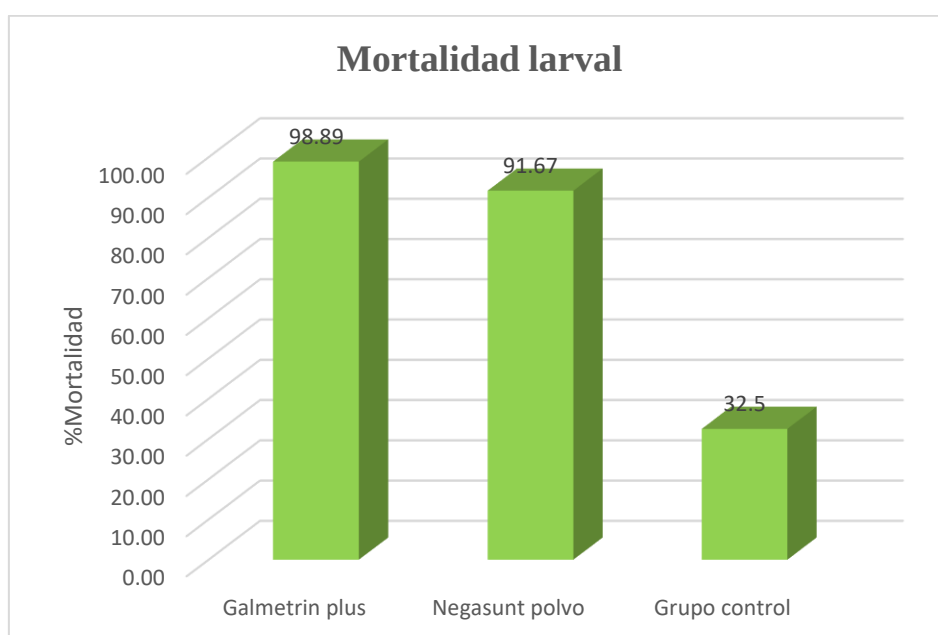


Figura 2Mortalidad larval 24 horas post aplicación de tratamiento larvicida

La evaluación de la mortalidad larvaria fue realizada por un único observador, quien también estuvo a cargo de la aplicación de los tratamientos.

Producto	Tratamiento	Repetición	N° de larvas	Tiempo 1h (M1%)	Tiempo 6h (M6%)	Tiempo 12h (M12%)	Tiempo 24h (M24%)	Promedio mortalidad (%)
Galmetrin Plus (Spray)	T1	Rep. 1	10	100% 10 larvas	100% 10 larvas	100% 10 larvas	100% 10 larvas	100% 10 larvas
Galmetrin Plus (Spray)	T1	Rep. 2	10	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	100%
Galmetrin Plus (Spray)	T1	Rep. 3	10	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	100%
Galmetrin Plus (Spray)	T2	Rep. 1	10	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	100%
Galmetrin Plus (Spray)	T2	Rep. 2	10	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	100%
Galmetrin Plus (Spray)	T2	Rep. 3	10	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	100%
Galmetrin Plus (Spray)	T3	Rep. 1	10	90% 9/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	97.5

Galme trin Plus (Spray)	T3	Rep. 2	10	80% 8/10 Larv as	100% 10/10 Larva s	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	95
Galme trin Plus (Spray)	T3	Rep. 3	10	90% 9/10 Larv as	100% 10/10 Larva s	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	97.5
Negasu nt Polvo	T4	Rep. 1	10	70% 7/10 Larv as	100% 10/10 Larva s	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	92.5
Negasu nt Polvo	T4	Rep. 2	10	80% 8 larva s	100% 10 larvas	100% 10 larvas	100% 10 larvas	95
Negasu nt Polvo	T4	Rep. 3	10	70% 7/10 Larv as	100% 10/10 Larva s	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	92.5
Negasu nt Polvo	T5	Rep. 1	10	60% 6/10 Larv as	90% 9/10	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	87.5
Negasu nt Polvo	T5	Rep. 2	10	70% 7 larva s	100% 10/10 Larva s	100% 10/10 larvas	100% 10/10 larvas	92.5
Negasu nt Polvo	T5	Rep. 3	10	70% 7/10 Larv as	100% 10/10 Larva s	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	92.5
Negasu nt Polvo	T6	Rep. 1	10	60% 6/10 Larv as	90% 9/10 Larva s	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	87.5
Negasu nt Polvo	T6	Rep. 2	10	70% 7/10 Larv as	100% 10/10 Larva s	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	92.5
Negasu nt Polvo	T6	Rep. 3	10	70% 7/10 Larv as	100% 10/10 Larva s	100% 10/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	92.5
Grupo control	T0	Rep. 1	10	0%	0%	20% 2/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	30

Grupo control	T0	Rep. 2	10	0%	10%	30% 3/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	35
Grupo control	T0	Rep. 3	10	0%	0%	30% 3/10 Larvas	100% 10/10 Larvas	32.5

Cuadro 2 Mortalidad durante los tiempos de exposición en los distintos tratamientos.

VI.5. Comportamiento de larvas de *C. hominivorax* durante y después de los tratamientos larvicidas

Durante el desarrollo de los bioensayos, las larvas expuestas a los productos mostraron comportamientos característicos de intoxicación, como disminución del movimiento, pérdida de tonicidad. En los tratamientos más concentrados, la inmovilidad se presentó en los primeros minutos posteriores a la aplicación, confirmando el rápido efecto tóxico de los principios activos, especialmente de la cipermetrina y el coumaphos. Sin embargo, en las diluciones menos concentradas había una evidente viabilidad larval, lo que indicaba tolerancia de las mismas frente a bajas concentraciones.

VI.6. Indicios de tolerancia de *C. hominivorax* a insecticidas

Según Jesús et al (2016) en estudios moleculares y de bioensayo se han detectado mecanismos genéticos asociados a resistencia en poblaciones de *Cochliomyia hominivorax*.

Los resultados en el estudio sugieren indicios de tolerancia por parte de *Cochliomyia hominivorax* frente a concentraciones reducidas de los productos evaluados. Sin embargo, este comportamiento no puede considerarse evidencia de resistencia en sentido estricto, dado que no se realizaron análisis moleculares y bioquímicos.

VI.7. Análisis estadístico

Los resultados muestran que Galmetrin Plus en su solución madre (T1) y en la dilución 1:2 (T2) alcanzó una mortalidad del 100 % sin variabilidad entre repeticiones lo que evidencia una eficacia larvícida completa y consistente en ambas concentraciones. La dilución 1:3 (T3) presentó una mortalidad promedio del 98.8 %, manteniendo una eficacia elevada, aunque con una ligera variabilidad entre repeticiones, posiblemente atribuida a la reducción en la concentración del principio activo.

En el caso del negasunt polvo los valores de mortalidad oscilaron entre 89.7 % y 93.6 % ($DE \approx 2.50$), indicando un efecto larvícida efectivo.

	Dilu	Media	EE	Intervalo de Confianza al 95%		Mediana	DE
				Inferior	Superior		
I	Galmetrin Plus (Spray)	98.9	0.605	97.5	100	100.0	1.82
	Negasunt Polvo	91.7	0.833	89.7	93.6	92.5	2.50
	Grupo control	32.5	1.443	26.3	38.7	32.5	2.50

Cuadro 3 Desviación estándar

VI.7.1. Análisis de varianza ANOVA

Se aplicó un Análisis de Varianza (ANOVA) de una vía para comparar los tratamientos dentro de cada producto (Galmetrin Plus y Negasunt Polvo) y un ANOVA de dos vías para evaluar simultáneamente el efecto del producto y la concentración sobre la mortalidad larvaria total.

Hubo diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$) entre tratamientos, lo que indica que la eficacia larvicida varió de forma importante según el producto y la concentración empleada. El valor de $p = 0.001$ obtenido en el ANOVA confirma la existencia de diferencias altamente significativas entre los grupos, especialmente entre los tratamientos con productos larvicidas y el control (figura 3).

Posteriormente, cuando el ANOVA mostró diferencias significativas ($p < 0.05$), se aplicó la prueba de comparación múltiple de Tukey (HSD) para determinar entre qué tratamientos existían diferencias estadísticamente significativas. Se utilizó un nivel de confianza del 95% ($\alpha = 0.05$). La prueba permitió identificar que los tratamientos con Galmetrin Plus (T1 y T2) fueron significativamente más eficaces que los tratamientos con Negasunt Polvo y el control.

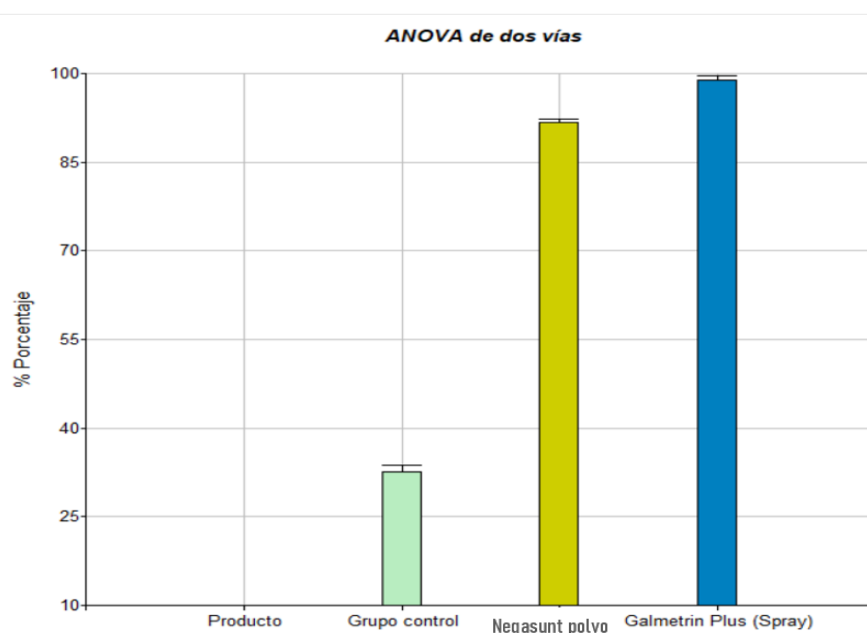


Figura 3 Análisis de varianza

Comparativamente, el Galmetrin Plus demostró ser el producto más eficaz, con una mortalidad promedio cercana al 100% incluso en sus diluciones. El Negasunt polvo, aunque efectivo, presentó ligeras reducciones en la mortalidad en sus diluciones 1:2 y 1:3, lo que sugiere una menor concentración efectiva de sus principios activo.

VII. CONCLUSIONES

- a) Los resultados obtenidos demostraron diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos aplicados, lo cual evidencia que las formulaciones larvicidas evaluadas tuvieron distintos niveles de eficacia sobre las larvas de *Cochliomyia hominivorax* bajo condiciones controladas de laboratorio.
- b) El producto Galmetrin Plus (spray) mostró la mayor eficacia larvicida, alcanzando el 100 % de mortalidad en todas las repeticiones, incluso a concentraciones diluidas (1:1 y 1:2), lo que confirma su alto poder residual y acción rápida sobre las larvas.
- c) El Negasunt Polvo presentó una mortalidad elevada pero ligeramente inferior a la del spray, lo que sugiere una buena efectividad, aunque dependiente de la concentración utilizada. Las diluciones 1:2 y 1:3 mostraron una reducción en la velocidad de acción, indicando la influencia directa de la concentración del producto en su eficacia.
- d) El grupo control (agua destilada) mostró una mortalidad mínima inicial, confirmando que los efectos observados fueron atribuibles exclusivamente a los productos larvicidas evaluados.
- e) Se observaron indicios de tolerancia larvaria en las poblaciones ensayadas, especialmente en aquellas diluciones menos concentradas.

- f) En conjunto, los resultados obtenidos sugieren que ambos productos poseen potencial para el control de larvas de *Cochliomyia hominivorax* bajo condiciones de laboratorio, siendo el Galmetrin Plus (Spray) el de mayor efectividad general.

VIII. RECOMENDACIONES

- a) Mantener el uso de formulaciones efectivas como Galmetrin Plus, dado el alto nivel de mortalidad obtenido en diluciones 1:2 y 1:3, lo que lo convierte en una opción confiable para el control de *Cochliomyia hominivorax*.
- b) Optimizar las dosis de Negasunt polvo en futuras aplicaciones, ya que mostró buena efectividad, pero con una ligera reducción en concentraciones diluidas; se recomienda probar dosis intermedias que equilibren eficacia y costo.
- c) Implementar programas de rotación de principios activos, alternando productos con diferentes mecanismos de acción (por ejemplo, piretroides, organofosforados y carbamatos), con el fin de evitar la aparición de tolerancia larvaria.
- d) Capacitar a los productores y veterinarios en la correcta preparación de las soluciones y diluciones, ya que según lo observado en el estudio pueden afectar significativamente la efectividad del tratamiento.
- e) Realizar estudios complementarios sobre la persistencia de los efectos larvicidas, el tiempo de acción y la posible toxicidad ambiental o residual de ambos productos, para garantizar un uso seguro y sostenible con ensayos de campo controlados para confirmar la eficacia observada en laboratorio.

IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- A. Anadón; M.R. Martínez-Larrañaga; M.A. Martínez. 2008. Use and abuse of pyrethrins and synthetic pyrethroids in veterinary medicine (en línea). The Veterinary Journal 182(1):7-20. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2008.04.008>.
- Barcos, L. 2023. Gusano barrenador del ganado - Américas (en línea, sitio web). Consultado 17 junio. 2025. Disponible en <https://rr-americas.woah.org/es/noticias/gusano-barrenador-del-ganado/>.
- Barcos, L. 2024. Preguntas frecuentes sobre el gusano barrenador del ganado - Américas (en línea, sitio web). Consultado el 2 julio. 2025. Disponible en <https://rr-americas.woah.org/es/noticias/preguntas-frecuentes-sobre-el-gusano-barrenador-del-ganado/>.
- Bustillo, Y. 2025. Liberan 8 millones de moscas esterilizadas por día para combatir al gusano barrenador (en línea, sitio web). Consultado el 2 julio. 2025. Disponible en <https://www.elheraldo.hn/elheraldoplus/investigaciones/moscas-esterilizadas-gusano-barrenador-ganado-honduras-IA23326934>.
- Fernández, L; Doctor, P; Hoeflich, E. 2025. Fundamentos de la técnica del insecto estéril (en línea, sitio web). Consultado 16 junio. 2025. Disponible en <https://www.sidalc.net/search/Record/KOHA-OAI-ECOSUR:28166/Description>.
- Forero, EF, Cortés, JA, Villamil LC. 2007. ASPECTOS ECONÓMICOS DE LA ERRADICACIÓN DEL GUSANO BARRENADOR DEL GANADO, *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel, 1858), EN COLOMBIA. Revista de la

Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia [en línea]., 54(II), 324-341[fecha de Consulta 17 de junio de 2025]. ISSN: 0120-2952. Disponible en: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=407639214008>

Fraga , R. 2025. El manejo del gusano barrenador del ganado en América Latina mediante la técnica del insecto estéril | OIEA (en línea, sitio web). Consultado 18 jun. 2025. Disponible en <https://www.iaea.org/es/bulletin/el-manejo-del-gusano-barrenador-del-ganado-en-america-latina-mediante-la-tecnica-del-insecto-esteril>.

Historia y situación actual del gusano barrenador del ganado en las Américas | OIEA. 2021. (en línea, sitio web). Consultado 16 jun. 2025. Disponible en <https://www.iaea.org/es/servicios/programa-de-cooperacion-tecnica/historia-y-situacion-actual-del-gusano-barrenador-del-ganado-en-las-americas>.

Jesús, D; Lorenzo, J; Castilleja, S; Javier, AG. 2016. El Gusano Barrenador del Ganado, *Cochliomyia hominivorax* (Díptera: Calliphoridae): un problema en la salud animal y humana (en línea). Revista de Salud Animal 38(2):120-130. Consultado 16 junio. 2025. Disponible en http://scielo.sld.cu/scielo.php?pid=S0253-570X2016000200008&script=sci_arttext&tlng=en.

López, F. 2024. Honduras continúa en la lucha contra el gusano barrenador del ganado - El informativo.hn (en línea, sitio web). Consultado el 2 julio. 2025. Disponible en <https://www.elinformativo.hn/archivos/129249>.

Matamoros, M. 2025. Erradicación del gusano barrenador: un gran éxito (en línea). CEIBA 33(1A):150-151. Consultado 16 junio. 2025. Disponible en <https://revistas.zamorano.edu/CEIBA/article/view/571>.

Miasis por *Cochliomyia hominivorax* - OMSA - Organización Mundial de Sanidad Animal. 2023. (en línea, sitio web). Consultado 18 junio. 2025. Disponible en <https://www.woah.org/es/enfermedad/miasis-por-cochliomyia-hominivorax/>.

Monsalve, M. 2024. El gusano barrenador del ganado resurge en Centroamérica y genera alerta en México (en línea, sitio web). Consultado 16 jun. 2025. Disponible en <https://elpais.com/america-futura/2024-11-18/el-gusano-barrenador-del-ganado-resurge-en-centroamerica-y-genera-alerta-en-mexico.html>.

Nari, A; Hansen, J; Martins, J. 2000. CONTROL DE LA RESISTENCIA A LOS ANTIPARASITARIOS A LA LUZ DE LOS CONOCIMIENTOS ACTUALES, En XXI World Buiatrics Congress/XXVIII Jornadas Uruguayas de Buiatría. (en línea). s.l., s.e. Disponible en https://bibliotecadigital.fvet.edu.uy/bitstream/handle/123456789/594/JB2000_301-319.pdf?sequence=1&isAllowed=y.

Rodríguez-Baz, E. 2025. Honduras refuerza medidas contra el gusano barrenador del ganado - Noticias Prensa Latina (en línea, sitio web). Consultado el 2 julio. 2025. Disponible en <https://www.prensa-latina.cu/2025/05/16/honduras-refuerza-medidas-contr-el-gusano-barrenador-del-ganado/>.

Vargas, M; Terán, (1993). El Gusano Barrenador del Ganado *Cochliomyia hominivorax* y su importancia como zoonosis(en línea). s.l., s.e. Consultado 12 junio. 2025. Disponible en <http://www.intervetsa.com/1%20TOTAL%20PUBLICACIONES/2015%20Vargas%20Teran,%20M.%20El%20Gusano%20Barrenador%20del%20Ganado%20y%20su%20importancia%20como%20zoonosis%20.pdf>

X. ANEXOS

Año 2025						
Actividad	junio	Julio	Agosto	Septiembre	octubre	noviembre
Presentación de propuesta de investigación						
Obtención de materias primas						
Fase A. Recolección de larvas viables de <i>Cochliomyia hominivorax</i> provenientes de animales domésticos y de producción afectados por miasis traumáticas.						
Etapa 1. Planificación y preparación del estudio						
Etapa 2. Recolección de larvas en animales						

domésticos y de producción.						
Etapa 3. Transporte y acondicionamiento en laboratorio.						
Etapa 4. Tipificación de larvas de <i>Cochliomyia hominivorax</i>						
Etapa 5. Diseño y montaje de los bioensayos.						
Etapa 6. Ejecución de bioensayos en condiciones controladas de laboratorio.						
Etapa 7. Aplicación de tratamientos y monitoreo.						
Etapa 8. Registro, tabulación y control de datos.						
Etapa 9. Análisis estadístico de datos.						
Defensa de tesis						

Anexo 1 Cronograma de actividades

Producto	Especificación	Presentación	Cantidad	Valor	Total
MATERIALES Y REACTIVOS DE USO CLÍNICO Y DE CAMPO					
Tubos tapón rojo	De 7 ml	Caja de 100	1	200	200
Recipientes para almacenar larvas viables	Frasco recolector	Unidad	100	15	1500
Guantes	Látex M	Caja 50 pares	3	150	450
Alcohol	Étilico al 70%	250 ml	2	226	452
Papel toalla	-	Rollo	10	45	450
Portaobjetos	de 50	Caja	1	400	400
Cubreobjetos	22x22	caja x100	5	30	150
Aceite de inmersión	Para estereomicroscopio	Frasco	1	370	370
Hisopos estériles		Unidad	20	2.5	50
Jeringas	De 5, 10 y 20 ml	Unidad	50	5	250
LARVICIDAS EN LOS BIOENSAYOS					
Spray antiimiásico	Suspensión en aerosol de 440 ml/260 g.	Unidad	10	400	4000
Polvo antiimiásico	Envase de 200 g	Unidad	5	600	3000
Total					11,272.00 Lps

Anexo 2 Presupuesto destinado a la investigación



Anexo 3 Capacitación a ganaderos y personal de salud



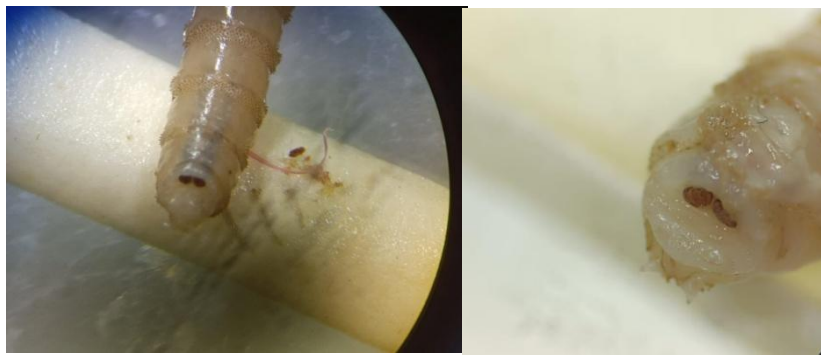
Anexo 4 Recolección de larvas en campo.



Anexo 5 Larvas lista para su procesamiento en laboratorio



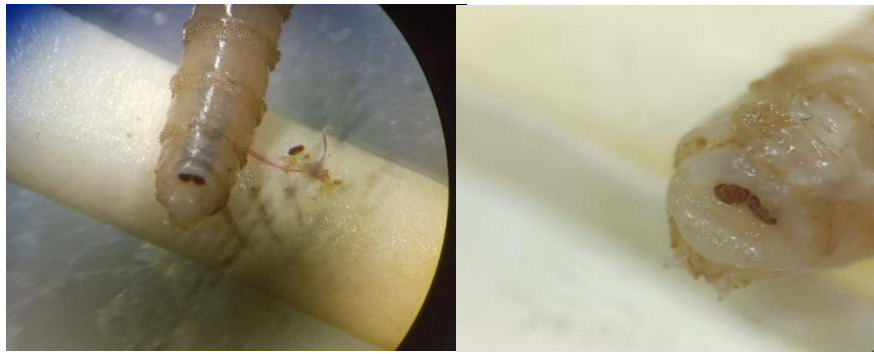
*Anexo 6 Diagnostico de
C. hominivorax*



Anexo 7 Características taxonómicas de C. hominivorax



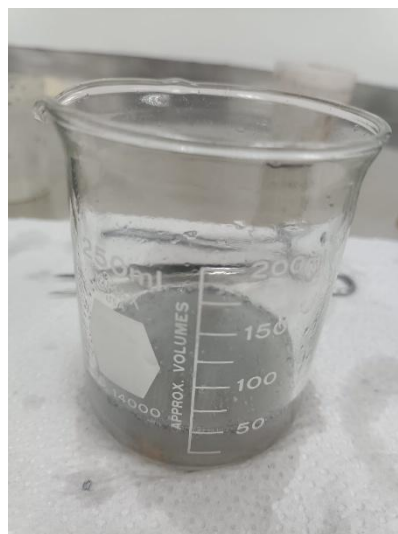
*Anexo 8 Grupos de 10 larvas listas para los
bioensayos*



*Anexo 9*Estadio larvario L3, nótese los tres espiráculos



Anexo 10 Grupo control sin tratamiento



Anexo 11 Solución madre, galmetrin plus



Anexo 12 Solución madre para el negasunt polvo



*Anexo 13 Repetición de
plus*



*Anexo 14 Larvas post tratamiento
con galmetrin plus*

1. PROTOCOLO No: _____

REGISTRO DE RECEPCIÓN DE MUESTRAS

2. APELLIDOS Y NOMBRES DEL PROPIETARIO O REPRESENTANTE	3. DIRECCIÓN - TELÉFONO/ CORREO ELECTRÓNICO
4. APELLIDOS Y NOMBRES DEL REMITENTE	5. DIRECCIÓN - TELÉFONO/ CORREO ELECTRÓNICO

LOCALIZACIÓN DE LOS ANIMALES

6. NOMBRE DEL ESTABLECIMIENTO	7. DIRECCIÓN DEL ESTABLECIMIENTO		
	8. DEPARTAMENTO	9. CIUDAD	10. MUNICIPIO
	11. ALDEA	12. CÓDIGO	13. COORDENADA
14. SITIO DE RECOLECCIÓN Y CÓDIGO DEL LUGAR	15. RECOLECTADO POR	16. FECHA DE RECOLECCIÓN PRIMERA MUESTRA SEGUNDA MUESTRA (cuando aplique)	

17. N° TOTAL DE ANIMALES _____ 18. N° DE ENFERMOS _____ 19. N° DE MUERTOS _____ 20. N° DE MUESTREADOS _____

21. PROPÓSITO DEL MUESTREO

Diagnóstico General () Hato Libre () Renovación () Decomiso () Denuncia de caso () Confirmación de caso ()
Vigilancia y monitoreo () Saneamiento () Ferial/ Exposición () Exportación () Importación () Otro ()

22. País de Origen _____ 23. País Destino _____ 24. N° Permiso o marchamo _____

25. ESPECIE () Ave () Equino () Bovino () Felino () Otro _____ () Canino () Ovíno () Caprino () Porcino	26. N° DE MUESTRAS	27. DIAGNÓSTICOS SOLICITADOS
28. MUESTRAS ENVIADAS () Sangre () Heces () Leche () Huevos () Raspado de piel () Suero () Hisopado () Tejido () Frotis sangre () Agua () Animal vivo () Órgano () Cadáver () Semen () Otro _____		29. PRESERVACIÓN DE LA MUESTRA Ninguna () Hielo o gel congelado () Alcohol () Nitrógeno () () Otro _____

30. TIPO DE EXPLOTACIÓN

Extensiva () Intensiva () Estabulada/Semiestabulada () Traspato () Informal () Ornamental () Silvestre () Otro ()

31. La explotación es (en caso de aves): () Propia () Integrada a la empresa _____

32. Propósito Zootécnico

Leche () Carne () Doble Propósito () Deporte () Trabajo () Otro _____
Ponedora () Incubadora () Reproductores pesados () Reproductores ligeros () Engorde () Cria ()

33. HISTORIAL CLÍNICO (SIGNOS, VACUNACIONES, TRATAMIENTOS, DIAGNÓSTICOS PRESUNTIVOS, NECROPSIAS) OBSERVACIONES

34. IDENTIFICACIÓN DE LAS MUESTRAS IHIMV-RT-01-B		
35. FIRMA DEL RECOLECTOR	36. ENTREGADO POR	37. RECIBIDO POR
38. FECHA	39. HORA DE RECEPCIÓN	40. RECIBO NO. *

41. ACEPTACIÓN DEL CLIENTE O REPRESENTANTE QUE SOLICITA EL SERVICIO
TODA LA INFORMACIÓN BRINDADA POR EL CLIENTE, PARA LA EJECUCIÓN DE LOS DIAGNÓSTICOS SE CONSIDERA CONFIDENCIAL

NOMBRE Y FIRMA	FECHA Y HORA
----------------	--------------

42. REMISIÓN DE MUESTRAS A SECCIÓN DIAGNÓSTICA

SECCIÓN RECEPTORA	FIRMA RECEPTOR EN SECCIÓN	FECHA Y HORA
BAC/MIC () VIR () LEP () SER () HEMA () PARA () RAB () BIO-MOL () REFRO () EEB () IXO ()		

* EL COBRO DE LOS DIAGNÓSTICOS SE REALIZA DE ACUERDO AL REGLAMENTO DE TASAS POR SERVICIOS PRESTADOS POR EL SENASA
INSTRUCCIONES DE LLENADO AL REVERSO.

ORIGINAL BLANCA: IHIMV COPIA AMARILLA: IHIMV COPIA ROSADA: IHIMV COPIA AZUL: REGIONAL/EPIDEMIOLOGIA/TERCERIZADO

IHIMV-RT-01-A
Versión 07

Anexo 16 Formato para entrega de muestra a laboratorio