

UNIVERSIDAD INTERNACIONAL PARA EL DESARROLLO SOSTENIBLE
FACULTAD DE CIENCIAS MEDICAS
CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



Trabajo de Graduación

Evaluación de la eficacia *in vitro* de un producto comercial a base del hongo
Beauveria bassiana como control biológico en larvas de mosca de interés pecuario

Autor:

Elio Andrés Flores Hernández

Tutor:

Dra. Ligia Hernandez Salgado. Ph.D

Managua, Nicaragua 2026

UNIVERSIDAD INTERNACIONAL PARA EL DESARROLLO SOSTENIBLE
FACULTAD DE CIENCIAS MEDICAS
CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



Trabajo de Graduación

Evaluación de la eficacia *in vitro* de un producto comercial a base del hongo
Beauveria bassiana como control biológico en larvas de mosca de interés pecuario

Autor:

Elio Andrés Flores Hernández

Tutor:

Dra. Ligia Hernandez Salgado. Ph.D

Managua, Nicaragua 2026

ÍNDICE

SECCION	PAGINAS
ÍNDICE	ii
INDICE DE FIGURA	iv
ÍNDICE DE GRÁFICOS	v
ÍNDICE DE ANEXOS	vi
AGRADECIMIENTO.....	vii
DEDICATORIA	viii
RESUMEN.....	ix
OPINION DEL TUTOR	x
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	4
III. ANTECEDENTES	5
IV. JUSTIFICACIÓN	8
V. OBJETIVOS.....	9
5.1 Objetivo General	9
5.2 Objetivos Específicos.....	9
VI. MARCO TEÓRICO.....	10
6.1. Aspectos biológicos de las Moscas.....	10
6.1.1. Clasificación.....	10
6.1.2. Ciclo Biológico.....	11
6.2. Las moscas y su efecto sobre la salud animal y la productividad.	12
6.3. Principales moscas de interés pecuario.....	12
6.3.1. Mosca doméstica (<i>Musca domestica</i>).....	13
6.3.2. Mosca del establo (<i>Stomoxys calcitrans</i>)	13
6.3.3. Mosca de la cara (<i>Musca autumnalis</i>).....	14
6.3.4. Moscas de los cuernos (<i>Haematobia irritans</i>)	14
6.3.5. Moscas negras (<i>Simuliidae</i>)	15
6.3.6. Moscas de arena (<i>Phlebotomus spp</i>)	16
6.3.7. Moscas tsé-tsé (<i>Glossina spp</i>).....	16
6.3.8. Moscas que causan miasis	17
6.3.8. Tábanidos (<i>Tabanidae</i>)	18

6.4. Tratamiento y control de las moscas	19
6.4.1. Control químico	19
6.5. Control Alternativo	22
6.5.1. Control físico.....	22
6.5.2. Control Biológico	22
6.6. Hongo entomopatógeno <i>Beauveria bassiana</i>	23
6.7. Mecanismo de acción del <i>Beauveria bassiana</i>	24
6.8. Ciclo infectivo	24
VII. HIPÓTESIS	28
7.1. Hipótesis de Investigación	28
7.2. Hipótesis Nula.....	28
7.3. Hipótesis Alternativa.....	28
VIII. MATERIALES Y METODOS.....	29
8.1. Ubicación del área de estudio	29
8.2. Diseño metodológico	29
8.3. Variables a evaluar	32
8.4. Análisis estadístico	32
IX. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	34
9.1 Identificación taxonómica y caracterización morfológica.	34
9.2. Análisis de la mortalidad larvaria por exposición a <i>Beauveria bassiana</i>	35
9.3. Estimación del Tiempo Letal Medio (TL ₅₀)	37
9.4. Identificación del Crecimiento Micelial y Estructuras Fúngicas como Indicadores de Infección	38
X. CONCLUSIONES.....	40
XI. RECOMENDACIONES	41
XII. BIBLIOGRAFÍA	42
XIII. ANEXOS	52

INDICE DE FIGURA

FIGURA	PÁGINA
1. Esquema de la invasión fúngica	26
2. Finca Santa Claudia	28
3. Larva <i>Muscidae</i>	33
4. Larvas <u><i>sepsidae</i></u>	34

ÍNDICE DE GRÁFICOS

GRÁFICOS

PÁGINA

1. Porcentaje de mortalidad acumulada en estadios larvarios.	36
--	----

ÍNDICE DE ANEXOS

ANEXOS	PÁGINA
1. Procedimiento para el desarrollo del estudio <i>in vitro</i>	53
Figura A Presencia de larvas de moscas en heces de bovino	53
Figura B Selección de larva de moscas	53
Figura C Desinfección de larvas de moscas	53
Figura D Cámara húmeda	53
2. Determinación de la mortalidad de larvas de moscas (formula Abbott).	54
Tabla 2 Tasa de Mortalidad Larvaria	54
3. Identificar el crecimiento micelial y las estructuras fúngicas como indicadores de la infección por <i>Beauveria bassiana</i> en las larvas tratadas.	55
Figura A Cambios morfológicos notables en las larvas de la familia de <i>Musca domestica</i>	55
Figura B Cambios morfológicos notables en larvas de moscas de la familia <i>Sepsidae</i>	55
Figura C Deshidratación total de la estructura larvaria	55
Figura D fase de esporulación hacia la epicutícula de la larva	55
Figura E Evidencia de patogenicidad fúngica.	55
Figura F Crecimiento exógeno de las hifas de hongo	55

AGRADECIMIENTO

Quiero comenzar expresando mi más profundo agradecimiento a Dios, quien ha sido mi guía y fuente de fortaleza en cada paso de este camino. Su luz me ha iluminado en los momentos de duda y me ha inspirado a seguir adelante, incluso cuando los desafíos parecían abrumadores. A través de la oración y la fe, he encontrado la determinación necesaria para completar este proyecto, y por ello, siempre le estaré agradecido.

A mis padres, quienes han sido el pilar fundamental de mi vida, les debo un agradecimiento especial. Su amor incondicional y su apoyo constante me han permitido alcanzar mis metas. Desde mis primeros pasos en la educación hasta este momento decisivo, su aliento y confianza en mí han sido un motor para seguir adelante. Me enseñaron la importancia del esfuerzo y la dedicación, valores que me han acompañado a lo largo de mi trayectoria académica. Gracias a ellos, he aprendido a valorar cada experiencia y a enfrentar los retos con valentía.

Asimismo, quiero expresar mi gratitud al Dr. Manuel Tiffer de la UNAN León, cuya orientación ha sido invaluable durante el desarrollo de este proyecto. Su conocimiento y experiencia en el tema me han proporcionado una perspectiva más amplia y me han permitido profundizar en la investigación. Sus consejos acertados y su disposición para ayudarme en cada etapa del proceso han sido determinantes para el éxito de este trabajo. Agradezco su paciencia y su compromiso con la formación de sus estudiantes, que se refleja en cada interacción que hemos tenido.

A todos aquellos que de alguna manera han contribuido a este proyecto, gracias. Cada palabra de aliento, cada consejo y cada crítica constructiva han sido parte esencial de este camino. Este trabajo no solo representa un esfuerzo personal, sino también el apoyo y la dedicación de quienes me rodean. Espero que este proyecto no solo sea un reflejo de mi trabajo, sino también un homenaje a todas las personas que han creído en mí y me han impulsado a seguir mis sueños.

Finalmente, a todos mis compañeros y amigos que han estado a mi lado, agradezco su compañía y camaradería en este viaje. Sin duda, cada uno ha dejado una huella en mi vida y en este proyecto.

DEDICATORIA

Este Logro se lo dedico a Dios y a mis padres Ligia Hernández y Francisco Flores

RESUMEN

La presente investigación evaluó la efectividad del hongo entomopatógeno *Beauveria bassiana* como agente de control biológico sobre estadios larvarios de moscas de interés pecuario (familias *Muscidae* y *Sepsidae*) en la finca Santa Claudia, Rivas. El estudio se desarrolló en el laboratorio de biopatología del Área de Conocimiento Ciencias Agraria y Veterinaria de la UNAN-León, utilizando una muestra de 60 larvas distribuidas en tres estadios de desarrollo (L1, L2 y L3). Las larvas fueron desinfectadas con hipoclorito de sodio al 0.05% y sometidas a un tratamiento por inmersión en una suspensión de conidios de *Beauveria bassiana* (6×10^8). Se establecieron grupos control y experimental bajo condiciones controladas de humedad relativa (70%). Se determinó una susceptibilidad inversamente proporcional a la edad larvaria en las primeras 24 h post-exposición, alcanzando una mortalidad del 100% en el estadio L1, 90% en L2 y 80% en L3. A las 48 h, el grupo tratado alcanzó una mortalidad total (100%). Esta eficacia en estadios tempranos se atribuye a una cutícula más delgada y menos esclerotizada, lo que facilita la adhesión, germinación y penetración mecánica y enzimática del hongo. En contraste, el grupo control inició su mortalidad a las 48 h por inanición, alcanzando el 100% hasta las 72 h. Los cambios morfológicos iniciaron a las 48 h con una transición cromática de blanco cremoso a color ámbar. A las 96 h, se observó deshidratación total, seguida de la invasión fúngica interna a las 144 h. El ciclo concluyó a las 192 h (8 días) con la esporulación y emergencia de hifas a través de la epicutícula larvaria. Los hallazgos respaldan el uso de *Beauveria bassiana* como una alternativa biotecnológica viable y sostenible para el manejo integrado de vectores en sistemas de producción pecuaria, demostrando una alta patogenicidad en tiempos reducidos.

Palabras clave: patogenicidad, dípteros, susceptibilidad, estadios larvarios.

OPINION DEL TUTOR

El presente trabajo monográfico presentado por el Br. Elio Andrés Flores Hernández con el Título: “Evaluación de la eficacia *in vitro* de un producto comercial a base de hongo *Beauveria bassiana* como control biológico en larvas de mosca de interés pecuario”, ha sido realizada bajo mi dirección, en la Universidad Internacional para el Desarrollo Sostenible de la Facultad de Ciencias Médicas en la Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia.

Abordando un tema de relevancia actual en el ámbito de la sanidad y la producción pecuaria sostenible. La búsqueda de alternativas al control químico, mediante el uso de agentes biológicos como el hongo entomopatógeno *Beauveria bassiana*, responde a una necesidad nacional y global de reducir el impacto ambiental y la resistencia de las plagas.

El objeto de estudio, fueron larva de la mosca predominantes en el área de estudio, como principales plagas sanitarias y económicas de las explotaciones pecuarias, lo que confiere al estudio una pertinencia práctica inmediata.

La metodología implementada para la evaluación *in vitro* es sólida, clara y reproducible. El diseño experimental demostró rigor en el manejo de las variables, la preparación del inóculo y el control de las condiciones de ensayo.

El hallazgo principal del trabajo es la demostración de una mortalidad del 100% de las larvas de mosca a las 48 horas pos-exposición. Este resultado es concluyente y subraya el elevado potencial bioplaguicida del producto comercial en las condiciones de laboratorio por poseer una concentración de conidios de 6×10^8 conidios / mL el cual fue suficiente para lograr la máxima eficacia y establece un punto de referencia técnico importante para futuras investigaciones, aquí se destaca el manejo de la experimentación y el registro de datos, evidenciando una ejecución técnica adecuada por parte del estudiante.

El estudiante Flores demostró capacidad de análisis crítico al discutir los resultados. La comparación de la eficacia observada (100%) con la literatura existente refuerza la validez del producto evaluado y la calidad del ensayo. Las conclusiones responden de manera directa y satisfactoria al objetivo del trabajo, sentando las bases para una potencial aplicación en condiciones reales (*in vivo*), que sería el paso subsiguiente natural.

Durante el desarrollo de este trabajo de graduación el estudiante Flores demostró autonomía, dedicación, proactividad en la resolución de problemas técnicos y una profunda comprensión de la entomología aplicada y el control biológico.

Así mismo el presente se corresponde con el proyecto de trabajo de graduación presentado y aprobado previamente por el órgano responsable y cumple con las condiciones exigidas, por lo que se le autoriza su presentación para que pueda ser juzgada por el tribunal correspondiente

PhD. Ligia Verónica Hernández Salgado.
Tutora de trabajo de graduación

I. INTRODUCCIÓN

Las moscas pertenecen a un orden grande y complejo de insectos, denominado Diptera, estos son diversos no solo en riqueza de especies sino también en sus estructuras, explotaciones de hábitat, hábitos de vida e interacción con la humanidad (Brown, 2009; Merritt et al., 2009; Skevington & Dang, 2002).

Muchas especies de dípteros actúan como vectores de enfermedades en animales. La mayoría de los miembros de este orden poseen dos alas (un par funcional) cuando son adultos. Los dípteros varían mucho en cuanto al tamaño, a las preferencias por las fuentes de alimento y al estadio evolutivo que parasita al animal o que produce patologías.

En la actualidad se han identificado más de 152,000 especies descritas 180 familias. Uno de los órdenes de insectos más biodiversos (Gerhardt & Hribar, 2019; Pape et al., 2011).

Estos dípteros se denominan parásitos periódicos y pueden servir como hospedadores intermediarios para parásitos helmínticos o para parásitos protozoarios. Pueden alimentarse alternativamente tanto de heces como de alimentos y probablemente pueden servir como vectores de bacterias, virus, espiroquetas, clamidias, entre otros.

Como larvas, los dípteros pueden desarrollarse en los tejidos subcutáneos de la piel, los tractos respiratorios o el tracto Gastro Intestinal de los hospedadores vertebrados y producir un proceso conocido como miasis (Burkett-Cadena, 2019).

Se estima que la pérdida de sangre por 500 moscas del cuerno es de unos 7 ml diarios, y por 20 moscas del establo, hasta 6 ml. Sin embargo, la irritación es un factor clave: reduce el consumo de alimento, interfiere con la rumia y la digestión, y aumenta el gasto energético debido a las conductas defensivas de los animales. Los umbrales económicos de infestación son de 300 moscas del cuerno en ganado de carne en pastoreo y 200 en ganado lechero doble propósito; para la mosca del establo, son solo 10-15 moscas por animal en ambos tipos de ganado (Cruz-Vázquez, 2023).

Las infestaciones causan pérdidas de peso variables (27-239 g/día), una disminución de hasta el 20% del peso con 350 moscas del cuerno, y reducciones en la producción de leche (10-20% con

mosca del cuerno y 10% con 25-30 moscas del establo). Además, la hemosuccion daña la calidad de las pieles, dejando lesiones y áreas de alopecia e hiperqueratosis (Cruz-Vázquez, 2023; Dougherty et al., 1993a), también pueden desempeñar un papel en la ecología de varias bacterias que se originan en el estiércol animal y otros hábitats de desarrollo larvario (Campbell et al., 2001; Rochon et al., 2005).

Para la respuesta al impacto negativo que producen estos ectoparásitos, se han desarrollado a lo largo de los años, descubrimientos significativos de nuevos plaguicidas sintéticos, incluyendo organoclorados, organofosforados y piretroides, que a pesar de su efectividad tanto en moscas adultas como en larvas después de unos años han demostrado resistencias (Costa, 1987).

Otro de los controles a base de plantas medicinales, extractos vegetales y aceites esenciales estos son compuestos nitrogenados o alcaloides, fenólicos, inhibidores de proteínas (Showler, 2017), que se usan como repelentes o métodos alternativos de control diferentes para mitigar la resistencia a insecticidas.

Como controles alternativos también se usa el control físico utilizando trampas para moscas adultas, con el fin de atraer a las moscas en los vuelos en búsqueda del ganado (Rodríguez-Vivas et al., 2023).

Como control biológico se ha utilizados algunos parasitoides como los himenópteros, *muscidifurax raptor* y *spalangia endius* son dos especies de avispas, insectos estériles que se han usado para el control del gusano barrenador (Hennessey et al., 2019).

Las bacterias entomopatógenas como *Bacillus thuriangiensis israelensis* que se ha utilizado para el control de la mosca negra (Morfin & Cortés, 2018) En México, se han evaluado *in vitro* diversos aislados de *Beauveria bassiana*, (Bb), *Metarhizium anisopliae* (Ma) e *Isaria fumosorosea* para el biocontrol de *Haematobia irritans* (Angel-Sahagún et al., 2005).

López-Sánchez et al. (2012) estudiaron cepas de *Beauveria bassiana* contra moscas del establo larvarias y adultas y demostraron una mortalidad de hasta el 90% en moscas del establo adultas expuestas a *Beauveria bassiana*.

Watson et al. (1996) demostraron que *Beauveria bassiana* ayudó a controlar las moscas del establo en la cama de aserrín en las jaulas para terneros, mientras que Oliveira et al. (2014)

demonstraron el uso de este hongo en el control de plagas de insectos en la producción avícola. En general los hongos entomopatógenos ofrecen varias ventajas en el control de plagas: bajos costos de producción, bajo impacto ambiental, no tiene efectos sobre organismos acuáticos, y animales de sangre caliente, son más selectivos que los productos químicos y puede utilizarse en áreas de producción orgánica, la eliminación de sus residuos es relativamente fácil.

En Nicaragua se han registrado trabajos de tesis sobre la evaluación del efecto del hongo *Beauveria bassiana* en el control de las garrapatas en bovinos (Espinoza-Fernández & Castellón-Navarrete, 2021; López, 2017) pero aún no se ha evidenciado estudios en moscas de interés pecuario.

Con este estudio se pretende evaluar *in vitro* la eficacia del hongo *Beauveria bassiana* como control biológico en larvas de mosca de interés pecuario.

II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Las infestaciones por dípteros de interés pecuario constituyen un problema sanitario y económico crítico en los sistemas de producción ganadera. El ataque de estos ectoparásitos afecta directamente el bienestar del animal; la alimentación de los adultos provoca un estrés agudo que se refleja en el aumento del cortisol plasmático. Para contrarrestar las picaduras, el ganado invierte energía en movimientos defensivos continuos (cabeza, orejas y cola), lo que disminuye el tiempo de pastoreo y alimentación, impactando de forma directa en la eficacia productiva y generando pérdidas económicas significativas (Dougherty et al., 1993a; Ralley et al., 1993; Vitela-Mendoza et al., 2016).

Ante esta situación, se hace necesario explorar alternativas sostenibles y eficaces para el manejo de esta plaga. En este contexto, los hongos entomopatógenos, particularmente *Beauveria bassiana*, han demostrado potenciales agentes de control biológico en diversos dípteros de interés pecuario. Sin embargo, en Nicaragua, no se ha evidenciado estudios sobre el efecto de este hongo en larvas ni en moscas.

En el presente estudio de investigación, a través de sus resultados permitirán generar información sobre la eficacia del hongo *Beauveria bassiana* como control biológico en larvas de interés pecuario a través de la siguiente pregunta de investigación:

¿El hongo entomopatógeno *Beauveria bassiana* sirve como control biológico en estadios larvarios de las moscas?

III. ANTECEDENTES

Gualsaqui Panamá et al. (2022) realizaron estudios enfocados en la aplicación del hongo *Beauveria bassiana* (Balsamo) evaluando tres tratamientos en concentraciones de 1×10^6 , 1×10^7 y 1×10^8 en las etapas fenológicas de *Bemisia tabaci* (ninfa I, ninfa II, ninfa III y adulto) en condiciones de laboratorio para determinar la patogenicidad y su efectividad. Esto fue debido al uso indiscriminado de insecticidas, la mosca blanca ha desarrollado resistencia contra diferentes grupos de plaguicidas sintéticos por ello se requiere medidas de control eficaces que no causen efectos nocivos para el medio ambiente, la salud del hombre y la agricultura; entre estas alternativas se encuentra los biocontroladores microbianos que permite un manejo de plagas sostenibles y sustentables.

La identificación precisa de las especies de moscas es esencial para implementar estrategias de control específicas en unidades de producción. Investigaciones han documentado la morfología de especies como mosca doméstica, facilitando la selección de cepas de *Beauveria bassiana* más efectivas contra estas especies.

Un estudio realizado en la Universidad de los Andes, Venezuela, evaluó el comportamiento catastrófico en el proceso de control de la mosca doméstica mediante la aplicación de *Beauveria bassiana*. Las esporas de un depósito de *Beauveria bassiana* aisladas en Venezuela, con dosis que variaron desde 1×10^3 hasta 1×10^7 esporas/mL, fueron aplicadas a una población de 100 moscas domésticas por cada concentración. Se observó que la mortalidad de las moscas siguió un patrón severo, lo que sugiere la eficacia del hongo como agente de control biológico en condiciones controladas (Aziz & Lárez, 2016).

Los ensayos *in vitro* han sido fundamentales para determinar la patogenicidad de *Beauveria bassiana* sobre larvas y adultos de moscas. Se han demostrado que la susceptibilidad de las larvas varía según su estadio de desarrollo, siendo las etapas tempranas más vulnerables al hongo (Espinosa-Ortiz et al., 2011).

Un estudio realizado por Grijalva et al. (2018), investigaron la patogenicidad de *Beauveria bassiana* sobre adultos de mosca doméstica en ensayos *in vitro* en la Universidad de Guanajuato evaluó la patogenicidad de *Beauveria bassiana* se utilizó una cepa de *Beauveria*

bassiana a la concentración de 1×10^8 conidios/mL aplicada por aspersión a grupos de 30 moscas adultas.

El porcentaje de micosis observado fue del 39.16 %, indicando que *Musca doméstica* es susceptible al hongo a esta concentración.

La aplicación de *Beauveria bassiana* en condiciones de campo ha mostrado resultados prometedores. Un estudio realizado por Cova et al. (2009), en galpones avícolas en Venezuela evaluó la eficacia de *Beauveria bassiana* y *Beauveria brongniartii* en el control de *Musca doméstica*. Las esporas de *Beauveria bassiana* y *Beauveria brongniartii* nebulizadas en el interior de galpones con siete pollos/m², a dosis de 9×10^7 conidios/mL en 15 L de agua para cada 1200 m², redujeron significativamente la densidad de moscas adultas. El porcentaje de reducción poblacional fue del 80, 81 y 100% para *Beauveria bassiana* y del 24, 85 y 95% para *Beauveria brongniartii*, respectivamente, tras tres semanas de aplicación semanal. Estos resultados destacan el potencial del hongo como agente de control biológico en condiciones de campo.

En una investigación sobre la mosca tse-tsé (Maniania y Ekesi, 2013) exploraron la capacidad de *Beauveria bassiana* para transmitirse de manera horizontal entre adultos de *Glossina fuscipes fuscipes*. Los resultados mostraron una propagación efectiva del hongo entre individuos sanos a partir de individuos infectados, incrementando así la mortalidad en la población. Este hallazgo refuerza el potencial de *B. bassiana* como herramienta de control biológico mediante su capacidad de transmisión en masa en condiciones controladas.

Quesada-Moraga et al. (2006), llevaron a cabo un estudio en laboratorio para evaluar la virulencia de cepas de *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae* frente a adultos de la mosca doméstica (*Musca domestica*). La investigación mostró una mortalidad significativa en los insectos tratados, además de alteraciones en su comportamiento. Los resultados respaldan el uso del hongo como alternativa sostenible frente a los métodos químicos tradicionales en el control de plagas.

Aunque dirigido a otra plaga, el estudio de Barbarin et al. (2012) proporciona datos valiosos sobre la efectividad de *Beauveria bassiana* como agente entomopatógeno. En ensayos *in vitro*

con chinches de cama, el hongo provocó una mortalidad del 100 % en un período de 3 a 5 días tras la exposición a corto plazo a los residuos de pulverización. Estos resultados demuestran una susceptibilidad completa a la infección fúngica bajo dichas condiciones. Esta evidencia sugiere el potencial del hongo para el control de otros insectos plaga, incluidos los dípteros, y demuestra su versatilidad como herramienta biotecnológica.

IV. JUSTIFICACIÓN

La creciente resistencia de las plagas a los insecticidas químicos, sumada al impacto negativo que estos generan sobre el medio ambiente y la salud animal, humana y vegetal, ha impulsado la búsqueda de alternativas sostenibles para el control de vectores. Entre estos, las moscas representan un problema sanitario relevante debido a su capacidad para transmitir una amplia variedad de patógenos. En este contexto, el uso de agentes de control biológico, como el hongo entomopatógeno *Beauveria bassiana*, se posiciona como una estrategia prometedora por su especificidad, su bajo impacto ambiental y su viabilidad para integrarse en programas de Manejo Integrado de Plagas (MIP).

El hongo entomopatógeno *Beauveria bassiana* ha demostrado eficacia en el control de diversas especies de insectos plaga en diferentes entornos agropecuarios y urbanos. Sin embargo, el conocimiento específico sobre su efecto *in vitro* en moscas vectores de patógenos sigue siendo limitado, especialmente en relación con su eficacia bajo diferentes condiciones ambientales y etapas del ciclo de vida del insecto. Por tanto, resulta necesario profundizar en estudios experimentales que permitan evaluar de manera controlada su capacidad patogénica y su efectividad como bioinsecticida.

Este estudio se justifica en la necesidad de generar evidencia científica que respalde el uso de *Beauveria bassiana* como una herramienta viable en el control biológico de larvas de moscas vectores altamente infecciosos. Si bien en Nicaragua existe una amplia trayectoria y experiencia en el uso del Manejo Integrado de Plagas (MIP) desde los años cincuenta, la aplicación de hongos entomopatógenos sobre dípteros de interés pecuario requiere mayor investigación. Esta alternativa contribuiría a reducir la dependencia de plaguicidas sintéticos, disminuir los riesgos asociados a los patógenos transmitidos por las moscas a la salud pública y fomentar prácticas más sostenibles y amigables con el medio ambiente. Además, los resultados obtenidos aportarán información valiosa para complementar los programas de control existentes y fortalecer la biotecnología aplicada al manejo de vectores en el contexto nacional.

V. OBJETIVOS

5.1 Objetivo General

Evaluar la efectividad del hongo *Beauveria bassiana* como controlador biológico en larvas de moscas de interés pecuario en finca Santa Claudia. Rivas

5.2 Objetivos Específicos

- Cuantificar la tasa de mortalidad de las larvas de moscas en sus diferentes estadios (L1, L2 y L3) expuestas a *Beauveria bassiana* bajo condiciones controladas de laboratorio.
- Estimar el Tiempo Letal Medio (TL₅₀) como parámetro para evaluar la velocidad de la acción patogénica del hongo sobre cada estadio larvario evaluado.
- Identificar el crecimiento micelial y las estructuras fúngicas como indicadores de la infección por *Beauveria bassiana* en las larvas tratadas.

VI. MARCO TEÓRICO

6.1. Aspectos biológicos de las Moscas

Las moscas pertenecen a un orden Diptera, grande y complejo de insectos, estos son diversos no solo en riquezas de especies sino también en sus estructuras, explotaciones de hábitat, hábitos de vida e interacción con la humanidad (Brown, 2009; Papp & Darvas, 2000; Skevington & Dang, 2002; Wiegmann & Brown, 2024)

Muchas especies de dípteros causan enfermedades en animales. La mayoría de los miembros de este orden poseen dos alas (un par funcional) cuando son adultos. Los dípteros varían mucho en cuanto al tamaño, a las preferencias por las fuentes de alimento y al estadio evolutivo que parasita al animal o que produce patologías.

6.1.1. Clasificación

El suborden *Cyclorrapha* (*Muscomorpha*) históricamente ha representado uno de los tres subórdenes de díptera, junto con la *Nematocara* y *Brachycera*. Últimamente se ha propuesto que la *Brachycera* y la *Cyclorrapha* se combinan con infraorden llamado *Muscomorpha* (Marchiori, 2020).

Clasificación taxonómica

<u>Taxonomía</u>	
<u>Reino:</u>	<u>Animalia</u>
Phylum:	Artrópoda
<u>Clase:</u>	<u>Insecta</u>
<u>Orden:</u>	<u>Diptera</u>
Suborden:	Cyclorrapha Brachycera

Fuentes Schiner, (1862)

6.1.2. Ciclo Biológico

Los dípteros pasan por una metamorfosis completa con cuatro etapas: huevo, larva, pupa y adulto.

El ciclo de vida de la mosca

El insecto pone unos 2000 huevos durante su vida que dura unos 30 días después de la ovulación, se depositan los óvulos (Marchiori, 2020).

Dependiendo de las condiciones ambientales como la temperatura y la disponibilidad de nutrientes para las larvas.

1. Huevo: La hembra pone huevos en materiales orgánicos como heno, estiércol o madera. Los huevos eclosionan después de 24 horas a una temperatura de 25 °C.

2. Larva: Al eclosionar, las larvas miden cerca de 1.2 mm y crecen hasta alcanzar los 11 mm al séptimo día. Esta fase larvaria dura aproximadamente 15 días.

3. Pupa: Después de la fase larvaria, las larvas se convierten en pupas, estado en el que permanecen durante 2 días.

4. Adulto: Los adultos emergen de las pupas y están listos para reproducirse alrededor del sexto día. Los machos suelen morir después del apareamiento y las hembras después de poner los huevos.

Como adultos, los dípteros pueden alimentarse de forma intermitente de sangre de vertebrados o de saliva, lágrimas o moco y dentro del entorno, se alimentan de estiércol, sustituto de leche y otros materiales orgánicos.

Las moscas se denominan parásitos periódicos y pueden servir como hospedadores intermediarios para parásitos helmínticos o para parásitos protozoarios. Pueden alimentarse alternativamente tanto de heces como de alimentos y probablemente pueden servir como vectores de bacterias, virus, espiroquetas, clamidias. En su fase larvaria, algunos dípteros pueden desarrollarse en los tejidos subcutáneos, los tractos respiratorios o el tracto gastro intestinal de los hospedadores vertebrados y producir un proceso conocido como miasis (Bowman, 2022).

6.2. Las moscas y su efecto sobre la salud animal y la productividad.

Las moscas plaga representan un problema sanitario crítico en los sistemas de producción ganadera, ya que comprometen de forma directa el bienestar y la salud fisiológica de los animales. Al alimentarse de sangre, las formas adultas provocan estrés agudo, lo que se evidencia en un incremento significativo de los niveles de cortisol plasmático (Ralley et al., 1993; Vitela-Mendoza et al., 2016).

Como respuesta defensiva a las picaduras y a la presencia constante de estos vectores, el ganado invierte energía en movimientos continuos con la cabeza, las orejas y la cola. Este comportamiento defensivo interrumpe funciones biológicas esenciales como el pastoreo, la rumia y el descanso (Dougherty et al., 1993b; Mullens et al., 2006). La alteración de estas rutinas deteriora el estado de salud del animal y, en consecuencia, reduce su eficiencia productiva, provocando mermas de hasta un 25 % en la ganancia de peso y la producción de leche (Dougherty et al., 1993a).

6.3. Principales moscas de interés pecuario

Las principales moscas plaga de interés pecuario incluyen la mosca doméstica (*Musca domestica* L.), la mosca de la cara (*Musca autumnalis* De Geer), la mosca de los cuernos (*Haematobia irritans* L.), la mosca picadora del establo (*Stomoxys calcitrans* L.) y los tábanos (familia *Tabanidae*) (Cortinas & Jones, 2006; Vergara, 2018)

La diversidad de estos dípteros varía según el tipo de explotación pecuaria. En granjas avícolas se registran los géneros *Phormia*, *Ophyra*, *Fannia*, *Eristalis*, *Muscina*, *Phaenicia*, *Musca* y *Stomoxys*. En Colombia, una especie de gran importancia es la *Dermatobia hominis* (Nuche). También destaca el complejo de tábanos, incluyendo los géneros *Tabanus*, *Chrysops*, *Cryptotylus* y *Lepiselaga*. (Vergara-Ruíz, 2018) Los sistemas de producción pecuaria generan condiciones que facilitan la proliferación de moscas y otros insectos plaga.

6.3.1. Mosca doméstica (*Musca domestica*).

Musca doméstica, es uno de los insectos contaminantes más comunes en los asentamientos humanos y se ha asociado como vector de diversos patógenos alimentarios. *M. doméstica* se reproduce en materia vegetal podrida o heces de animales, donde adquieren y transmiten patógenos a los alimentos, causando el deterioro de los mismos y la transmisión de enfermedades. En una estimación conservadora, *M. doméstica* está asociada con la vectorización de más de 100 agentes etiológicos de enfermedades bacterianas, protozoarias y víricas (Kumar et al., 2012). Entre las diversas especies de moscas que perjudican las explotaciones ganaderas, *M. doméstica*, es considerada como una especie que impacta de manera negativa en las explotaciones ganaderas ya que contaminan los productos pecuarios, transmiten una variedad de patógenos a los animales y causan además problemas adicionales para los ganaderos al invadir las áreas residenciales vecinas a los planteles pecuarios (Bejar et al., 2006). Debido a sus hábitos alimenticios y a su capacidad de desplazamiento, las moscas favorecen el transporte mecánico de agentes patógenos responsables de fiebre tifoidea, disentería, mastitis y queratoconjuntivitis en el ganado. La forma de transporte de éstos, y otros muchos patógenos, se realiza físicamente gracias a las vellosidades del cuerpo, almohadillas de las patas y en el interior de su aparato digestivo (Moissant et al., 2004).

6.3.2. Mosca del establo (*Stomoxys calcitrans*)

La mosca del establo (*Stomoxys calcitrans*) posee una distribución mundial y se caracteriza por sus hábitos reproductivos, su gran capacidad de vuelo y su asociación transitoria con los hospedadores para alimentarse de sangre mediante una picadura dolorosa. Aunque tradicionalmente se le considera un vector mecánico menos eficiente que otras especies, de este díptero se han logrado aislar diversos virus, bacterias y patógenos de importancia para el ganado.

El desarrollo larvario se lleva a cabo en material orgánico húmedo y en descomposición, proveniente de fuentes como recortes de césped, ensilado y lechos de animales. La acumulación de estos sustratos puede propiciar brotes severos de la plaga. Cabe mencionar que, ante condiciones de bajas temperaturas, el insecto tiene la capacidad de invernar en estado de pupa.

Esta especie es estrictamente hematófaga en ambos sexos; ambos están equipados con un aparato bucal perforador-succionador capaz de cortar la piel. Atacan principalmente las partes inferiores de los animales, lo que las convierte en una de las moscas plaga más dañinas para el ganado bovino (Cortinas & Jones, 2006).

Para la toma de decisiones en el manejo sanitario, se ha establecido un umbral de tratamiento de 5 moscas por pata delantera del animal (Campbell et al., 2001).

6.3.3. Mosca de la cara (*Musca autumnalis*)

El ganado en Europa, Asia Central, partes de África, Estados Unidos y Canadá es huésped de la mosca de la cara (*Musca autumnalis* De Geer). El ectoparasitismo de esta especie se asocia principalmente con el ganado en pastoreo, donde el estiércol bovino fresco proporciona a las etapas inmaduras el sustrato y el alimento necesario para su desarrollo (Fowler et al., 2015).

Las moscas adultas consumen secreciones de los ojos y las fosas nasales, además de líquido sanguíneo proveniente de heridas alrededor de la cara del huésped. Cuando intentan alimentarse, la acción abrasiva de sus piezas bucales puede causar lesiones cutáneas superficiales, irritación y daño ocular. El umbral generalmente aceptado es de más de 15 moscas por cara; cuando el ganado presenta infestaciones de 20 o más individuos en esta zona, el animal pasa menos tiempo pastando y muestra signos evidentes de estrés (Krafsur & Moon, 1997; Schmidtman et al., 1981).

Asimismo, la mosca de la cara es el vector mecánico de *Moraxella bovis*, agente bacteriano causante de la queratoconjuntivitis infecciosa bovina (IBK). A medida que aumenta la frecuencia de alimentación de las moscas en el animal este manifiesta un comportamiento más defensivo, e incrementa la propagación de la enfermedad. De igual manera, esta especie actúa como hospedador intermediario de los gusanos oculares del género *Thelazia*, causantes de la telaziasis bovina (Fryxell et al., 2021).

6.3.4. Moscas de los cuernos (*Haematobia irritans*)

Es un ectoparásito hematófago cosmopolita, actúa como vector mecánico de bacterias que causan mastitis bovina. (Owens et al., 1998) Las moscas del búfalo y de los cuernos son

huéspedes intermediarios de nematodos que causan llagas sangrantes por estefanofilariosis en el ganado (Miyakawa et al., 2010).

Suelen encontrarse en grandes cantidades en los animales durante las temperaturas altas 20°C -30°C (Guglielmone et al., 2002). El ambiente físico dentro de las instalaciones ganaderas resulta ideal para estas moscas, proporcionando la humedad y temperatura necesarias para su desarrollo. El ambiente biológico también les ofrece ventajas, con fácil acceso a alimento y una escasa presencia de depredadores naturales.

El número de movimientos bruscos de cabeza y cola se correlacionó positivamente con la densidad de moscas de los cuernos en novillos y con un aumento en la tasa de picaduras durante el pastoreo (Boland et al., 2008).

6.3.5. Moscas negras (*Simuliidae*)

La distribución mundial de las especies de mosca negra de la familia Simuliidae está determinada por la presencia de agua corriente donde se desarrollan las larvas. La salud y la productividad del rebaño se ven afectadas cuando el ganado es atacado por enjambres de hembras adultas de mosca negra.

La muerte producida por los ataques de las moscas negras está causada aparentemente por la presencia de factores salivales bioactivos o toxina que aumenta la permeabilidad de los capilares y permite una extravasación del sistema circulatorio hacia las cavidades corporales y los espacios tisulares, provocando un síndrome denominado simuliotoxicosis (Adler et al., 2016).

También son vectores del virus de la estomatitis vesicular de Nueva Jersey en Norteamérica y de nematodos filariales que causan oncocercosis bovina en diversas partes del mundo. La microfilaria de *Onchocerca lienalis* infecta la región umbilical del ganado, donde las moscas negras que se alimentan adquieren el nematodo para transmitirlo a otros huéspedes susceptibles. Se sospecha que este nematodo parásito causa oncocercosis ocular zoonótica.

En áreas geográficas extensas donde la mosca negra es problemática, la manipulación ingenierizada del caudal de los arroyos es una herramienta de manejo eficaz.

6.3.6. Moscas de arena (*Phlebotomus* spp)

Los flebotominos, *Phlebotomus* spp. (flebotominos del Viejo Mundo) y *Lutzomyia* spp. (flebotominos del Nuevo Mundo), son miembros de la familia Psychodidae. Estos dípteros están confinados principalmente a las regiones tropicales y subtropicales del mundo. Las moscas adultas son insectos pequeños, de menos de 5 mm de longitud y de color marrón a amarillo, con alas y cuerpos peludos, ponen sus huevos en hábitats terrestres húmedos con suelos altamente orgánicos, como, madrigueras de animales, graneros, y refugios donde en descomposición. Los adultos recién emergidos descansan cerca del sitio larvario hasta que alcanzan la edad suficiente para buscar alimento. Al ser voladoras débiles, las hembras adultas se dispersan mediante una serie de vuelos cortos a saltos para encontrar un hospedador (Faiman et al., 2011).

Las hembras se alimentan de sangre de diversos hospedadores vertebrados, incluido el ganado. La actividad de alimentación puede causar angustia en el ganado, lo que resulta en comportamientos de evitación que reducen su productividad. Además de causada por su picadura, algunas especies de *Lutzomyia* son vectores de vesiculovirus de la familia, incluidos los virus de la estomatitis vesicular (Ayhan et al., 2018).

6.3.7. Moscas tsé-tsé (*Glossina* spp)

Las especies de mosca tsé-tsé del género son de gran importancia económica como ectoparásitos y vectores de patógenos que afectan la salud del ganado en una parte significativa del África subsahariana que abarca ecosistemas de sabana, bosque y ribereños. causante de la tripanosomiasis africana, o nagana, en el ganado y otros animales domésticos. Algunos de estos ectoparásitos de moscas son relevantes para una salud porque también son vectores cíclicos de tripanosomas que causan enfermedad del sueño. La tripanosomiasis africana animal es un impedimento importante para el desarrollo de la producción ganadera en África, donde la enfermedad es endémica (Muhanguzi et al., 2017).

Las moscas tsé-tsé macho y hembra son hematófagas obligadas. La viviparidad adenotrófica es un modo reproductivo único desarrollado por las moscas tsé-tsé mediante el cual la nutrición materna de la progenie es proporcionada por secreciones glandulares dentro de las hembras vivíparas, a lo que sigue un nacimiento vivo.

Según Endres & Schwartzkopf-Genswein, (2018) describen que las moscas tsé-tsé pueden detectar ganado en movimiento a 180 m de distancia, se sienten atraídas por los olores del huésped a 100 m y se dispersan aproximadamente 1km al día.

6.3.8. Moscas que causan miasis

La miasis es una infestación causada por las etapas inmaduras, generalmente denominadas larvas, de varias especies de moscas que se alimentan de tejido vivo o necrótico de un animal vivo para desarrollarse y completar su ciclo vital. La mayoría de las especies de moscas que producen miasis pertenecen a las superfamilias *Muscoidea* y *Oestroidea*.

Los miembros de las familias (moscas azules) y (moscas de la carne) se encuentran entre los más dañinos para el ganado. Las adultas aladas no pican, pero son oportunistas y generalmente aprovechan las heridas abiertas en el ganado producidas por prácticas agrícolas comunes, como el marcado, el descornado y la castración, para depositar sus huevos, de los cuales emergen las larvas. También son una molestia y pueden inducir al ganado a autolesionarse.

Según la Organización Mundial de Sanidad Animal (WOAH, 2019), en su lista de enfermedades de declaración obligatoria se incluyó la infestación con el gusano barrenador del nuevo mundo (*Cochliomyia hominivorax*) y del viejo mundo (*Chrysomya bezziana*). Las miasis son afecciones importantes dentro del marco de Una Salud, ya que pueden afectar a animales de sangre caliente, incluidos los seres humanos y el ganado. Cuando una miasis no se trata, generalmente resulta en la mortalidad del huésped. Asimismo, estas parasitosis causan pérdidas económicas anuales millonarias para los productores de ganado en las regiones donde las plagas permanecen endémicas.

Las especies de moscas de la familia Oestridae de mayor importancia económica que causan miasis en el ganado incluyen a *Hypoderma lineatum* (conocida como la larva común del ganado), *Hypoderma bovis* (la larva norteña del ganado) y *Dermatobia hominis* (comúnmente llamada tórsalo). Los adultos de estas especies presentan una apariencia similar a la de un abejorro y se les conoce comúnmente como moscas del talón. Desde el punto de vista de su distribución, las especies del género *Hypoderma* se encuentran en las regiones del hemisferio

norte, mientras que *Dermatobia. hominis* afecta al ganado en las regiones tropicales y subtropicales de las Américas.

El comportamiento conocido como *gadding* del ganado para evitar que las moscas hembra depositen sus huevos, se observa principalmente en respuesta a la presencia de *Hypoderma bovis*. Este estado de estrés y constante movimiento puede resultar en una disminución de la ganancia de peso y una reducción en la producción de leche. Tras la eclosión, las larvas penetran la piel y migran a través de los tejidos internos hasta alcanzar el tejido subcutáneo, donde forman un nódulo (abultamiento) y abren un poro para la respiración. Una vez completado su desarrollo, las larvas emergen y caen al suelo para pupar y concluir su ciclo biológico. Además del daño tisular y el estrés en el animal, la presencia de estos nódulos deprecia significativamente el valor comercial de las pieles del ganado afectado.

6.3.8. Tábanidos (*Tabanidae*)

Son una familia cosmopolita de gran importancia médico-veterinaria porque son vectores mecánicos de enfermedades en asociación con agentes patógenos, que causa leucosis bovina, anemia infecciosa equina, tularemia, anaplasmosis bovina y tripanosomiasis bovina, entre otras enfermedades (Mullens, 2019).

Las larvas vermiformes se desarrollan en ambientes acuáticos o semiacuáticos, donde se alimentan de otros insectos o materia orgánica en descomposición. Los adultos son más abundantes en áreas abiertas junto a los límites de los bosques y solo las hembras son hematófagas, lo que resulta en ataques persistentes al ganado (Baldacchino et al., 2014b).

Su presencia en animales a menudo se asocia con comportamientos individuales de desalojo de moscas y un cambio en las respuestas conductuales grupales a las moscas (agrupamiento, pastoreo en fila) en animales en pastoreo (Ralley et al., 1993).

La actividad hematófaga de los tábanos puede alterar los patrones diarios de movimiento del ganado e influir en la estructura del rebaño. Al ser voladores potentes y mordedores dolorosos, que se ven frecuentemente interrumpidos durante la alimentación hematófaga, los tábanos son vectores mecánicos eficientes de patógenos, dada su tendencia a regresar al mismo hospedador o intentar alimentarse de otro hospedador cercano (Baldacchino et al., 2014a).

6.4. Tratamiento y control de las moscas

6.4.1. Control químico

El tratamiento químico es el principal método de control de moscas y las familias de insecticidas que se usan en las instalaciones pecuarias son:

Organofosforados (OFs), son derivados del ácido fosfórico e interfieren con la función nerviosa a nivel sináptico inactivando la acetilcolinesterasa (AChE) que reacciona con los residuos de serina localizados en el sitio de catálisis de la AChE y al no hidrolizar a la acetilcolina, ésta se acumula de forma excesiva, generando incremento del estímulo y parálisis del insecto. Este mecanismo hace que los OFs sean también altamente tóxicos para los animales y el humano también se sugiere que los sitios blanco son los canales de sodio y cloro donde actúan inhibiendo la transmisión del impulso nervioso de los insectos, causando cambios en la permeabilidad de membrana (Brito et al., 2019).

Piretroides (Ps), son derivados de las piretrinas, insecticidas naturales que se encuentran en las flores de plantas de pelitre de Dalmacia (*Chrysanthemum cinerariaefolium*). Las piretrinas se clasifican en piretrinas TI y TII. Las piretrinas TI carecen del grupo α -ciano que se localiza en la posición del alcohol fenil-benzilo de las piretrinas TII. Las piretrinas naturales son sensibles a la luz solar, no así en los Ps sintéticos (Chrutek et al., 2018).

Los Ps TI cambian la conformación de los canales de sodio de las membranas neuronales, en respuesta al estímulo, mientras que los TII afectan los canales de cloro, incluyendo los dependientes del ácido gamma amino butírico (GABA) con una despolarización de las membranas y supresión del potencial de acción. Debido a que los insectos tienen un mayor número de canales de sodio sensible, a sus estructuras y temperatura corporal, los Ps son altamente tóxicos para los insectos, mientras que en los mamíferos la toxicidad es relativamente baja (Chrutek et al., 2018).

Grisi et al. (2018), opina que la Fenilpirazolonas Son componentes químicos del tipo fenil pirazola, y su principal representante para el control de moscas es el fipronil. Estos plaguicidas actúan sobre los receptores del GABA provocando el bloqueo de los canales del cloro. Además, bloquean dos tipos de activadores glutamato de los canales del cloro que se

encuentran solamente en invertebrados. Posteriormente se produce una parálisis y finalmente la muerte de los artrópodos.

Lactonas macrocíclicas (LM)

Las avermectinas, productos de la fermentación de *Streptomyces avermitilis*, ejemplo: ivermectina, doramectina y eprinomectina.

Las milbemicinas, derivadas de la fermentación *Streptomyces cyanogriseus*, ejemplo: moxidectina. Espinocinas derivado de *Saccharopolyspora*, ejemplo spinosad (Pérez-Cogollo et al., 2018)

Las LM interactúan de forma irreversible con el GABA y los receptores glutamato del canal de cloro incrementando la conductividad de membrana, ocasionando parálisis de insectos y ácaros (Vardanyan y Hruby, 2016).

La composición química de las avermectinas y milbemicinas no se altera a su paso por el tracto digestivo y son excretadas de manera intacta, por lo que afectan el desarrollo de las larvas en el estiércol de animales tratados. Sin embargo, su principal desventaja es su eliminación a través de la leche (Oyarzún et al., 2008).

En el caso del gusano barrenador las lactonas macrocíclicas se pueden usar para controlar las larvas del ganado mediante el tratamiento en otoño y primavera (Lia et al., 2019). Sin embargo, es necesario asegurarse de evitar el tratamiento cuando las larvas de *H lineatum* y *H bovis* se agrupan a lo largo del esófago y la columna vertebral, respectivamente. De lo contrario, los componentes que se filtran de las larvas muertas pueden desencadenar dificultad respiratoria, parálisis y shock en el ganado tratado.

Reguladores del crecimiento (RC). Son sustancias que actúan acelerando o inhibiendo los procesos fisiológicos esenciales del desarrollo normal de los insectos o de su progenie no son tóxicos, pero si causan anomalías que comprometen la sobrevivencia de los insectos (Rodríguez-Vivas et al., 2023).

Por ejemplo, las hormonas juveniles (HJ), análogas de la ecdisona, que son específicas de los insectos. En cada fase evolutiva, la cantidad de HJ se reduce y de esa manera el insecto se

desarrolla hasta adulto. Pero cuando la HJ está presente de manera constante se previene la maduración del insecto (Jindra & Bittova, 2020).

Inhibidores del crecimiento (IC). Estos bloquean la polimerización de N-acetilglucosamina, evitando así la síntesis de quitina, componente esencial del exoesqueleto, de esta manera previenen la emergencia de *Haematobia irritans* (Junquera et al., 2019; Rodríguez-Vivas et al., 2023). En este grupo se incluyen las benzoil-fenil ureas como el diflubenzuron, el lufenuron y el triflumuron. Estos productos actúan contra huevos y larvas, no contra las fases adultas, por lo tanto, su administración es por vía oral, ya sea en forma de bolo o como suplemento en sales minerales y suplementos, aunque existen las formulaciones en aspersión o en polvo.

Derivados del pirrol. Los pirroles halogenados son compuestos orgánicos aromáticos producidos por *Streptomyces*, conocidos también como proinsecticidas, ya que son activados por oxigenasas como el citocromo p450 a metabolitos más tóxicos una vez dentro del insecto. El blanco del pirrol es la mitocondria, afectando la fosforilación oxidativa, rompiendo el gradiente de protones e impidiendo la producción de ATP (Treacy et al., 1994). A este grupo pertenece el clorfenapir.

Otro de los controles a base de plantas medicinales.

Extractos vegetales y aceites esenciales estos son compuestos nitrogenados o alcaloides, fenólicos, inhibidores de proteínas (Showler, 2017). Que se usan como repelentes. representan una alternativa para disminuir el uso de insecticidas convencionales en unidades de producción preocupadas por producir productos orgánicos, o contar con alternativas de control diferentes para mitigar la resistencia a insecticidas.

Aunque tiene limitantes que actúan en corto tiempo de repelencia, por ejemplo, el neem (*Azadirachta indica*) o las piretrinas naturales (*Chrysanthemum cinerariaefolium*), los aceites esenciales del zacate de limón (*Cymbopogon citratus*), geranio (*Geranium odoratissimum*) y menta (*Mentha piperita*) al 5 % en aceite de girasol mostraron repelencia contra *Haematobia irritans* de 8 a 24 h (Lachance & Grange, 2014).

6.5. Control Alternativo

6.5.1. Control físico.

Para el control físico se usan las trampas para moscas adultas, con el fin de atraer a las moscas en los vuelos que realizan en búsqueda del ganado. Se han diseñado trampas en forma de cilindro o de copas invertidas, recubiertas con material adherible, bolas negras y brillantes con luz violeta, o bien impregnadas de otros atrayentes como feromonas (Rodríguez-Vivas et al., 2023)

6.5.2. Control Biológico

Uso de parasitoides, los parasitoides más importantes de moscas son unos himenópteros de entre unos 2 y 3 mm de longitud que, de forma natural, se encuentran en muchas explotaciones ganaderas. La liberación de parasitoides podría ser muy útil en el caso de establos, ya que se consigue una gran densidad de individuos en una superficie relativamente reducida. A fin de que una liberación sea efectiva, hay que identificar el mejor momento para realizarla mediante una monitorización previa de la plaga a combatir.

Las avispas *Muscidifurax raptor* y *Spalangia endius* depositan un único huevo dentro de las crisálidas de las moscas, de manera que cuando el huevo eclosiona, la larva del parasitoide se alimenta de la crisálida y sale un individuo adulto.

Hay experiencias de erradicación del gusano barrenador del nuevo mundo (*Cochliomyia hominivorax*) de América del Norte y Central aplicándola seguidas por la eliminación de los brotes primero en Libia a partir de fines de la década de 1980 y luego uno que ocurrió en Florida en 2016, son testimonio de las complejidades científicas y técnicas de los esfuerzos en toda el área para proteger al ganado de plagas ganaderas extranjeras de alto riesgo que requieren la coordinación multiinstitucional nacional e internacional a través de asociaciones público-privadas (Hennessey et al., 2019). En zonas endémicas, los ectoparasitocidas pueden aplicarse de diversas maneras para combatir la miasis en el ganado y otros animales domésticos.

En la actualidad, existe una notable carencia de productos comerciales registrados con efecto larvicida que estén permitidos en la producción agraria ecológica dentro de los entornos

ganaderos en Hispanoamérica. No obstante, diversas investigaciones sugieren alternativas biológicas prometedoras. Por un lado, el tratamiento del hábitat larvario con *Bacillus thuringiensis* subespecie *israelensis* ha demostrado ser un método eficaz para el control de poblaciones de mosca negra. Por otro lado, las bacterias entomopatógenas se presentan como un patógeno útil para mitigar los estadios larvarios de la mosca *Haematobia irritans* al aplicarse directamente sobre el estiércol; sin embargo, la evidencia sobre su aplicación en condiciones de campo aún es limitada. Asimismo, el uso de nematodos entomopatógenos (géneros *Steinernema* y *Heterorhabditis*) constituye una alternativa de biocontrol que requiere mayor investigación para lograr una implementación práctica y efectiva en las explotaciones ganaderas (Arriaga & Cortez-Madrigal, 2018).

En México, se han evaluado in vitro diversos aislados de *Beauveria bassiana* (Bb), *Metarhizium anisopliae* (Ma) e *Isaria fumosorosea* para el biocontrol de la mosca *Haematobia irritans* (Angel-Sahagún, et al., 2005). Un estudio desarrollado en condiciones de infestación controlada en el trópico seco, usando diferentes formulados asperjados en el ganado, se demostró que cinco cepas de *Metarhizium anisopliae* controlaron del 94 a 100 % de la infestación entre los días 12 y 13 post-tratamiento, mientras que tres cepas de hongo *Isaria fumosorosea* disminuyeron la generación de fases inmaduras de 90 a 98 % en el día 13 post-tratamiento (Galindo-Velasco et al., 2015).

6.6. Hongo entomopatógeno *Beauveria bassiana*

Beauveria bassiana Es un hongo, perteneciente al reino Fungi, División *Ascomycota*, Clase *Sordariomycetes*, Orden *Hypocreales*, Familia *Cordycipitaceae*, Género *Beauveria*, Especie *Beauveria basiana*. Presenta micelio blanco, conidióforos sencillos, pueden estar agrupados, los conidios son hialinos, redondos y tienen un tamaño de 3-6 µm de largo por 2,5-3,5 µm de ancho. Las colonias crecen de 0,6-2,3 cm en 8 días a 20 °C, tiene abundantes conidióforos con grupos de células fialídicas, células conidiógenas globosas y otras en forma de botella; genera colonias primero de color blanco y luego se tornan de un color amarilloroso presentando apariencia polvorosa. Para la germinación de conidios se requiere una temperatura de 25-30 °C y un pH de 5,7- 5,9 (Blanco et al., 2024).

En los últimos años se ha empleado el hongo entomopatógeno *Beauveria bassiana* en ganado bovino pues a nivel de laboratorio, se ha observado que, en proceso de infección, *Beauveria bassiana* produce enzimas como proteasas y quitinasas las cuales degradan la cutícula de los insectos siendo una potencial alternativa para la disminución del uso de químicos (Correal et al., 2018)

6.7. Mecanismo de acción del *Beauveria bassiana*

El propágulo infectivo del hongo (conidia) se deposita en la parte externa del huesped (exoesqueleto) adhiriéndose a la misma (fase de adhesión), luego aparece el tubo germinativo (fase de germinación) y a partir de él, se desarrolla el apresorio, estructura celular que ejerce presión contra las capas serosas del exoesqueleto, al mismo tiempo que libera varios tipos de enzimas (quitinasas, cutinasas) las cuales producen la histólisis de los tejidos ablandándolos y permitiendo la infección del hongo (fase de infección). Una vez dentro del hemocele el hongo colonizará y se dispersa en la hemolinfa produciendo metabolitos secundarios (micotoxinas o beauvericina) que afectan los órganos y la función del organismo parasitado, produciendo parálisis para luego morir en un período de 4-8 días. Por último, se producen millones de conidias infectivas, que servirán de inóculo secundario para infectar otros individuos (Ortiz-Urquiza & Keyhani, 2013; Petrisor & Stoian, 2017).

6.8. Ciclo infectivo

El ciclo infectivo general de los hongos entomopatógenos comprende la infección, adhesión y germinación de la espora, penetración, desarrollo en el hemocele, esporulación y producción de toxinas (Figura 1). La unidad infectiva es la espora (reproducción sexual) o el conidio (reproducción asexual). Este proceso es altamente influenciado por factores bióticos y abióticos; por ejemplo, las esporas tienen requerimientos específicos de humedad y temperatura que funcionan como inductores para la activación de receptores de glicoproteínas en el patógeno (Islam et al., 2023).

1. Adhesión y Germinación

El proceso de adhesión consta de tres fases: la adsorción de la espora a la superficie del insecto mediante el reconocimiento de receptores específicos; la adhesión entre las esporas

pregerminadas a la epicutícula; y la germinación para formar un apresorio (una modificación afilada de la hifa) que inicia la penetración.

La germinación depende de la interacción entre humedad, temperatura y nutrientes. Una humedad relativa alta, preferentemente entre 97 % y 100 % (o al menos 70 %), acelera el proceso (Hesketh et al., 2010). Específicamente, en *Beauveria bassiana*, temperaturas entre 25 °C y 32 °C favorecen una germinación rápida, mientras que a 35 °C se observa un mayor crecimiento vegetativo, un factor clave para el desarrollo de la micosis. Sin embargo, en la interacción patógeno-hospedero también influyen variables como la edad y el sexo del insecto (Delgado & Murcia-Ordoñez, 2011).

Penetración y Degradación de la Cutícula

La penetración se produce aproximadamente 24 horas después de la inoculación y es el resultado de la combinación de procesos físicos y químicos (Feng et al., 2015). El conidio o espora produce un tubo germinativo y un apresorio que ejerce presión mecánica, mientras que de forma simultánea se liberan enzimas hidrolíticas como proteasas, aminopeptidasas, lipasas y quitinasas (Suresh & Chandrasekaran, 1999).

La degradación de la cutícula es sinérgica: se ha reportado que ciertas enzimas proteolíticas atacan primero la matriz proteica, facilitando la acción posterior de las quitinasas (Smith & Gula, 1981). La producción de estas enzimas depende del sustrato y varía durante la infección, registrando niveles bajos al inicio de la penetración y aumentando tras la acción proteolítica inicial (Leger et al., 1996).

Aunque la penetración a través de la cutícula es la más común, el hongo también puede ingresar por cavidades naturales como el tracto digestivo (a través de la cavidad bucal), espiráculos y órganos sensoriales. En algunos casos, las esporas que germinan en el tracto digestivo pueden ser degradadas por los fluidos, aunque también pueden causar la muerte del insecto por toxicidad antes de desarrollar micosis (Téllez-Jurado et al., 2009). La eficacia de la penetración dependerá del grosor de la cutícula, su nivel de esclerotización y la presencia de sustancias antifúngicas (Dubovskiy et al., 2013).

Invasión y Evasión del Sistema Inmunológico

Tras atravesar la cutícula, el hongo experimenta una transición morfológica (de micelio a levadura o protoplasto, perdiendo la pared celular). Esta modificación le permite eludir el reconocimiento por parte de los hemocitos circulantes en el hemocele, facilitando la absorción de nutrientes y su rápida multiplicación sin ser detectado por el sistema inmunitario del insecto (Dubovskiy et al., 2013).

Para contrarrestar la respuesta inmune del hospedero (tanto humoral como celular, mediante fagocitosis y encapsulación), el hongo sintetiza proteasas y libera metabolitos tóxicos como las destruxinas. Estos compuestos inhiben la síntesis de ADN y ARN, afectando los músculos y los túbulos de Malpighi, lo que paraliza al insecto y reduce su capacidad de excreción y movimiento (Téllez-Jurado et al., 2009). Una vez agotadas las fuentes de nitrógeno del hospedero, la levadura retorna a su estado micelial.

Esporulación y Supervivencia Ambiental

Cuando las condiciones ambientales son favorables y el insecto muere, las hifas emergen por las regiones intersegmentales, el ano, la boca y los espiráculos para formar nuevas estructuras infectivas. Si las condiciones no son propicias, el hongo puede sobrevivir como micelio dentro del cadáver durante varios meses (Arrubla & Posada, 2010). Asimismo, los conidios de *B. bassiana* pueden modular su metabolismo (reduciendo su actividad en condiciones de escasez de nutrientes) o permanecer en estado de dormancia hasta que la humedad y la temperatura permitan la emisión de un nuevo tubo germinativo (Wang et al., 2021).

Invasión y producción de toxinas

Tras atravesar la cutícula y llegar al hemocele, los hongos experimentan una transición morfológica (cambiando su crecimiento micelial a una fase de levadura o gemación). En el caso de *Beauveria bassiana*, se producen blastosporas como parte de este crecimiento vegetativo. Esta transformación les permite evadir el reconocimiento por parte de los hemocitos circulantes, facilitando la absorción de nutrientes y su rápida multiplicación sin ser detectadas por el sistema inmunitario del insecto (Dubovskiy et al., 2013).

Durante la colonización de los tejidos internos, el hongo secreta un complejo de enzimas y toxinas que incluye beauvericina, bassianolido, destruxinas y oosporeína. Estas toxinas atacan el sistema inmunitario humoral y celular del insecto. Específicamente, las destruxinas y el bassianolido inhiben la síntesis de ácidos nucleicos (ADN y ARN), paralizan los músculos y

dañan los túbulos de Malpighi. En conjunto, estas toxinas provocan la muerte del insecto por degeneración tisular, pérdida de la integridad estructural de las membranas celulares y deshidratación (Téllez-Jurado et al., 2009; Um et al., 2018; Jeffs et al., 1999).

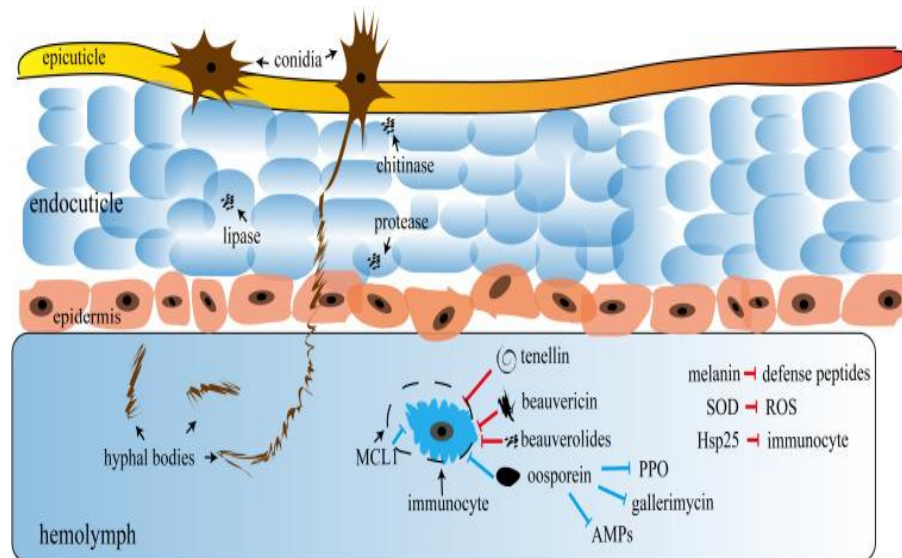


Figura 1. Esquema de la invasión fúngica
Fuente. Wang et al., (2021)

VII. HIPÓTESIS

7.1. Hipótesis de Investigación

La eficacia de *Beauveria bassiana* está relacionada con el periodo de desarrollo larvarios de las moscas

7.2. Hipótesis Nula

La eficacia de *Beauveria bassiana* no está relacionada con periodos de desarrollo larvarios de las moscas.

7.3. Hipótesis Alternativa

La eficacia de *Beauveria bassiana* es alta en los periodos de desarrollo larvarios de las moscas.

.

VIII. MATERIALES Y METODOS

8.1. Ubicación del área de estudio

El trabajo se llevó a cabo en el departamento de Rivas en la finca Santa Claudia ubicada en el km 129.5 a carretera panamericana sur con coordenadas geográficas de latitud $11^{\circ}19'02.7''\text{N}$ $85^{\circ}42'58.7''\text{W}$ a una altitud de 43 m s. n. m. La zona presenta un clima tropical de sabana variado durante todo el año, la temperatura generalmente varía de 23°C a 32°C y rara vez baja a menos de 21°C o sube a más de 33°C todo el año. La precipitación media anual es de 1345 mm.



Figura 2 Ubicación geográfica del área de estudio. Vista satelital que delimita las instalaciones y potreros de la finca Santa Claudia. Tomada. Imágenes © 2025 Airbus, CNES / Airbus, Maxar Technologies, Datos del mapa © 2025 Google.

8.2. Diseño metodológico

8.2.1 Tipo y enfoque de estudio

La presente investigación se desarrolló bajo un enfoque cuantitativo con un diseño de tipo observacional, descriptivo y prospectivo.

Observacional y Descriptivo. El estudio se centró en la caracterización y registro de la respuesta biológica de las larvas tras su exposición al hongo entomopatógeno, sin realizar manipulaciones posteriores de las variables ambientales o biológicas durante el periodo de seguimiento. Posee un alcance descriptivo al detallar la tasa de mortalidad y la evolución cronológica del proceso

infectivo de *Beauveria bassiana*.

Prospectivo porque la recolección de los datos sobre mortalidad diaria y presencia de micosis se realizó de manera sistemática a medida que los eventos ocurrieron en el tiempo, partiendo de una población inicial sana hacia el desenlace de interés.

Bioensayo *in vitro* ya que metodológicamente, la investigación se estructuró como un bioensayo de laboratorio, utilizando unidades de observación controladas para determinar la susceptibilidad de los diferentes estadios larvarios (L1, L2 y L3).

Procedimientos para el trabajo *in vitro*

Se evaluó la tasa de mortalidad de las larvas de mosca según su estadio de desarrollo al ser expuestas a una suspensión conidial ajustada a una concentración de 6×10^8 conidios/mL de *Beauveria bassiana*. El ensayo consistió en mantener los ejemplares en unidades de observación compuestas por cajas de Petri con fondo de papel toalla, bajo una temperatura constante de 25 °C, una humedad relativa superior al 70 % y un fotoperiodo de 12 h.

Para este propósito, se recolectaron heces de bovino con presencia de larvas en el área de corral de la Finca Santa Claudia (figura A, anexo 1). Para su transporte, se utilizaron bolsas de polietileno de 5 libras, selladas parcialmente para permitir el intercambio gaseoso. Las muestras se colocaron en un termo de poliestireno para mantener una temperatura de 22 °C, garantizando la integridad biológica de los ejemplares durante su traslado al Laboratorio de Biopatología de la UNAN-León.

De este material se seleccionaron 60 larvas de moscas, clasificadas en grupos de 20 por estadio de desarrollo (figura B, anexo 1). Dentro de cada estadio, los individuos se dividieron en dos unidades: 10 larvas para el grupo control y 10 larvas para el grupo tratado (expuestas a la suspensión de *Beauveria bassiana* a una concentración de 6×10^8 conidios/mL).

La identificación taxonómica y determinación de estadios se realizó mediante las claves de McAlpine (1981), analizando la morfología de espiráculos, ganchos mandíbulas y longitud corporal:

Estadio 1 (L1): Tonalidad blanquecina, longitud de 0.75 mm a 2.1 mm.

Estadio 2 (L2): Color blanco-marfil, longitud de 2.0 mm a 3.0 mm.

Estadio 3 (L3): Color blanco cremoso a amarillo claro, longitud de 3.3 mm a 11.0 mm.

Previo a la exposición con el *Beauveria bassiana*, las larvas se desinfectaron en una solución de hipoclorito de sodio al 0.05 % por 10 segundos y se enjuagaron con agua destilada. Posteriormente, se sumergieron en la suspensión conidial durante dos minutos (Figura C, Anexo 1). Finalmente, se distribuyeron en cámaras húmedas manteniendo una humedad relativa en un rango de 75 ± 5 % para favorecer la germinación conidial, y permitir el conteo diario de mortalidad mediante estereoscopía (Figura D, Anexo 1).

Determinación de la mortalidad de larvas de moscas

Para evaluar la eficacia real del tratamiento y aislar la mortalidad atribuible al producto de la mortalidad espontánea o por manejo en el ensayo, se calculó el porcentaje de mortalidad corregida mediante la fórmula de Abbott (1925):

$$Mc = \left(\frac{Mt - Mn}{100 - Mn} \right) \times 100$$

Donde:

Mc representa el porcentaje de mortalidad corregida,

Mt el porcentaje de mortalidad observado en el tratamiento

Mn el porcentaje de mortalidad natural registrado en el grupo control. De acuerdo con los criterios de Busvine (1971), si la mortalidad en el grupo control excedía el 20 %, el bioensayo se consideraba inválido, procediéndose a su repetición para asegurar la confiabilidad de los resultados.

Con el fin de evaluar el efecto patogénico de la suspensión de *Beauveria bassiana*, se realizó un seguimiento diario de la mortalidad. Las larvas que presentaban inmovilidad se examinaron bajo un estereomicroscopio para confirmar la muerte de las larvas; posteriormente, los especímenes se trasladaron a cámaras húmedas individuales para favorecer la extrusión del hongo. Estas unidades se mantuvieron durante 10 días a una temperatura de 25-27 °C con un fotoperiodo constante para estimular el crecimiento del micelio. La confirmación de la infección se realizó mediante el examen microscópico de las estructuras fúngicas; para ello, se realizaron montajes de micelio en láminas portaobjetos utilizando azul de lactofenol, observándose bajo un objetivo de aumento 20X para identificar las estructuras micromorfológicas características de *Beauveria bassiana*.

8.3. Variables a evaluar

Para la evaluación de la actividad biológica del hongo *Beauveria bassiana*, se definieron variables que permiten cuantificar tanto la capacidad letal como la rapidez de acción del biopreparado. A continuación, se presenta la matriz de operacionalización donde se detallan los indicadores e instrumentos utilizados para cada objetivo planteado

Tabla 1

8.3.1. Matriz de Operacionalización de las variables

Objetivos	Variable	Concepto	Indicador	Instrumento
Cuantificar la tasa de mortalidad de las larvas de mosca en sus diferentes estadios (L1, L2 y L3) expuestas a <i>B. bassiana</i> bajo condiciones controladas de laboratorio.	Tasa de Mortalidad Larvaria	Proporción de individuos que perecen tras el contacto con el hongo con relación a la población total inicial.	Porcentaje (%) de mortalidad corregida	Fórmula de Abbott (1925) y Hoja de registro de datos.
Estimar el Tiempo Letal Medio (TL ₅₀) como parámetro para evaluar la velocidad de la acción patogénica del hongo sobre cada estadio larvario evaluado.	Tiempo letal (TL ₅₀)	Intervalo de tiempo necesario para que el biopreparado logre eliminar al 50% de la población de larvas.	Horas transcurridas post-exposición (Resultado: < 24 h).	Análisis Probit e interpolación de datos (SPSS)..
Identificar el crecimiento micelial y las estructuras fúngicas como indicadores de la infección por <i>Beauveria bassiana</i> en las larvas tratadas.	Confirmación de Micosis	Verificación biológica de que el agente causal de la muerte fue el hongo inoculado y no factores externos.	Presencia o ausencia de micelio, hifas y esporulación en la larva muerta.	Microscopio óptico (20X), Azul de lactofenol.

8.4. Análisis estadístico

Los datos recolectados se tabularon en el software Microsoft Excel® para el procesamiento inicial y el cálculo de la mortalidad corregida. Para este ajuste se utilizó la fórmula de Abbott, permitiendo normalizar la susceptibilidad de los diferentes estadios larvarios (L1, L2 y L3) al restar el efecto de la mortalidad natural registrada en el grupo control.

El análisis estadístico se realizó mediante el paquete IBM® SPSS® Statistics versión 25 (IBM Corp., 2017), estructurándose de la siguiente manera:

Para la estadística descriptiva se calcularon frecuencias y porcentajes de mortalidad, así como medidas de tendencia central y de dispersión para caracterizar la respuesta biológica de las larvas en cada estadio de desarrollo.

Con el fin de dar cumplimiento al segundo objetivo, se aplicó un modelo de regresión Probit para estimar el Tiempo Letal Medio (TL_{50}) con sus respectivos intervalos de confianza al 95 %. Este análisis permitió cuantificar con precisión la rapidez de acción patogénica del hongo bajo las condiciones de observación dadas.

IX. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

9.1 Identificación taxonómica y caracterización morfológica.

Previo a la cuantificación de la mortalidad, se realizó la identificación taxonómica de las larvas extraídas del sustrato fecal bovino de la Finca Santa Claudia, utilizando las claves dicotómicas de McAlpine (1981). El análisis permitió determinar la coexistencia de dos familias de dípteros: Muscidae y Sepsidae.

Las larvas pertenecientes a la familia Muscidae presentaron una morfología vermiforme, carente de ojos y apéndices. Se observaron crestas espinosas ventrales que facilitan la locomoción y una segmentación compuesta por 12 segmentos visibles (debido a la fusión parcial de los dos primeros). La transparencia de la cutícula permitió la visualización de órganos internos, destacando la presencia de dos ganchos mandibulares funcionales para la alimentación y espiráculos anteriores y posteriores con morfología característica de la familia (figura 3).

La predominancia de la familia Muscidae en las muestras analizadas coincide con la problemática sanitaria descrita por Béjar et al. (2006), quien identifica a estos dípteros como los contaminantes biológicos más comunes en entornos pecuarios. El hallazgo de estas larvas en el sustrato fecal bovino de la finca es un indicador de riesgo epidemiológico, dado que, según Román et al. (2004), la morfología de estos insectos (vellosidades y almohadillas) facilita el transporte mecánico de patógenos causantes de mastitis y queratoconjuntivitis. Por lo tanto, la presencia de estos estadios inmaduros justifica la evaluación de *Beauveria bassiana* como una alternativa de control biológico necesaria para reducir la carga de vectores en la zona



Figura 3 Larva *Muscidae*.

Fuente propia

Se identificaron ejemplares de la familia Sepsidae, caracterizados por un cuerpo vermiforme con un extremo posterior bulboso y poco espiculado. Los espiráculos anteriores presentaron una configuración dendrítica con un eje mediano alargado, mientras que los posteriores se ubicaron sobre placas basales contiguas, situadas al final de una constricción caudal con procesos accesorios (Figura 4).

La presencia de la familia Sepsidae en el sustrato analizado coincide con lo planteado por Pont & Meier (2002), quienes señalan que estos dípteros utilizan el estiércol como uno de sus principales microhábitats para el desarrollo larvario. El hallazgo de estos sépsidos en la Finca Santa Claudia sugiere un ecosistema equilibrado y una alta disponibilidad de materia orgánica en descomposición. A diferencia de los muscudos, la presencia de esta familia podría estar asociada a la naturaleza diversificada de la unidad de producción, donde la convivencia de diferentes especies de moscas refleja una dinámica biológica compleja en el manejo de los desechos orgánicos del ganado.



Figura 4. Larvas *muscas sepsidae*

Fuentes propia

9.2. Análisis de la mortalidad larvaria por exposición a *Beauveria bassiana*

Una vez caracterizada la población, se evaluó la susceptibilidad de los estadios L1, L2 y L3 ante una suspensión de *Beauveria bassiana* a una concentración de 6×10^8 conidios/mL. Los resultados demuestran una respuesta letal acelerada en los grupos tratados en comparación con el grupo control, como se detalla en la tabla 2:

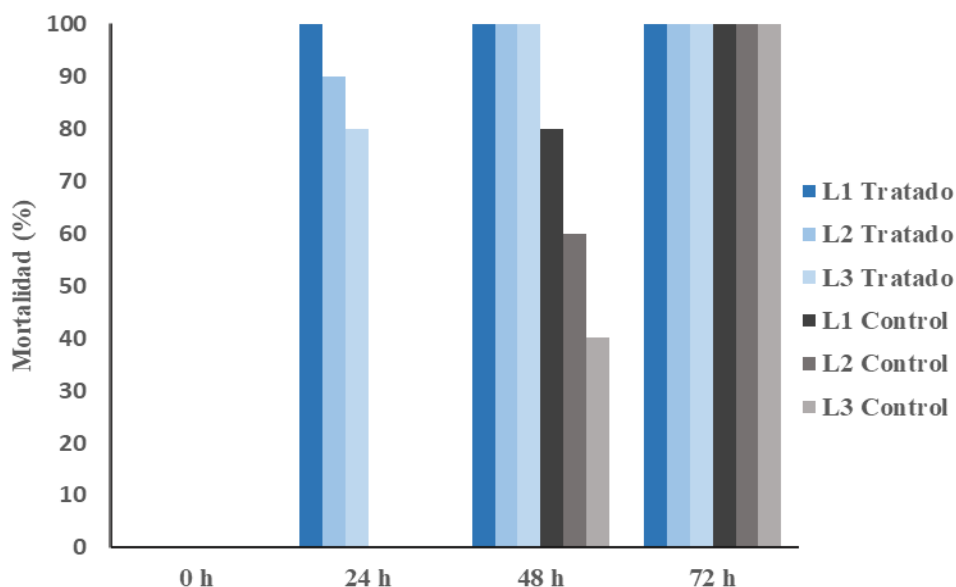
Tabla 2

Porcentaje de mortalidad observada en estadios larvarios (L1, L2 y L3) de la familia Muscidae expuestos a Beauveria bassiana vs. Grupo Control

Tiempo (Horas)	L1 Tratado	L2 Tratado	L3 Tratado	L1 Control	L2 Control	L3 Control
0 h	0	0	0	0	0	0
24 h	100	90	80	0	0	0
48 h	100	100	100	80	60	40
72 h	100	100	100	100	100	100

Nota. La mortalidad observada en el grupo control a partir de las 48 horas se atribuye a factores de estrés metabólico e inanición bajo condiciones de laboratorio.

Respecto a la cuantificación de la tasa de mortalidad, el estadio L1 demostró ser el más susceptible, alcanzando el 100 % de mortalidad a las 24 horas post-exposición. En este mismo intervalo de tiempo, los estadios L2 y L3 registraron una mortalidad del 90 % y 80 %, respectivamente. Finalmente, se logró el control total (100 %) de todos los ejemplares en todos los estadios evaluados al cumplirse las 48 horas (grafica 1).



Grafica 1. Porcentaje de mortalidad acumulada en estadios larvarios (L1, L2 y L3) de la familia muscidae expuestos a *Beauveria bassiana* (6×10^8 conidios/mL) y grupo control.

Nota. En cada intervalo de tiempo, las barras sólidas representan los tratamientos (L1, L2, L3 de izquierda a derecha) y las barras con escala de grises representan los controles.

La marcada susceptibilidad observada en el estadio L1 se atribuye a sus características anatómicas, principalmente una cutícula delgada y un menor grado de esclerotización en comparación con los estadios avanzados. Esta condición facilita la adhesión de las conidias y la penetración mecánica del hongo a través de la barrera cuticular.

Al respecto, Espinosa-Ortiz et al. (2011) sostienen que la eficacia de los hongos entomopatógenos está condicionada por la resistencia física de la cutícula del huésped. Los hallazgos de la presente investigación coinciden con dicha premisa, demostrando que los estadios inmaduros con barreras protectoras poco desarrolladas presentan una alta vulnerabilidad ante la exposición fúngica, lo que permite obtener mortalidades del 100 % en periodos inferiores a las 48 horas bajo la concentración evaluada.

9.3. Estimación del Tiempo Letal Medio (TL₅₀)

Mediante el análisis de regresión Probit, se determinó el Tiempo Letal Medio (TL₅₀) para cuantificar la velocidad de la actividad patogénica de *Beauveria bassiana* sobre los estadios larvarios. El análisis reveló que la virulencia del hongo permite alcanzar un (TL₅₀) inferior a las 24 h para el estadio L1, mientras que para L2 y L3 este indicador se situó en un rango de 24 a 30 h.

Esta respuesta letal acelerada guarda congruencia con lo hallado por Kaaya & Munyinyi (1995), quienes determinaron que el uso de concentraciones elevadas de conidios de *Beauveria bassiana* genera mortalidades masivas en periodos muy cortos tras la infección primaria. Al contrastar estos valores con el grupo testigo, se confirma que la mortalidad en los individuos tratados es estrictamente atribuible a la acción del patógeno fúngico, dado que en el grupo control la mortalidad fue nula durante las primeras 24 h.

La mortalidad tardía observada en el grupo control entre las 48 y 72 h (alcanzando un 80 % en L1, 60% en L2 y 40 % en L3) se vincula a procesos de inanición y estrés metabólico. Al respecto, McCue et al. (2017) sugieren que tanto la inanición a corto como a largo plazo tiene consecuencias críticas para la supervivencia de los dípteros; específicamente, las larvas L1 y L2 son más vulnerables debido a su reducido tamaño y alta tasa metabólica, lo que agota sus reservas energéticas en un lapso de 24 a 48 h. En contraste, las larvas L3 poseen mayores reservas lipídicas para enfrentar la fase de migración previa a la pupación, lo que explica su supervivencia prolongada (hasta 5 días) en ausencia de alimento.

Cabe destacar que la temperatura y la humedad no fueron establecidas como variables de estudio; no obstante, se reconocen como factores ambientales influyentes en la dinámica de supervivencia del grupo control. Las fluctuaciones térmicas noche / día (nictemerales) observadas en el laboratorio derivadas del uso de climatización diurna y temperatura ambiente nocturna podrían haber incidido en el metabolismo basal larvario. Según Nestel et al. (2016), las larvas regulan su desarrollo en respuesta a estímulos térmicos para sobrevivir en entornos adversos, lo que explicaría la ligera extensión de la supervivencia en los estadios con mayores reservas energéticas.

Asimismo, la humedad relativa pudo actuar como un factor de estrés abiótico, dado que condiciones de baja saturación hídrica favorecen la deshidratación larvaria (Do-Couto & Queiroz, 2024). Sin embargo, es fundamental destacar que la mortalidad total en los grupos tratados se alcanzó de forma precoz (24-48 h), lo que demuestra que la virulencia de *Beauveria bassiana* superó la resistencia biológica de las larvas mucho antes de que el estrés abiótico o la inanición fueran determinantes. Por tanto, aunque estos factores influyeron en la longevidad del grupo control, no interfirieron con la evaluación de la eficacia patogénica del hongo.

9.4. Identificación del Crecimiento Micelial y Estructuras Fúngicas como Indicadores de Infección

Para confirmar la patogenicidad de *Beauveria bassiana* tras la inmersión en una concentración de 6×10^8 conidios/mL, se realizó un seguimiento cronológico de la sintomatología y el desarrollo de estructuras fúngicas en las larvas. Los eventos se detallan a continuación:

0	24 h	48 h	96 h	144 h	192 h
Inmersión	Muerte	Cambios Morfológicos	Deshidratación	Colonización	Esporulación

Evidencia cronológica de la micosis por *Beauveria bassiana* en larvas de dípteros. Se observa el cambio de coloración (48 h) y la presencia de hifas (192 h).

Tras la muerte masiva a las 24 h, los especímenes mostraron cambios morfológicos notables a las 48 h, transitando de un color blanquecino cremoso a un tono miel ámbar claro (Anexos 3 A y 3 B).

A las 96 horas se observó una deshidratación total y endurecimiento de la estructura larvaria (Anexo 3 C).

A las 144 horas, mediante microscopía, se evidenció la invasión interna y la proliferación del micelio en el hemocele (Anexo 3 E).

192 horas (8 días) se inició la fase de esporulación hacia la epicutícula. Durante esta etapa, las hifas emergieron a través de las suturas intersegmentales, cubriendo el cuerpo de la larva con el característico crecimiento algodonoso blanco (Anexo 3 D y 3 F).

Este patrón cronológico coincide con lo reportado por Fernández et al. (2003), quienes observaron en larvas de *Plutella*, cambios de coloración similares a las 72 h, evolucionando hacia la momificación y posterior exteriorización micelial entre los días 5 y 8 post-tratamiento. En este estudio, la frecuencia máxima de signos fúngicos también se situó en el octavo día, validando la eficacia del proceso infectivo del hongo *Beauveria bassiana*.

Desde una perspectiva fisiológica, la colonización observada responde a los mecanismos descritos por Chelico y Khachatourians (2008), donde la penetración cuticular combina fuerzas mecánicas y la secreción de enzimas degradativas (quitinasas, lipasas y proteasas). Una vez superada la barrera de la cutícula, el hongo utiliza los hidrocarburos del huésped como fuente energética para su proliferación (Huarte-Bonnet et al., 2015).

Finalmente, el efecto insecticida fúngico es el resultado acumulativo de la acción de diversas toxinas producidas durante la fase de colonización del hemocele. Entre las principales ciclopeptidos identificados destacan la beauvericina y el basianólido, los cuales alteran el flujo de iones a nivel celular y afectan la conducción nerviosa del hospedero. Asimismo, la secreción de oosporeína desempeña un rol crucial al inhibir la respuesta inmune (hemocitaria) de la larva, facilitando la proliferación de las hifas y la degradación de los tejidos (Ortiz-Urquiza & Keyhani, 2013; Pedrini et al. 2013). Estos compuestos, en conjunto con las enzimas proteolíticas, precipitan la deshidratación severa y el colapso metabólico observado en los especímenes a las 96 h post-infección. culminando con la emergencia de las hifas y la posterior dispersión de conidios desde la superficie del insecto muerto (Chu et al., 2017).

X. CONCLUSIONES

Se identificó taxonómicamente que la población de dípteros presentes en el sustrato fecal bovino de la finca de estudio pertenece mayoritariamente a la familia Muscidae, coexistiendo en menor proporción con la familia Sepsidae. La caracterización de las estructuras morfológicas (ganchos mandibulares y espiráculos) permitió confirmar la homogeneidad de la muestra para los bioensay

Se determinó la eficacia patogénica de *Beauveria bassiana* (6×10^8 conidios/mL) como agente de control biológico, logrando una mortalidad acumulada del 100 % en todos los estadios larvarios evaluados (L1, L2 y L3) en un periodo máximo de 48 horas post-exposición.

Se estableció la susceptibilidad diferencial por estadio larvario, concluyendo que existe una relación directa entre la precocidad del desarrollo y la vulnerabilidad al hongo. El estadio L1 presentó la mayor susceptibilidad con un 100 % de mortalidad a las 24 horas, mientras que los estadios L2 y L3 requirieron un periodo de 48 horas para alcanzar el mismo nivel de control.

La estimación del Tiempo Letal Medio (TL₅₀) confirmó la alta virulencia de la cepa evaluada, con valores inferiores a las 24 horas para el estadio L1 y rangos de 24 a 30 horas para L2 y L3. Estos resultados demuestran la capacidad del hongo para suprimir la población plaga de manera precoz, interrumpiendo el ciclo biológico antes de la fase de pupación.

Se comprobó la infección sistémica mediante la observación cronológica de la micosis, validando los signos patognomónicos del hongo. El cambio de coloración a las 48 horas y la posterior conidiogénesis a las 192 horas (8 días) confirmaron que *Beauveria bassiana* fue el agente causal de la muerte, logrando la colonización total del hospedero.

XI. RECOMENDACIONES

Como medida preventiva para posteriores estudios debe monitorearse a nivel ambiental la humedad y luz antes y después de aplicar *Beauveria bassiana*

Se recomienda realizar siempre un estudio *in vitro* para estudiar el impacto no deseados sobre dípteros benéficos

Dado que las heces son el foco de reproducción, las aplicaciones deben ser constantes y complementarse con un manejo físico del estiércol (esparcido para deshidratación), lo que genera un ambiente de estrés para la larva y favorece la acción del hongo.

Para preservar la viabilidad de los conidios, se sugiere realizar las aplicaciones en horas de baja radiación solar (mañana o tarde) y asegurar un nivel de humedad adecuado en el sustrato, factores críticos para la germinación y penetración de *Beauveria bassiana*.

Realizar pruebas de campo para evaluar la persistencia del hongo bajo las condiciones climáticas específicas de la zona y estudiar su efecto residual sobre los adultos de las familias identificadas (*Muscidae* y *Sepsidae*) para un Manejo Integrado de Plagas (MIP) más efectivo.

XII. BIBLIOGRAFÍA

- Abbott, W. S. (1925). A method of computing the effectiveness of an insecticide. *Journal of Economic Entomology*, 18(2), 265–267.
- Adler, P. H., Kúdelová, T., Kúdela, M., Seitz, G., & Ignjatović-Ćupina, A. (2016). Cryptic Biodiversity and the Origins of Pest Status Revealed in the Macrogenome of *Simulium colombaschense* (Diptera: Simuliidae), History's Most Destructive Black Fly. *PLoS ONE*, 11(1), e0147673. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0147673>
- Angel-Sahagún, C. A., Lezama-Gutiérrez, R., Molina-Ochoa, J., Galindo-Velasco, E., López-Edwards, M., Rebolledo-Domínguez, O., Cruz-Vázquez, C., Reyes-Velázquez, W. P., Skoda, S. R., & Foster, J. E. (2005). Susceptibility of biological stages of the horn fly, *Haematobia irritans*, to entomopathogenic fungi (Hyphomycetes). *Journal of Insect Science*, 5(1), 50. <https://doi.org/10.1093/jis/5.1.50>
- Arriaga, A. A. M., & Cortez-Madrigal, H. (2018). Susceptibility of *Musca domestica* larvae and adults to entomopathogenic nematodes (Rhabditida: Heterorhabditidae, Steinernematidae) native to Mexico. *Journal of Vector Ecology*, 43(2), 312–320. <https://doi.org/10.1111/jvec.12315>
- Arrubla, P., y Posada, F. (2010). Efecto de la humedad relativa sobre la germinación de las esporas de *Beauveria bassiana* y la patogenicidad a la broca del café *Hypothenemus hampei*. *Revista U.D.C.A Actualidad & Divulgación Científica*, 13(1), 67–78. <https://doi.org/10.31910/rudca.v13.n1.2010.710>
- Ayhan, N., & Charrel, R. N. (2018). Sandfly-Borne Viruses of Demonstrated/Relevant Medical Importance. En *Vectors and Vector-Borne Zoonotic Diseases*. IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/intechopen.81023>
- Aziz, W., y Lárez, H. (2016). Comportamiento catastrófico en el control de mosca doméstica usando *Beauveria bassiana*. *Saber*, 28(1), 37–44. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=507551264006>
- Baldacchino, F., Desquesnes, M., Mihok, S., Foil, L. D., Duvallet, G., & Jittapalapong, S. (2014a). Tabanids: Neglected subjects of research, but important vectors of disease agents! *Infection, Genetics and Evolution*, 28, 596–615. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2014.03.029>
- Baldacchino, F., Porciani, A., Bernard, C., & Jay-Robert, P. (2014b). Spatial and temporal distribution of Tabanidae in the Pyrenees Mountains: The influence of altitude and landscape structure. *Bulletin of Entomological Research*, 104(1), 1–11. <https://doi.org/10.1017/S0007485313000254>
- Barbarin, A. M., Jenkins, N. E., Rajotte, E. G., & Thomas, M. B. (2012). A preliminary evaluation of the potential of *Beauveria bassiana* for bed bug control. *Journal of Invertebrate Pathology*, 111(1), 82–85. <https://doi.org/10.1016/j.jip.2012.04.009>

- Béjar, V., Chumpitaz, J., Pareja, E., Valencia, E., Huamán, A., Sevilla, C., Tapia, M., y Saez, G. (2006). *Musca domestica* como vector mecánico de bacterias enteropatógenas en mercados y basurales de Lima y Callao. *Revista Peruana de Medicina Experimental y Salud Publica*, 23(1), 39–43.
- Blanco, C. L., Choque, D. C., Almazán, J. E., & Luna, J. J. Q. (2024). Caracterización morfológica y fisiológica de aislamientos nativos de *Beauveria brongniartii* a partir de insectos infectados en campo. *Revista de Investigación e Innovación Agropecuaria y de Recursos Naturales*, 11(3), 115–124. <https://doi.org/10.53287/ojdd2475tf59c>
- Boland, H. T., Scaglia, G., & Umemura, K. (2008). Impact of Horn Flies, *Haematobia irritans* (L.) (Diptera: Muscidae), on the Behavior of Beef Steers. *The Professional Animal Scientist*, 24(6), 656–660. [https://doi.org/10.15232/S1080-7446\(15\)30918-9](https://doi.org/10.15232/S1080-7446(15)30918-9)
- Bowman, D. D. (2022). *Georgis. Parasitología para veterinarios* (11.a ed.). Elsevier Health Sciences.
- Brito, L. G., Barbieri, F. S., Rocha, R. B., Santos, A. P. L., Silva, R. R., Ribeiro, E. S., Guerrero, F., Foil, L., & Oliveira, M. C. S. (2019). Pyrethroid and organophosphate pesticide resistance in field populations of horn fly in Brazil. *Medical and Veterinary Entomology*, 33(1), 121–130. <https://doi.org/10.1111/mve.12330>
- Brown, B. V. (2009). *Manual of Central American Diptera* (Vol. 1). NRC Research Press.
- Burkett-Cadena, N. D. (2019). Morphological Adaptations of Parasitic Arthropods. En G. R. Mullen & L. A. Durden (Eds.), *Medical and Veterinary Entomology* (3.a ed., pp. 17–22). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814043-7.00002-9>
- Busvine, J. R. (1971). *A critical review of the techniques for testing insecticides* (2.a ed.). Commonwealth Agricultural Bureaux.
- Campbell, J. B., Skoda, S. R., Berkebile, D. R., Boxler, D. J., Thomas, G. D., Adams, D. C., & Davis, R. (2001). Effects of stable flies (Diptera: Muscidae) on weight gains of grazing yearling cattle. *Journal of Economic Entomology*, 94(3), 780–783. <https://doi.org/10.1603/0022-0493-94.3.780>
- Chelico, L., & Khachatourians, G. G. (2008). Aislamiento y caracterización de mutantes deficientes en la reparación por escisión de nucleótidos del hongo entomopatógeno, *Beauveria bassiana*. *Journal of Invertebrate Pathology*, 98(1), 93–100. <https://doi.org/10.1016/j.jip.2007.10.006>
- Chrutek, A., Hołyńska-Iwan, I., Dziembowska, I., Bogusiewicz, J., Wróblewski, M., Cwynar, A., & Olszewska-Słonina, D. (2018). Current Research on the Safety of Pyrethroids Used as Insecticides. *Medicina*, 54(4), 61. <https://doi.org/10.3390/medicina54040061>
- Chu, Z. J., Sun, H. H., Zhu, X. G., Ying, S. H., & Feng, M. G. (2017). Discovery of a new intravacuolar protein required for the autophagy, development and virulence of *Beauveria bassiana*. *Environmental Microbiology*, 19(7), 2806–2818. <https://doi.org/10.1111/1462-2920.13803>

- Correal, C. E., Torres, L. A. T., Rivero, L. F. V., Pardey, A. E. B., Mogollón, M. V. Z., & Prado, A. M. C. (2018). Entomopathogenic fungi in insect pests biological control. *International Journal of Advanced Research*, 6(1), 848-858.
- Cortinas, R., & Jones, C. J. (2006). Ectoparasites of cattle and small ruminants. *The Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*, 22(3), 673-693. <https://doi.org/10.1016/j.cvfa.2006.06.003>
- Costa, L. G. (1987). Toxicology of Pesticides: A Brief History. En L. G. Costa, C. L. Galli, & S. D. Murphy (Eds.), *Toxicology of Pesticides* (pp. 1-10). Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-642-70898-5_1
- Cova, S. J. V., García, D. E., Cañizales, L. M., Guede, C. C., Avendaño, M. L., & Medina, M. G. (2009). Efecto de *Beauveria bassiana*, *Beauveria brongniartii* y la aplicación de gasoil en el control de moscas caseras en galpones avícolas. *Zootecnia Tropical*, 27(1), 41-53.
- Cruz-Vázquez, C. (2023). *Moscas de importancia en el ganado bovino*. ResearchGate. <https://www.researchgate.net/publication/371988073>
- Delgado, P. A. M., & Murcia-Ordoñez, B. (2011). Hongos entomopatógenos como alternativa para el control biológico de plagas. *Ambiente e Agua - An Interdisciplinary Journal of Applied Science*, 6(2), 77-90. <https://doi.org/10.4136/ambi-agua.187>
- Do Couto, L. C. M., & Queiroz, M. M. C. (2024). Characterization of intrapuparial development of *Musca domestica* (Diptera: Muscidae), under different temperatures in laboratory conditions. *Journal of Medical Entomology*, 61(1), 64-73. <https://doi.org/10.1093/jme/tjad147>
- Doberski, J. W. (1981). Estudios comparativos de laboratorio sobre tres hongos patógenos del gorgojo de la corteza del olmo *Scolytus scolytus*: Patogenicidad de *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* y *Paecilomyces farinosus* en larvas y adultos de *S. scolytus*. *Journal of Invertebrate Pathology*, 37(2), 188-194. [https://doi.org/10.1016/0022-2011\(81\)90074-4](https://doi.org/10.1016/0022-2011(81)90074-4)
- Dougherty, C. T., Knapp, F. W., Burrus, P. B., Willis, D. C., Burg, J. G., Cornelius, P. L., & Bradley, N. W. (1993a). Stable flies (*Stomoxys calcitrans* L.) and the behavior of grazing beef cattle. *Applied Animal Behaviour Science*, 35(3), 215-233. [https://doi.org/10.1016/0168-1591\(93\)90138-F](https://doi.org/10.1016/0168-1591(93)90138-F)
- Dubovskiy, I. M., Whitten, M. M. A., Kryukov, V. Y., Yaroslavl'tseva, O. N., Grizanova, E. V., Greig, C., Mukherjee, K., Vilcinskas, A., Mitkovets, P. V., Glupov, V. V., & Butt, T. M. (2013). More than a colour change: Insect melanism, disease resistance and fecundity. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 280(1763), 20130584. <https://doi.org/10.1098/rspb.2013.0584>
- Endres, M. I., & Schwartzkopf-Genswein, K. (2018). Overview of cattle production systems. En C. B. Tucker (Ed.), *Advances in Cattle Welfare* (pp. 1-26). Woodhead Publishing. <https://doi.org/10.1016/B978-0-08-100938-3.00001-2>

- Espinosa-Ortiz, G. E., Lara-Reyna, J., y Otero-Colina, G. (2011). Susceptibilidad de larvas, pupas y abejas adultas a aislamientos de *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill., *Metarhizium anisopliae* (Sorokin) y *Paecilomyces fumosoroseus* (Wize). *Acta Zoológica Mexicana*, 27(1), 35-46.
- Espinoza-Fernández, F., y Castellón-Navarrete, J. H. (2021). *Evaluación del efecto del hongo Beauveria bassiana en el control de las garrapatas en bovinos de Quinta Jerusalén de Camoapa del departamento de Boaco en el periodo de marzo a junio 2021* [Tesis de licenciatura, Universidad de Ciencias Comerciales]. Repositorio UCC.
- Faiman, R., Kirstein, O., Moncaz, A., Guetta, H., & Warburg, A. (2011). Studies on the flight patterns of foraging sand flies. *Acta Tropica*, 120(1), 110–114. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2011.06.015>
- Feng, P., Shang, Y., Cen, K., & Wang, C. (2015). Fungal biosynthesis of the bibenzoquinone oosporein to evade insect immunity. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 112(36), 11365–11370. <https://doi.org/10.1073/pnas.1503200112>
- Fernández-H, C., Londoño-Z, M. E., & Jaramillo-N, J. E. (2003). Susceptibilidad de *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Yponomeutidae) a diferentes aislamientos nativos de *Beauveria bassiana* y su efecto adicional sobre otros lepidópteros asociados a la coliflor. *Revista Colombiana de Entomología*, 29(2), 145-150. <https://doi.org/10.25100/socolen.v29i2.9607>
- Fowler, F. E., Chirico, J., Sandelin, B. A., & Mullens, B. A. (2015). Seasonality and Diapause of *Musca autumnalis* (Diptera: Muscidae) at its Southern Limits in North America, with Observations on *Haematobia irritans* (Diptera: Muscidae). *Journal of Medical Entomology*, 53(1), 163-170. <https://dx.doi.org/10.1093/jme/tjv123>
- Fryxell, R. T. T., Moon, R. D., Boxler, D. J., & Watson, D. W. (2021). Face Fly (Diptera: Muscidae)—Biology, Pest Status, Current Management Prospects, and Research Needs. *Journal of Integrated Pest Management*, 12(1), 32. <https://doi.org/10.1093/jipm/pmaa020>
- Galindo-Velasco, E., Lezama-Gutiérrez, R., Cruz-Vázquez, C., Pescador-Rubio, A., Angel-Sahagún, C. A., Ojeda-Chi, M. M., Rodríguez-Vivas, R. I., & Contreras-Lara, D. (2015). Efficacy of entomopathogenic fungi (Ascomycetes: Hypocreales) against adult *Haematobia irritans* (Diptera: Muscidae) under stable conditions in the Mexican dry tropics. *Veterinary Parasitology*, 209(3), 173–178. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2015.02.025>
- Gerhardt, R. R., & Hribar, L. J. (2019). Flies (Diptera). En G. R. Mullen & L. A. Durden (Eds.), *Medical and Veterinary Entomology* (3.a ed., pp. 171–190). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814043-7.00011-X>
- Grijalva, H., Luis, F. G., y Andrés, A. S. C. (2018). Patogenicidad de *Beauveria bassiana* sobre adultos de *Musca domestica*. *Jóvenes en la Ciencia*, 4(1), 312-316.

- Grisi, L., Scott, F. B., Azevedo, T. R. C., Avino, V. C., & Durel, L. (2018). *Efficacy of a new 1% fipronil-based pour-on formulation against the horn fly (Haematobia irritans) in Brazil. A field study.* <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.23104.38401>
- Gualsaqui Panamá, J. G., y Sánchez Pila, F. E. (2022). *Evaluación del hongo entomopatógeno Beauveria bassiana en los cuatro estadios de desarrollo de la mosca blanca (Bemisia tabaci) en la Granja Experimental La Pradera* [Tesis de licenciatura, Universidad Técnica del Norte]. Repositorio UTN.
- Guglielmone, A. A., Volpogni, M. M., Castro, H., Mangold, A. J., & Anziani, O. S. (2002). A study of relative horn fly, *Haematobia irritans* (Diptera: Muscidae), abundance on Holstein steers and steers of two Holstein crosses. *Veterinary Parasitology*, 109(1), 141–145. [https://doi.org/10.1016/S0304-4017\(02\)00255-8](https://doi.org/10.1016/S0304-4017(02)00255-8)
- Hennessey, M. J., Hsi, D. J., Davis, J. S., Delgado, A. H., Allen, H. A., Jandegian, C. M., Skoda, S. R., Watts, K. G., Gibbs, S. E. J., Powell, B., Welch, J. B., Phillips, P. L., Kitchen, D. L., Christy, G. S., & Bonilla, D. L. (2019). Use of a multiagency approach to eradicate New World screwworm flies from Big Pine Key, Florida, following an outbreak of screwworm infestation (September 2016–March 2017). *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 255(8), 908-914. <https://doi.org/10.2460/javma.255.8.908>
- Hesketh, H., Roy, H. E., Eilenberg, J., Pell, J. K., & Hails, R. S. (2010). Challenges in modelling complexity of fungal entomopathogens in semi-natural populations of insects. *BioControl*, 55(1), 55–73. <https://doi.org/10.1007/s10526-009-9249-2>
- Huarte-Bonnet, C., Juárez, M. P., & Pedrini, N. (2015). Oxidative stress in entomopathogenic fungi grown on insect-like hydrocarbons. *Current Genetics*, 61(3), 289–297. <https://doi.org/10.1007/s00294-014-0452-z>
- Islam, S. M. N., Chowdhury, M. Z. H., Mim, M. F., Momtaz, M. B., & Islam, T. (2023). Biocontrol potential of native isolates of *Beauveria bassiana* against cotton leafworm *Spodoptera litura* (Fabricius). *Scientific Reports*, 13, 8331. <https://doi.org/10.1038/s41598-023-35415-x>
- Jeffs, L. B., Xavier, I. J., Matai, R. E., & Khachatourians, G. G. (1999). Relationships between fungal spore morphologies and surface properties for entomopathogenic members of the general *Beauveria*, *Metarhizium*, *Paecilomyces*, *Tolypocladium*, and *Verticillium*. *Canadian Journal of Microbiology*, 45(11), 936–948. <https://doi.org/10.1139/w99-097>
- Jindra, M., & Bittova, L. (2020). The juvenile hormone receptor as a target of juvenoid “insect growth regulators”. *Archives of Insect Biochemistry and Physiology*, 103(3), e21615. <https://doi.org/10.1002/arch.21615>
- Junquera, P., Hosking, B., Gameiro, M., & Macdonald, A. (2019). Benzoylphenyl ureas as veterinary antiparasitics. An overview and outlook with emphasis on efficacy, usage and resistance. *Parasite*, 26, 26. <https://doi.org/10.1051/parasite/2019026>

- Kaaya, G. P., & Munyinyi, D. M. (1995). Biocontrol Potential of the Entomogenous Fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* for Tsetse Flies (*Glossina* spp.) at Developmental Sites. *Journal of Invertebrate Pathology*, 66(3), 237–241. <https://doi.org/10.1006/jipa.1995.1095>
- Krafsur, E. S., & Moon, R. D. (1997). Bionomics of the face fly, *Musca autumnalis*. *Annual Review of Entomology*, 42, 503–523. <https://doi.org/10.1146/annurev.ento.42.1.503>
- Kumar, P., Mishra, S., Malik, A., Satya, S., 2012. Análisis de composición e actividad insecticida del aceite esencial de Eucalyptus globulus (familia: Myrtaceae) contra mosca doméstica (*Musca domestica*). *Acta Trop.* 122, 212 – 218
- Lachance, S., & Grange, G. (2014). Repellent effectiveness of seven plant essential oils, sunflower oil and natural insecticides against horn flies on pastured dairy cows and heifers. *Medical and Veterinary Entomology*, 28(2), 193–200. <https://doi.org/10.1111/mve.12044>
- Leger, S., Joshi, L., Bidochka, M. J., Rizzo, N. W., & Roberts, D. W. (1996). Characterization and Ultrastructural Localization of Chitinases from *Metarhizium anisopliae*, *M. flavoviride*, and *Beauveria bassiana* during Fungal Invasion of Host (*Manduca sexta*) Cuticle. *Applied and Environmental Microbiology*, 62(3), 907–912. <https://doi.org/10.1128/aem.62.3.907-912.1996>
- Lia, R. P., Rehbein, S., Giannelli, A., Fankhauser, B., & Otranto, D. (2019). LONGRANGE® (eprinomectin 5% w/v extended-release injection) efficacy against *Hypoderma lineatum* in an endemic area in southern Italy. *Parasites & Vectors*, 12(1), 231. <https://doi.org/10.1186/s13071-019-3475-y>
- López, O. (2017). *Control microbiano de la garrapata Rhipicephalus (Boophilus) microplus (Acari: Ixodidae) del ganado bovino, con hongos entomopatógenos en condiciones de laboratorio* [Tesis de maestría]. Repositorio CATIE.
- López-Sánchez, J., Cruz-Vázquez, C., Lezama-Gutiérrez, R., & Ramos-Parra, M. (2012). Effect of entomopathogenic fungi upon adults of *Stomoxys calcitrans* and *Musca domestica* (Diptera: Muscidae). *Biocontrol Science and Technology*, 22(8), 969–973. <https://doi.org/10.1080/09583157.2012.699026>
- Maniania, N. K., & Ekesi, S. (2013). The use of entomopathogenic fungi in the control of tsetse flies. *Journal of Invertebrate Pathology*, 112, S83–S88. <https://doi.org/10.1016/j.jip.2012.07.019>
- Marchiori, C. H. (2020). Definition of Diptera Cyclorrhapha or Muscomorpha. *Open Journal of Biological Sciences*, 5(1), 013–014. <https://doi.org/10.17352/ojbs.000017>
- McAlpine, J. F. (1981). *Manual of Nearctic Diptera* (Vol. 1). Canadian Government Publishing Centre.
- McCue, M. D., Terblanche, J. S., & Benoit, J. B. (2017). Learning to starve: Impacts of food limitation beyond the stress period. *Journal of Experimental Biology*, 220(23), 4330–4338. <https://doi.org/10.1242/jeb.157867>

- Merritt, R. W., Courtney, G. W., & Keiper, J. B. (2009). Diptera: (Flies, Mosquitoes, Midges, Gnats). En V. H. Resh & R. T. Cardé (Eds.), *Encyclopedia of Insects* (2.a ed., pp. 284–297). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-374144-8.00085-0>
- Miyakawa, V. I., Reis, A. C. F., y Lisboa, J. A. N. (2010). Estefanofilariose em bovinos. *Semina: Ciências Agrárias*, 31(2), 479-488. <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2010v31n2p479>
- Moissant, E. Tkachuk, O. y Roma R. 2004. Detección de agentes bacterianos en adultos de *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) recolectadas en Maracat, Estado de Aragua, Venezuela. *Entomotropica* 19 (3): 161 - 64p
- Monzón, A. (2002). *Producción, uso y control de calidad de hongos entomopatógenos en Nicaragua*. CATIE.
- Moraes, A. P. R., Bittencourt, V. R. E. P., & Bittencourt, A. J. (2010). Pathogenicity of *Beauveria bassiana* on immature stages of *Stomoxys calcitrans*. *Ciencia Rural*, 40(8), 1802–1808.
- Muhanguzi, D., Mugenyi, A., Bigirwa, G., Kamusiime, M., Kitibwa, A., Akurut, G. G., Ochwo, S., Amanyire, W., Okech, S. G., Hattendorf, J., & Tweyongyere, R. (2017). African animal trypanosomiasis as a constraint to livestock health and production in Karamoja region: A detailed qualitative and quantitative assessment. *BMC Veterinary Research*, 13(1), 355. <https://doi.org/10.1186/s12917-017-1285-z>
- Mullens, B. A. (2019). Horse Flies and Deer Flies (Tabanidae). En G. R. Mullen & L. A. Durden (Eds.), *Medical and Veterinary Entomology* (3.a ed., pp. 327–343). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814043-7.00016-9>
- Mullens, B. A., Lii, K. S., Mao, Y., Meyer, J. A., Peterson, N. G., & Szijj, C. E. (2006). Behavioural responses of dairy cattle to the stable fly, *Stomoxys calcitrans*, in an open field environment. *Medical and Veterinary Entomology*, 20(1), 122–137. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.2006.00608.x>
- Nestel, D., Papadopoulos, N. T., Pascacio-Villafán, C., Righini, N., Altuzar-Molina, A. R., & Aluja, M. (2016). Resource allocation and compensation during development in holometabolous insects. *Journal of Insect Physiology*, 95, 78–88. <https://doi.org/10.1016/j.jinsphys.2016.09.010>
- Oliveira, D. G. P., Alves, L. F. A., & Sosa-Gómez, D. R. (2014). Advances and Perspectives of the use of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* for the control of arthropod pests in poultry production. *Brazilian Journal of Poultry Science*, 16(1), 01–12. <https://doi.org/10.1590/S1516-635X2014000100001>
- Ortiz-Urquiza, A., & Keyhani, N. O. (2013). Action on the Surface: Entomopathogenic Fungi versus the Insect Cuticle. *Insects*, 4(3), 357–391. <https://doi.org/10.3390/insects4030357>

- Owens, W. E., Oliver, S. P., Gillespie, B. E., Ray, C. H., & Nickerson, S. C. (1998). Role of horn flies (*Haematobia irritans*) in *Staphylococcus aureus*-induced mastitis in dairy heifers. *American Journal of Veterinary Research*, 59(9), 1122–1124.
- Oyarzún, M. P., Quiroz, A., & Birkett, M. A. (2008). Insecticide resistance in the horn fly: Alternative control strategies. *Medical and Veterinary Entomology*, 22(3), 188–202. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.2008.00733.x>
- Pape, T., Blagoderov, V., & Mostovski, M. B. (2011). Animal biodiversity: An outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness. *Zootaxa*, 3148(1), 129–138. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3148.1.42>
- Pedrini, N., Ortiz-Urquiza, A., Zhang, S., & Keyhani, N. O. (2013). Targeting of insect epicuticular lipids by the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana*: Hydrocarbon oxidation within the context of a host-pathogen interaction. *Frontiers in Microbiology*, 4, 24. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2013.00024>
- Pérez-Cogollo, L. C., Rodríguez-Vivas, R. I., Basto-Estrella, G. D. S., Reyes-Novelo, E., Martínez-Morales, I., Ojeda-Chi, M. M., & Favila, M. E. (2018). Toxicidad y efectos adversos de las lactonas macrocíclicas sobre los escarabajos estercoleros: Una revisión. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 89(4). <https://doi.org/10.22201/ib.20078706e.2018.4.2508>
- Petrisor, C., & Stoian, G. (2017). The role of hydrolytic enzymes produced by entomopathogenic fungi in pathogenesis of insects mini review. *Romanian Journal for Plant Protection*, 10, 12-21.
- Pont, A. C., & Meier, R. (2002). *The Sepsidae (Diptera) of Europe*. Brill. <https://doi.org/10.1163/9789047401391>
- Quesada-Moraga, E., Ruiz-García, A., & Santiago-Álvarez, C. (2006). Laboratory Evaluation of Entomopathogenic Fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* Against Puparia and Adults of *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). *Journal of Economic Entomology*, 99(6), 1955-1966. <https://dx.doi.org/10.1093/jee/99.6.1955>
- Ralley, W. E., Galloway, T. D., & Crow, G. H. (1993). Individual and group behaviour of pastured cattle in response to attack by biting flies. *Canadian Journal of Zoology*, 71(4), 725-734. <https://doi.org/10.1139/z93-096>
- Rodríguez-Vivas, R. I., Cruz Vázquez, C., Almazán, C., & Zárate Ramos, J. J. (2023). Importance of *Haematobia irritans* in cattle in Mexico: Current situation and perspectives. Review. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*, 14(2), 384–411. <https://doi.org/10.22319/rmcp.v14i2.5881>
- Schiner, I. (1862). *Fauna Austriaca: Die Fliegen (Diptera)*. Gerold.
- Showler, A. T. (2017). Botanically Based Repellent and Insecticidal Effects Against Horn Flies and Stable Flies (Diptera: Muscidae). *Journal of Integrated Pest Management*, 8(1), 15. <https://doi.org/10.1093/jipm/pmx010>

- Skevington, J. H., & Dang, P. T. (2002). Exploring the diversity of flies (Diptera). *Biodiversity*, 3(4), 3–27. <https://doi.org/10.1080/14888386.2002.9712613>
- Smith, R. J., y Grula, E. A. (1981). Requerimientos nutricionales para la germinación de conidios y el crecimiento de hifas de *Beauveria bassiana*. *Journal of Invertebrate Pathology*, 37(3), 222–230. [https://doi.org/10.1016/0022-2011\(81\)90079-3](https://doi.org/10.1016/0022-2011(81)90079-3)
- Suresh, P. V., y Chandrasekaran, M. (1999). Impacto de los parámetros del proceso en la producción de quitinasa por una *Beauveria bassiana* marina alcalofílica en fermentación en estado sólido. *Process Biochemistry*, 34(3), 257–267. [https://doi.org/10.1016/S0032-9592\(98\)00092-2](https://doi.org/10.1016/S0032-9592(98)00092-2)
- Téllez-Jurado, A., Cruz Ramírez, M. G., Mercado Flores, Y., Asaff Torres, A., y Arana-Cuenca, A. (2009). Mecanismos de acción y respuesta en la relación de hongos entomopatógenos e insectos. *Revista Mexicana de Micología*, 30, 73–80.
- Wang, H., Peng, H., Li, W., Cheng, P., & Gong, M. (2021). The Toxins of *Beauveria bassiana* and the Strategies to Improve Their Virulence to Insects. *Frontiers in Microbiology*, 12, 705343. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.705343>
- Wiegmann, B. M., & Brown, B. V. (2024). Flies, Gnats, and Mosquitoes. En S. M. Scheiner (Ed.), *Encyclopedia of Biodiversity* (3.a ed., pp. 567–578). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-822562-2.00136-5>
- World Organisation for Animal Health. (2019). *Animal diseases*. <https://www.woah.org/en/what-we-do/animal-health-and-welfare/animal-diseases/>

XIII. ANEXOS

Anexo 1

Procedimiento para el desarrollo del estudio *in vitro*



Figura A Presencia de larvas de moscas en heces de bovino



Figura B Selección de larva de moscas



Figura C Desinfección de larvas de moscas



Figura D Cámara húmeda

Anexo 2

Determinación de la mortalidad de larvas de moscas (formula Abbott).

$$M_c = \left(\frac{M_t - M_n}{100 - M_n} \right) \times 100$$

Donde,

%Mc = Porcentaje de Mortalidad corregida

%Mn = Porcentaje de larvas mortalidad en el control

%Mt= Porcentaje de larvas mortalidad en el tratamiento

Tabla 2

Porcentaje de mortalidad observada en estadios larvarios (L1, L2 y L3) de la familia Muscidae expuestos a Beauveria bassiana vs. Grupo Control

Tiempo (Horas)	L1 Tratado	L2 Tratado	L3 Tratado	L1 Control	L2 Control	L3 Control
0 h	0	0	0	0	0	0
24 h	100	90	80	0	0	0
48 h	100	100	100	80	60	40
72 h	100	100	100	100	100	100

Nota. En la tabla se demuestra la estimación del Tiempo Letal Medio (TL₅₀) para determinar la velocidad de la actividad patogénica del hongo sobre cada estadio larvario evaluado.

Anexo 3

Identificar el crecimiento micelial y las estructuras fúngicas como indicadores de la infección por *Beauveria bassiana* en las larvas tratadas.



Figura A Cambios morfológicos notables en las larvas de la familia de *Musca domestica*



Figura B Cambios morfológicos notables en larvas de moscas de la familia *Sepsidae*



Figura C Deshidratación total de la estructura larvaria



Figura D fase de esporulación hacia la epicutícula de la larva

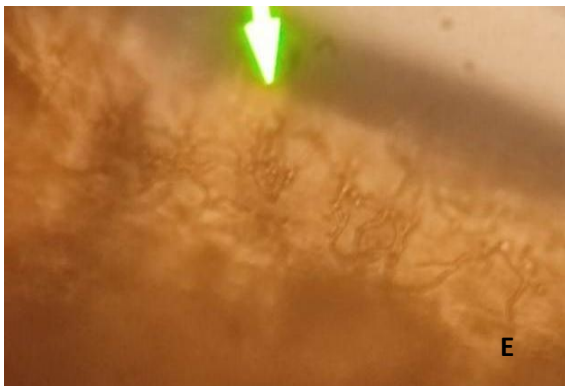


Figura E Evidencia de patogenicidad fúngica. La flecha señala la invasión interna del hongo



Figura F Crecimiento exógeno de las hifas de hongo