

UNIVERSIDAD DE PANAMÁ  
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS  
ESCUELA DE CIENCIAS AGRÍCOLAS

IDENTIFICACIÓN DE LA PRESENCIA O AUSENCIA DE ENEMIGOS  
NATURALES DE *Nylanderia fulva* (MAYR, 1862) (HYMENOPTERA:  
FORMICIDAE) EN DISTINTOS HÁBITATS DEL  
DISTRITO DE DOLEGA, CHIRIQUÍ

ERIC ALEXANDER AGUILAR CHANIS  
CÉDULA: 2-747-1024

TRABAJO DE GRADO SOMETIDO PARA OPTAR POR EL TÍTULO DE  
INGENIERO AGRÓNOMO EN CULTIVOS TROPICALES

CHIRIQUÍ, DAVID  
REPÚBLICA DE PANAMÁ

2025

**IDENTIFICACIÓN DE LA PRESENCIA O AUSENCIA DE ENEMIGOS  
NATURALES DE *Nylanderia fulva* (MAYR, 1862) (HYMENOPTERA:  
FORMICIDAE) EN DISTINTOS HÁBITATS DEL  
DISTRITO DE DOLEGA, CHIRIQUÍ**

**TRABAJO DE GRADO SOMETIDO PARA OPTAR POR EL TÍTULO DE  
INGENIERO AGRÓNOMO EN CULTIVOS TROPICALES**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS  
ESCUELA DE CIENCIAS AGRÍCOLAS**

**PERMISO PARA SU PUBLICACIÓN, REPRODUCCIÓN  
TOTAL O PARCIAL DEBE SER OBTENIDO DE LA FACULTAD  
DE CIENCIAS AGROPECUARIAS O AL INSTITUTO DE INNOVACIÓN  
AGROPECUARIA DE PANAMÁ**

**APROBADO:**

**MSC. JOSÉ A. LEZCANO B.** \_\_\_\_\_

**PhD. ALEX RÍOS MORENO** \_\_\_\_\_

**PhD. RANDY ATENCIO** \_\_\_\_\_

**CHIRIQUÍ, DAVID  
REPÚBLICA DE PANAMÁ**

**2025**

## DEDICATORIA

A Dios, por brindarme la salud, la sabiduría y la fortaleza necesaria para llegar hasta este momento tan especial en mi vida.

A mi madre y a todos mis familiares, cuyo amor, apoyo incondicional, sacrificio y constante ánimo han sido parte fundamental para la culminación de esta meta.

A mis profesores y mentores, cuyas enseñanzas y orientaciones han sido cruciales en mi formación profesional y personal.

A mis amigos y compañeros de estudio, por los momentos compartidos, el apoyo mutuo y las experiencias vividas en este camino.

Finalmente, al sector agrícola, fuente de inspiración que promueve la producción alimenticia que demanda nuestra población.

## **AGRADECIMIENTO**

A mis asesores de tesis: al Ing. José Lezcano MsC., PhD. Alex Ríos Moreno y al PhD. Randy Atencio por la invaluable guía, paciencia y conocimientos compartidos a lo largo de este proyecto.

A los directivos de las Instituciones OIRSA, MIDA, IDIAP y la FCA - Universidad de Panamá por la disponibilidad en proveer recursos y equipos que facilitaron el desarrollo de esta investigación.

A la estudiante Esthefany Isaza y al PhD. Evidelio Adames, miembros del Centro Regional Universitario de Veraguas en la carrera de Biología por las opiniones brindadas respecto al reconocimiento realizado de algunos especímenes colectados en esta tesis.

# IDENTIFICACIÓN DE LA PRESENCIA O AUSENCIA DE ENEMIGOS NATURALES DE *Nylanderia fulva* (MAYR, 1862) (HYMENOPTERA: FORMICIDAE) EN DISTINTOS HÁBITATS DEL DISTRITO DE DOLEGA, CHIRIQUÍ.

Aguilar E. 2025. Identificación de la Presencia o Ausencia de Enemigos Naturales de *Nylanderia fulva* (Mayr, 1862) (Hymenoptera: Formicidae) en Distintos Hábitats del Distrito de Dolega, Chiriquí.

## RESUMEN

El presente estudio fue desarrollado en el corregimiento de Tinajas, distrito de Dolega, provincia de Chiriquí, Panamá. El objetivo principal fue determinar la presencia o ausencia de ácaros e insectos depredadores, así como hongos entomopatógenos y parasitoides asociados a etapas del ciclo de vida de *Nylanderia fulva* (Mayr, 1862) (Hymenoptera: Formicidae) conocida comúnmente como la hormiga loca. También fue desarrollado un bioensayo para determinar la susceptibilidad de la hormiga loca a una cepa del hongo *Beauveria bassiana* (Bals. -Criv.) Vuill., 1912. (Hypocreales: Cordycipitaceae).

Entre los resultados más relevantes se logró encontrar dentro del hábitat de la hormiga loca ácaros del orden Mesostigmata conocidos por sus hábitos depredadores. También se capturaron dípteros de las familias Ulidiidae y Psychodidae. Se aisló un hongo del filo Ascomycota a partir de espécimen de hormiga y se comprobó la patogenicidad de *B. bassiana* sobre *N. fulva*.

**PALABRAS CLAVES:** *Beauveria bassiana*, depredadores, enemigo natural, hongos entomopatógenos, parasitoides, patogenicidad.

IDENTIFICATION OF THE PRESENCE OR ABSENCE OF NATURAL ENEMIES OF *Nylanderia fulva* (MAYR, 1862) (HYMENOPTERA: FORMICIDAE) IN DIFFERENT HABITATS OF THE DISTRICT OF DOLEGA, CHIRIQUI.

Aguilar E. 2025. Identification of the Presence or Absence of Natural Enemies of *Nylanderia fulva* (Mayr, 1862) (Hymenoptera: Formicidae) in Different Habitats of the District of Dolega, Chiriqui.

**ABSTRACT**

This study was conducted in Tinajas township, Dolega district, Chiriqui province, Panama. The main objective was to determine the presence or absence of mites and predatory insects, as well as entomopathogenic fungi and parasitoids associated with stages of the life cycle of *Nylanderia fulva* (Mayr, 1862) (Hymenoptera: Formicidae) commonly known as the mad ant. A bioassay was also developed to determine the susceptibility of the mad ant to a strain of the fungus *Beauveria bassiana* (Bals. -Criv.) Vuill., 1912. (Hypocreales: Cordycipitaceae).

Among the most relevant results, it was possible to find mites of the order Mesostigmata, which are known for their predatory habits within the habitat of the crazy ant. Diptera from families Ulidiidae and Psychodidae were also captured. A fungus belonging to the Ascomycota phylum was isolated from ant specimens and the pathogenicity of *B. bassiana* on *N. fulva* was verified.

**KEY WORDS:** *Beauveria bassiana*, predators, natural enemy, entomopathogenic fungi, parasitoids, pathogenicity.

## ÍNDICE DE CONTENIDO

<b>1. INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>1</b>
1.1 Planteamiento del problema.....	2
1.2 Justificación.....	2
1.3 Objetivos.....	3
1.3.1 Objetivo general.....	3
1.3.2 Objetivos específicos.....	3
1.4 Alcances y limitaciones del estudio.....	3
<b>2. REVISIÓN DE LA LITERATURA.....</b>	<b>4</b>
2.1 Aspectos generales.....	4
2.1.1 Taxonomía.....	4
2.2 Características físicas de <i>N. fulva</i> .....	5
2.2.1 Estadios de desarrollo.....	5
2.3 Ciclo de vida.....	6
2.4 Comportamiento natural.....	6
2.4.1 Propagación.....	6
2.4.2 Reproducción.....	7
2.4.3 Hábitat.....	8
2.4.4 Alimentación.....	9
2.4.5 Interacción con otros insectos.....	9
2.5 Importancia económica en la agricultura.....	10
2.6 Enemigos naturales.....	11
<b>3. MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>13</b>
3.1 Localización del área de estudio.....	13
3.2 Información meteorológica.....	15
3.3 Identificación de <i>N. fulva</i> procedente del área de estudio.....	15
3.4 Identificación de depredadores.....	17
3.4.1 Toma de muestras de insectos.....	17
3.4.2 Procesamiento de muestras.....	17

3.4.2.1 Extracción de ácaros depredadores del suelo.....	17
3.4.3 Preparación y montaje semipermanente.....	20
3.5 Determinación de la presencia de parasitoides.....	21
3.5.1 Toma de muestras.....	21
3.5.2 Bioensayo para emergencia de parasitoides.....	25
3.6 Detección de hongos entomopatógenos.....	27
3.6.1 Toma de muestras.....	27
3.6.2 Desarrollo de hongos.....	28
3.6.3 Preparación de medios de cultivo.....	29
3.6.4 Aislamiento y purificación de hongos.....	30
3.7 Determinación de la susceptibilidad de <i>N. fulva</i> a distintas concentraciones del hongo <i>B. bassiana</i> .....	32
3.7.1 Colecta del material biológico y suspensión madre.....	32
3.7.2 Instalación del bioensayo con el hongo entomopatógeno <i>B. bassiana</i> .....	33
3.7.3 Bioensayo.....	37
<b>4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....</b>	<b>39</b>
4.1 Identificación de depredadores.....	39
4.2 Determinación de parasitoides.....	45
4.2.1 Familia Ulidiidae.....	47
4.2.2 Familia Psychodidae.....	51
4.3 Determinación de hongos entomopatógenos.....	54
4.4 Determinación de la susceptibilidad de <i>N. fulva</i> a distintas concentraciones del hongo <i>B. bassiana</i> .....	57
<b>5. CONCLUSIONES.....</b>	<b>62</b>
<b>6. RECOMENDACIONES.....</b>	<b>63</b>
<b>7. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....</b>	<b>64</b>
<b>8. ANEXOS.....</b>	<b>73</b>

## ÍNDICE DE CUADROS

1. ZONA, PRODUCTOR, UBICACIÓN GEOGRÁFICA, ALTURA Y CULTIVO DONDE SE REALIZARON LOS MUESTREOS. TINAJAS, DISTRITO DE DOLEGA. 2023-24.....	13
2. PRECIPITACIÓN, TEMPERATURA, HUMEDAD RELATIVA DEL ÁREA DE ESTUDIO. CORREGIMIENTO DE TINAJAS, 2023.....	15
3. REPETICIONES DE TRATAMIENTOS, ESTADO DE DESARROLLO Y HÁBITAT EN EL BIOENSAYO PARA LA EMERGENCIA DE PARASITOIDES.....	25
4. NÚMERO DE TRATAMIENTO, VOLUMEN DE LA SUSPENSIÓN MADRE, VOLUMEN ADE, CONCENTRACIÓN EN %. BOQUETE.....	34
5. PORCENTAJE DE CONCENTRACIÓN, NÚMERO DE CONIDIAS, SUMA TOTAL, MEDIA Y DESVIACIÓN ESTÁNDAR DEL PORCENTAJE DE CONCENTRACIÓN DEL HONGO <i>B. bassiana</i> CEPA 1350. IDIAP, BOQUETE. 2024.....	36
6. CONCENTRACIÓN EN PORCENTAJE, CÁLCULO DE LA CONCENTRACIÓN EN CONIDIAS.ML <sup>-1</sup> , MÍNIMO Y MÁXIMO.....	37
7. ORDEN DE ÁCAROS ENCONTRADOS, NÚMERO TOTAL DE INDIVIDUOS, CULTIVO. LOCALIDAD DE TINAJAS, DISTRITO DE DOLEGA, 2023-24.....	39
8. PRINCIPALES CARACTERÍSTICAS DE LOS ÓRDENES DE ÁCAROS ENCONTRADOS.....	44
9. OBSERVACIONES EN LOS TRATAMIENTOS DEL BIOENSAYO PARA LA DETERMINACIÓN DE PARASITOIDES.....	45
10. ORDEN, FAMILIA, CARACTERÍSTICA Y ROL EN EL ECOSISTEMA DE LOS INSECTOS EMERGIDOS.....	46
11. GRADOS DE LIBERTAD, SUMA DE CUADRADOS, CUADRADO MEDIO EN ANÁLISIS DE VARIANZA DE LOS DATOS DE MORTALIDAD DEBIDO A <i>B. bassiana</i> .....	58
12. COMPARACIÓN DE MEDIAS PARA EL PORCENTAJE DE PATOGENICIDAD DE <i>B. bassiana</i> SOBRE <i>N. fulva</i> .....	59

## ÍNDICE DE FIGURAS

1. Finca de caña de azúcar (Zona A) y plátano (Zona B) del productor José De La Rosa.....	14
2. Finca de los productores Ignacio Martínez (C) e Iván Saldaña (D).....	14
3. Fotografía capturada en el laboratorio mostrando algunas características típicas de la hormiga loca. Peciolo con un (1) segmento (b); dorso de cabeza (a) y cuerpo (c) con setas gruesas arregladas en pares. Aumento 30x.....	16
4. Embudos de Berlesse dentro del proceso de extracción de microartrópodos.....	18
5. Muestra de suelo colocada en el embudo de Berlesse.....	19
6. Envases de un (1) galón adaptados para el bioensayo de determinación de parasitoides.....	21
7. Transferencia de los adultos al envase de un (1) galón.....	22
8. Hormigas cargando en sus bocas inmaduros (larvas y pupas).....	23
9. Introducción del pseudotallo con huevecillos en el envase para su traslado al laboratorio.....	24
10. Captura del insecto emergido en el tratamiento de huevecillos.....	26
11. Insecto muerto no micosado sobre una bráctea de caña de azúcar.....	27
12. Cámaras húmedas para favorecer el desarrollo de hongos.....	28
13. Proceso de purificación de hongos dentro de la cámara de flujo laminar.....	31
14. Trampa para captura de la hormiga <i>N. fulva</i> , utilizando como atrayente un trozo de salchicha.....	32
15. Preparación de la suspensión madre con <i>B. bassiana</i> en sustrato arroz.....	33
16. Dilución seriada utilizando un micro aplicador electrónico.....	35
17. Bioensayo de Patogenicidad del hongo entomopatógeno <i>B. bassiana</i> .....	38
18. a) Ácaro: Mesostigmata. b) Ácaro: Mesostigmata.....	42
19. a) Ácaro: Mesostigmata. b) Ácaro: Mesostigmata.....	42
20. a) Ácaro: Astigmata. b) Ácaro: Oribatida.....	43
21. a) Ácaro: Oribatida. b) Ácaro: Oribatida.....	43
22. (a y b). (a) Díptero de la familia Ulidiidae, género Euxesta, fuente: Triplehorn y Johnson (2004). (b) Venación del ala, Sc subcostal, R1 primera longitudinal, R2+3 segunda longitudinal, R4+5 tercera longitudinal, M1+2 cuarta longitudinal, r-m vena cruzada anterior, m vena cruzada posterior, D distal, 2A axilar, Cu2 quinta longitudinal, B células basales, A célula anal.....	48
23. (a y b). (a) extremo de la pata, Tcl garra tarsal, emp empodium, ts último segmento tarsal. (b) Ar arista en la parte de la cabeza.....	49

24. (a y b). (a) Ar arista, ant antena, ov vibrisas orbitales, buc boca, pv cerdas post-verticales, e ojo compuesto, oc ocelar, ovb cerda exterior vertical, fob cerdas fronto-orbitales, ob cerda ocelar. (b) Fm fémur, fmb cerda femoral, tb tibia, ptbr cerdas tibiales prepicales, ts tarso.....	49
25. (a y b). (a) Sga segmento abdominal, ha halterios, tr trocánter, cx coxa. (b) Tb tibia, mts primer segmento tarsano, I,II,III.IV,V del primer al quinto segmento tarsal 1-5.....	50
26. (a y b). (a) díptero completo con sus colores naturales. (b) díptero con sus partes señalizadas.....	50
27. (a y b). (a) Díptero de la familia Psychodidae, género: Psychoda, fuente: Triplehorn y Johnson (2004). (b) R1 vena marginal, R2 vena segunda marginal, R3 vena quinta submarginal, R4 vena segunda submarginal, R5 vena quinta posterior, M1 vena segunda posterior, M2 vena tercera posterior, M3 vena cuarta posterior, Cu1 vena sexta longitudinal, Cu2 vena sexta longitudinal dos.....	51
28. (a y b). (a) flagelómeros distales. (b) Ts tarsómeros.....	52
29. (a y b). (a) sd sedas, prs probóscide. (b) partes del tórax.....	52
30. (a y b). (a) Ojo, flg flagelómeros. (b) Ojo, prs probóscide.....	53
31. Cuerpo completo del Díptero: Psychodidae.....	53
32. Cultivo de <i>Aspergillus sp.</i> en medio de cultivo PDA.....	55
33 (a y b). (a) Estructuras vistas bajo el microscopio compuesto (40X). Micelio septado o tabicado. Conidios o esporas formados sobre conidióforos libres, largos o cortos, no dentro de estructuras fructíferas. Conidios unicelulares. Conidióforos no ramificados que terminan en un abultamiento sobre el cual se forman una cantidad de fiálides (células en forma de tellas) sobre las que se producen conidios en cadena. En las especies más comunes estas estructuras son de color negro en su madurez. (b) célula pie del hongo que actúa como un anclaje en la base del conidióforo y es una de las estructuras claves que se puede observar al examinar las muestras de <i>Aspergillus sp.</i> bajo el microscopio.....	55
34. (a y b). (a) Muerte de la hormiga. Figura (b) Crecimiento de micelio sobre la hormiga.....	60
35. (a y b). (a) Esporulación de <i>B. bassiana</i> sobre hormiga <i>N. fulva</i> . (b) Conidios de <i>B. bassiana</i> (40x).....	60
36. Hoja Logaritmo-probit. Gráfico de respuesta concentración – mortalidad....	61

## ÍNDICE DE ANEXO

1. ESTADO LARVAL Y DE PUPA DE LA HORMIGA LOCA.....	73
2. ASOCIO DE LA HORMIGA LOCA CON HOMÓPTEROS EN EL CULTIVO DE CAÑA DE AZÚCAR. TINAJAS, DOLEGA, 2023.....	73
3. CRECIMIENTO DE COLONIAS DE <i>Aspergillus sp.</i> SOBRE INSECTOS EN CÁMARAS HÚMEDAS.....	74
4. MATERIALES UTILIZADOS EN EL CONTEO DE CONIDIAS DE LAS DIFERENTES CONCENTRACIONES DE LA SUSPENSIÓN MADRE DEL HONGO <i>B. bassiana</i> .....	75
5. RESUMEN DEL REGISTRO DE LA MORTALIDAD DIARIA Y CICLO DE DESARROLLO DE LA CEPA NATIVA 1350 DE <i>B. bassiana</i> EN <i>N. fulva</i> .....	75

## 1. INTRODUCCIÓN

La hormiga loca es originaria del Amazonas en Brasil (Oviedo y Bolaños, 2018). Recientemente se ha convertido en una especie invasora notable y dañina, que predomina en numerosos ecosistemas de América. Se ha investigado en varios países, donde ha ocasionado pérdidas económicas y graves efectos ecológicos y sociales. Esta especie puede afectar al desarrollo normal de cultivos como el cacao, café, caña de azúcar, los cítricos, los frutales, plantas ornamentales, los pastizales, plátano y yuca (Arcila y Quintero, 2005), debido a su relación con insectos chupadores (36 especies de homópteros) que aumentan sus poblaciones y facilitan la transmisión de enfermedades, así como el incremento de fumagina. Además, las obreras son atraídas por las partes dulces de las plantas, incluidos los nectarios y las frutas muy maduras, donde pueden causar heridas que se convierten en focos de infección para patógenos.

Según Arcila y Quintero (2005), esta especie puede desplazar a otros invertebrados al depredar tanto a adultos como a crías en una lucha activa por el espacio. Cárdenas y Posada (2001) indican que atacan arañas, ciempiés y alacranes, lo que lleva al empobrecimiento de la fauna del suelo y afecta la productividad vegetal a largo plazo. La actividad de los invertebrados es fundamental para la redistribución de nutrientes, la aireación y la formación del suelo, así como para mejorar las tasas de infiltración de agua (Pimentel et al., 1997).

## **1.1 Planteamiento del problema.**

En Panamá no existen investigaciones sobre *N. fulva* y, por ende, no se cuenta con estrategias bien definidas que permitan controlar sus poblaciones y que a su vez sean amigables con el ambiente. El uso de la estrategia química puede requerir la aplicación de grandes cantidades de insecticidas (Zenner De Polanía y Ruíz, 1983; Patocka, 2013), lo que afectaría tanto a la hormiga plaga como a muchos otros insectos, incluidos algunos beneficiosos. Además, estas sustancias tendrían una alta persistencia en el ambiente.

## **1.2 Justificación.**

Con el reciente hallazgo de colonias de *N. fulva* en Chiriquí, Panamá y los antecedentes que se disponen sobre su comportamiento en otros países, hacen necesario estudiar de estrategias biológicas que permitan controlar este insecto sin contaminar su ecosistema. Una estrategia biológica se refiere al conjunto de métodos y enfoques planificados para regular las poblaciones de plagas mediante el uso de organismos vivos (depredadores, parasitoides, patógenos, etc.)

El comportamiento especial que describen Zenner De Polanía y Ruíz (1983), como el de habitar grandes extensiones, migrar constantemente y evitar condiciones desfavorables para su sobrevivencia, hace evidente que el manejo a largo plazo de esta especie requiere de varias estrategias integradas. Una de estas estrategias puede ser el control biológico aplicado, pero para llegar a definirla, fue necesario llevar a cabo esta investigación.

### **1.3 Objetivos.**

#### **1.3.1 Objetivo general.**

Identificar la presencia o ausencia de enemigos naturales de la hormiga *N. fulva* en distintos hábitats del distrito de Dolega, Chiriquí.

#### **1.3.2 Objetivos específicos.**

1. Identificar ácaros e insectos depredadores asociados a la hormiga loca.
2. Determinar la emergencia de insectos parasitoides en las etapas del ciclo de vida de *N. fulva*
3. Aislar posibles hongos entomopatógenos de insectos muertos asociados con la hormiga loca.
4. Probar la patogenicidad de una cepa nativa del hongo entomopatógeno *Beauveria bassiana* sobre *N. fulva*.

### **1.4 Alcances y limitaciones del estudio.**

El alcance de esta investigación fue determinar la presencia o ausencia de organismos benéficos como insectos y ácaros depredadores, parasitoides y hongos entomopatógenos presentes en el hábitat de la hormiga que permita su utilización para un programa de control biológico.

Entre las limitaciones del estudio se encontró la presencia de la hormiga en una época definida, el clima en ocasiones no permitía que se tomaran las muestras para el estudio y la ausencia de organismos benéficos por el uso constante de agroquímicos.

## 2. REVISIÓN DE LA LITERATURA

### 2.1 Aspectos generales.

La hormiga *N. fulva* es conocida popularmente como "la hormiga loca", esta es originaria de Brasil, específicamente en la Amazonia Brasileña (Fowler et al., 1990; Mariconi, 1979; Oviedo y Bolaños, 2018).

Desde su descubrimiento *N. fulva* ha logrado una amplia distribución en la región neotropical abarcando países como, Argentina, Bolivia, Brasil, Chile, República Dominicana, Ecuador, Guayana Francesa, Islas Galápagos, Guyana, Haití, Martinica, Mato Grosso del Sur, Paraguay, Suriname, y Uruguay. Mientras tanto en la región neártica solo ha invadido el Mississippi (AntWiki, 2016; Oviedo y Bolaños, 2018).

En Panamá es reportada en la región occidental (Murgas et al., 2022).

#### 2.1.1 Taxonomía.

La taxonomía conocida de la hormiga loca es la siguiente:

Orden: Hymenoptera

Familia: Formicidae

Subfamilia: Formicinae

Tribu: Lasiinos

Género: *Nylanderia*

Especie: *Nylanderia fulva* (Mayr, 1862).

## **2.2 Características físicas de *N. fulva*.**

Respecto a la identificación de la hormiga loca, Flores (2016) señala que en primera instancia para identificar la subfamilia Formicinae dentro de la familia Formicidae, es necesario observar a las obreras, las cuales cuentan con un acidópodo, un orificio cloacal redondeado o subredondeado, y un fleco de setas en el borde. Además, para distinguir a la hormiga loca dentro de la subfamilia Formicinae el espécimen debe presentar la cabeza tan ancha como larga con forma semicuadrada, los ojos deben medir al menos 0.18 mm de diámetro y los escapos antenales, así como el cuerpo en general, deben presentar setas erectas de color café oscuro.

Por lo general, en campo es común recolectar obreras para ser identificadas en un laboratorio, ya que esta casta es la que se logra observar circulando por el entorno. Oviedo y Bolaños (2018), encontraron que las obreras miden entre 2.9 y 3.5 mm de longitud, con cabeza y pronoto brillante, mientras que el resto del cuerpo presenta un brillo menor. Su color es café rojizo. La antena se compone de 12 segmentos, carente de un mazo definido, y el escapo es claramente más largo que la cabeza. Los ojos están bien desarrollados. Posee mandíbulas con 6 dientes, y la distancia entre los dientes basales y subbasales es mayor que la que hay entre los demás dientes.

### **2.2.1 Estadios de desarrollo.**

Arcila y Quintero (2005), muestran las características de los diferentes estadios de la hormiga, iniciando con el de huevecillos, que se observa con un color blanquecino con forma entre esférica y ovalada, con una longitud promedio de  $0.39 \pm 0.02$  mm y un

ancho promedio de  $0.25 \pm 0.01$  mm. Las larvas son separadas por las obreras y colocadas en superficies húmedas dentro de los nidos. Estas larvas atraviesan tres instares y una etapa de prepupa (sin muda), durante la cual dejan de alimentarse y expulsan el meconio. Las pupas son exaratas y tienen una longitud promedio de  $2.6 \pm 0.2$  mm; inicialmente son de color blanco, pero cambian gradualmente a un tono café a medida que maduran. Gordón (2021) indica que en esta fase las obreras trasladan estas pupas a zonas más secas del nido, donde las agrupan en montículos.

### **2.3 Ciclo de vida.**

Un estudio llevado a cabo por CENICAÑA y publicado por Oviedo y Bolaños (2018), señala que el ciclo de vida de la hormiga loca (*N. fulva*) en las obreras abarca un desarrollo de entre 23 y 50 días, mientras que las reinas requieren entre 43 y 73 días. Esta investigación se realizó en un ambiente de laboratorio con una temperatura de 24-26°C y una humedad relativa del 65 al 70%.

### **2.4 Comportamiento natural.**

#### **2.4.1 Propagación.**

Según McDonald (2012) la propagación de esta hormiga se puede realizar a través de tres mecanismos, uno es la dispersión de salto facilitada por humanos, otro la dispersión de salto natural durante los vuelos de apareamiento y, la expansión mediante colonias en ciernes (que implica la división de colonias en subcolonias que se dispersan hacia nuevos sitios de nidos).

Para las especies de hormigas que muestran un comportamiento incipiente, como *N. fulva*, la dispersión mediada por humanos representa su único medio para recorrer rápidamente largas distancias, lo que puede complicar la predicción de las tasas de invasión a gran escala (McDonald, 2012).

La velocidad de dispersión de la hormiga loca ha sido documentada en un rango de 100 metros por mes en cultivos de café (Arcila y Quintero, 2005; Zenner De Polanía, 1980) y en un rango de 20 metros por mes en cultivo de caña de azúcar (Arcila y Quintero, 2005; Gómez, 1999).

Wang et al., (2016), publicó que poblaciones invasoras de esta hormiga en Texas se extendieron a un ritmo de 20 a 30 metros por mes durante el 2002 al 2006.

#### **2.4.2 Reproducción.**

Las reinas y los machos conforman la casta reproductiva (Oviedo y Bolaños, 2018). Las reinas utilizan feromonas para atraer a los machos voladores dentro del nido donde ocurre la copulación. Este comportamiento minimiza el riesgo de depredación durante el vuelo nupcial. Tras la cópula, la reina comienza a poner huevecillos, de los cuales los fecundados se convierten en hembras (obreras o reinas) y los no fecundados en machos. La reina o las reinas, acompañadas de un grupo de obreras, salen del nido para fundar uno nuevo.

Los machos alados son activos durante todo el año, con un incremento en su número durante el verano. Mientras que las hembras aladas se generan una vez al año, a finales del verano, aunque aún no se ha confirmado su actividad de vuelo. Las colonias de esta especie de hormiga son poligínicas, por eso cuentan con varias reinas fértiles, lo que favorece el crecimiento poblacional (Aldana et al., 1995; Oviedo y Bolaños, 2018). No hay agresividad entre nidos adyacentes, por lo que se caracterizan como unicoloniales. En general, el notable éxito de estas hormigas a la hora de colonizar nuevos hábitats se debe a su gran adaptabilidad.

### **2.4.3 Hábitat.**

Según Gordón (2021) estas hormigas construyen dos tipos de nidos, uno es el transitorio, en general encontrado en áreas recientemente invadidas, donde solo alberga obreras y larvas, haciéndolos más prácticos para la expansión de su rango. El otro es el permanente que se localizan en áreas bien drenadas abarcando hasta un metro cuadrado; en estos nidos se encuentran todas las castas y etapas de vida, y los individuos inmaduros pueden estar a profundidades de hasta 40 cm bajo la superficie del suelo.

Los nidos transitorios se hallan principalmente en grietas del suelo y debajo de la hojarasca, por su parte los nidos permanentes suelen ubicarse en las raíces de plantas, en la base de árboles y en los tallos de plátano (Arcila y Quintero, 2005).

#### **2.4.4 Alimentación.**

La alimentación de esta hormiga de acuerdo con Arcila y Quintero (2005) se compone de una parte líquida que puede ser lo que expulsan los homópteros una vez absorben la savia de las plantas y de los exudados de algunas especies vegetales. Según Oviedo y Bolaños (2018), también consumen jugos de frutas y néctar de flores. Asimismo, existe una parte sólida que compone su alimentación basada en proteínas de origen animal que obtienen de insectos, aves, animales domésticos, serpientes y lagartijas.

#### **2.4.5 Interacción con otros insectos.**

Esta hormiga presenta una relación simbiótica con ciertos insectos fitófagos como los áfidos, las moscas blancas, las escamas y cochinillas, considerados como plagas en cultivos de cacao, café, caña de azúcar, cítricos, frutales, plantas ornamentales, pastizales ganaderos, plátano, yuca, entre otros. Las hormigas se benefician de estos insectos utilizando sus excrementos azucarados como fuentes de alimento, en tanto los fitófagos se benefician al recibir la protección de las hormigas contra sus enemigos naturales. Al estar resguardadas, estas plagas pueden multiplicarse sin restricciones en las plantas, a lo que chupan su savia y promueven la formación de fumagina (Aldana et al., 1995; De Jesús, 2016; McDonald, 2012; Wetterer et al., 2014).

Para Pimentel et al., (1997), donde invade la hormiga loca se produce un impacto ecológico al atacar y desplazar a los invertebrados dando ocasionando el empobrecimiento de la entomofauna del suelo. Esto a largo plazo afecta la productividad de los ecosistemas, tanto agrícolas como forestales, ya que la actividad de los invertebrados es fundamental para la redistribución de nutrientes, la aireación y la formación del suelo, así como para mejorar las tasas de infiltración de agua.

## **2.5 Importancia económica en la agricultura.**

Nieves (1999); Arcila y Quintero (2005), manifiestan que, en caña de azúcar debido a la llegada de esta especie, anualmente se están perdiendo 825,963.60 dólares estadounidenses en esta industria. Los perjuicios reportados se deben al crecimiento de fumagina que logra causar pérdidas de hasta un 100% y por el ataque de insectos chupadores que puede reducir la producción en un 60%. Las obreras son atraídas por las partes dulces de las plantas, como los nectarios florales y extraflorales, igualmente por las frutas muy maduras. Esto las lleva a invadir estas partes, por lo tanto, representa una amenaza antes de la cosecha.

Otro punto señalado por Nieves (1999), es que, en los campos agrícolas a causa de la segregación de ácido fórmico los jornaleros sufren molestias y padecen de fuertes dolores en aquellas partes del cuerpo donde tienen heridas abiertas Todo esto trae consigo que bajen su rendimiento en la jornada y requieran más tiempo para culminar una labor, aumentándose así el costo de producción.

## 2.6 Enemigos naturales.

Según Wang et al., (2016), se han identificado varios enemigos naturales que atacan a esta hormiga, uno de ellos es la mosca *Pseudacteon convexicauda* (Borgmeier, 1925) (Diptera: Phoridae), que parasita a *N. fulva* en Brasil y Argentina. Las moscas de la familia phoridae son enemigos naturales efectivos contra las hormigas y muchas son específicas de un género de hormiga en particular. Gomila et al., (2017) afirman que el ciclo de vida de este parasitoide es de 35 días.

Por otra parte, Plowes et al., (2015) indican que se ha encontrado una especie de parásito microsporidiano conocido como *Myrmecomorba nylanderiae* (Plowes, Becnel, LeBrun, Oi, Valles, Jones y Gilbert, 2015) (Enterocytozoonida: Tuzetellidae). Ha infectado poblaciones de la hormiga en Texas, Florida y St. Croix en las Islas Vírgenes de EE. UU. Este microorganismo produce tres tipos de esporas que infectan los cuerpos grasos de todas las etapas de vida de la hormiga. Las altas tasas de infección observadas en todas las poblaciones examinadas sugieren que el microsporidium se transmite fácilmente entre los individuos de las supercolonias polidomos. Aunque la mortalidad por *M. nylanderiae* no se ha estudiado a nivel de colonia, se observó melanización reducida y membranas intersegmentarias expandidas en infectados.

El estudio de Fernández et al., (2019), señalan que una especie de la misma familia de *N. fulva*, en este caso la especie *Atta cephalotes* (Linnaeus, 1758) (Hymenoptera: Formicidae) es susceptible al hongo entomopatógeno *Beauveria bassiana* (Bals. - Criv.) Vuill., 1912. (Hypocreales: Cordycipitaceae) dando a entender que este hongo presenta potencial como enemigo natural de la hormiga loca.

Valles et al., (2016) aislaron y caracterizaron la secuencia de polinucleótidos y aminoácidos de un nuevo virus capaz de infectar a la hormiga loca. Este virus está presente en las poblaciones de hormigas en Argentina, pero está ausente en las poblaciones de los Estados Unidos, y se cree que es relativamente específico del huésped, manifestando gran potencial de ser desarrollado para su uso como biopesticida. Otros entomopatógenos y virus que infectan en América del Sur también pueden tener valor como agentes biocontroladores de esta hormiga.

Arcila y Quintero (2005), reportan al ácaro *Macrodynichus sellnicki* (Hirschmann, 1975) (Ácaro: Uropodidae) parasitando pupas de la hormiga *N. fulva*. Pero hasta el momento, el ácaro no se ha podido reproducir masivamente en condiciones de laboratorio, imposibilitándose las liberaciones inoculativas y su aprovechamiento como posible controlador biológico.

### 3. MATERIALES Y MÉTODOS.

#### 3.1 Localización del área de estudio.

Las muestras fueron tomadas en fincas ubicadas en el corregimiento de Tinajas, distrito de Dolega, provincia de Chiriquí, durante el periodo comprendido de agosto 2023 hasta enero 2024. Los datos de la zona y el productor se presentan en el cuadro 1.

**CUADRO 1: ZONA, PRODUCTOR, UBICACIÓN GEOGRÁFICA, ALTURA Y CULTIVO DONDE SE REALIZARON LOS MUESTREOS. TINAJAS, DISTRITO DE DOLEGA. 2023-24.**

Zona	Productor	Latitud <sup>1</sup> Norte	Longitud <sup>1</sup> Oeste	Altura <sup>1</sup> msnm	Cultivo
A	José De la Rosa	8° 33' 58.4334"	82° 27' 55.7546"	313	Caña de azúcar
B	José De la Rosa	8° 34' 2.39376"	82° 27' 58.0669"	320	Caña de azúcar; Plátano
C	Ignacio Martínez	8° 33' 39.6108"	82° 27' 42.858"	296	Caña de azúcar; Maíz; Yuca
D	Iván Saldaña	8° 33' 40.6630"	82° 27' 43.2655"	296	Caña de azúcar; Maíz; Yuca; Plátano

<sup>1</sup>Fuente: Mis Coordenadas GPS (App).

Las muestras se tomaron de cuatro zonas en las fincas de los productores José De la Rosa, Ignacio Martínez e Iván Saldaña cultivadas con caña de azúcar (*Saccharum officinarum*), maíz (*Zea mays*), yuca (*Manihot esculenta*) y plátano (*Musa paradisiaca*), ubicadas a una altura entre 296 msnm y 320 msnm (Cuadro 1).

En las figuras 1 y 2, se presenta una vista aérea de las zonas de muestreo de la finca de los productores De La Rosa, Martínez y Saldaña.



Figura 1. Finca de caña de azúcar (Zona A) y plátano (Zona B) del productor José De La Rosa. Fuente: (Web: earth.google.com).



Figura 2. Finca de los productores Ignacio Martínez (C) e Iván Saldaña (D) Fuente: (Web: earth.google.com).

### 3.2 Información meteorológica.

En el cuadro 2 se observa que la precipitación promedio anual fue de 321 mm. La temperatura promedio diaria máxima fue de 31°C en los primeros meses del año, con una humedad relativa de 55% y 29°C durante los meses de mayo a diciembre con una humedad relativa promedio de 75%.

**CUADRO 2. PRECIPITACIÓN, TEMPERATURA, HUMEDAD RELATIVA DEL ÁREA DE ESTUDIO. CORREGIMIENTO DE TINAJAS, 2023.**

Información	Características	Fuente
Precipitación	El promedio anual fue de 321 mm. Los meses de menor precipitación fueron de enero a abril, y los de mayor precipitación de mayo a diciembre.	Estación meteorológica Dolega (Pueblo Nuevo) (108-011) del IMPHA (Instituto de Meteorología e Hidrología de Panamá)
Temperatura	La mayor temperatura se presentó de febrero a abril, con temperatura máxima promedio diario de 31°C. La menor temperatura fue de agosto a diciembre, con temperatura máxima promedio diario de 29°C.	Weather Spark
Humedad relativa	En los meses de enero a abril la humedad relativa se mantuvo en un promedio de 55%, y de mayo a diciembre con un promedio de 75%.	

### 3.3 Identificación de *N. fulva* procedente del área de estudio.

Durante el reconocimiento del área de estudio se capturaron varios especímenes de hormigas tanto inmaduros como adultos que fueron trasladados hasta el laboratorio de Parasitología en Boquete para ser observados a detalle utilizando un estereoscopio

Leica binocular con cámara integrada. Con la información publicada por Flores (2016) y Cambra (2022) referente a la identificación de *N. fulva*, se compararon las características observadas en los especímenes colectados y se logró confirmar que se trataban de la especie en estudio. Con esta data se da inicio al establecimiento de los diferentes bioensayos.

En la figura 3, se logran observar algunas características distintivas de la hormiga loca, como el peciolo de un segmento y las setas arregladas en pares que cubren el dorso de la cabeza y el cuerpo.



Figura 3. Fotografía capturada en el laboratorio mostrando algunas características típicas de la hormiga loca. Peciolo con un (1) segmento (b); dorso de cabeza (a) y cuerpo (c) con setas gruesas arregladas en pares. Aumento 30x (Foto® Aguilar E.)

### **3.4 Identificación de depredadores.**

#### **3.4.1 Toma de muestras de insectos.**

De cada zona de muestreo se colectaron cuatro muestras de suelo de aproximadamente quince centímetros de profundidad. Las muestras se colectaron de forma aleatoria y con la ayuda de un palín de jardinería se tomaron las muestras y se depositaron dentro de bolsas de papel manila debidamente rotuladas. Estas muestras se trasladaron en bolsas negras para evitar el efecto de los rayos de sol hasta el laboratorio de parasitología en Boquete.

#### **3.4.2 Procesamiento de muestras.**

##### **3.4.2.1 Extracción de ácaros depredadores del suelo.**

El procesamiento de las muestras de suelo se realizó utilizando embudos de Berlesse (Figura 4) se trata de un embudo de metal, que en la parte superior lleva una tapa similar a un embudo invertido con una bombilla de 25 watts que proporciona luz y calor a las muestras, provocando la migración de los artrópodos existentes en el suelo y su caída a un vaso químico que contiene alcohol al 70%.



Figura 4. Embudos de Berlesse dentro del proceso de extracción de micro-artrópodos.  
(Foto© Aguilar E.)

Se utilizó la metodología propuesta por Rosales et al., (2008) donde cada muestra de suelo fue colocada con cuidado sobre una malla de cuadros finos, evitando ser disturbada, seguidamente se colocó dentro del embudo (Figura 5), se cubrió con una tapa del mismo metal que contenía una bombilla de 25 watt por un periodo de seis (6) días. Luego de este tiempo los micro-artrópodos que cayeron en el vaso químico con alcohol conformaron la muestra del estudio.

Cabe resaltar, que al final la extracción de los micro-artrópodos del suelo se produjo por el efecto del calor y la luz, que obligó a estos a desplazarse hacia abajo cayendo en el alcohol contenido en el vaso químico.



Figura 5. Muestra de suelo colocada en el embudo de Berlesse. (Foto® Aguilar E.)

Para la extracción y separación de los micro-artrópodos vertidos en la muestra en alcohol, se utilizó un vidrio Siracusa previamente rayado en la parte inferior para facilitar el conteo, y la separación de los especímenes.

Luego se procedió a observar en el estereoscopio binocular (aumento 40x), los micro-artrópodos vertidos en las muestras para separarlos por formas en diferentes viales, utilizando pinceles número 00 para su manipulación. Cada vial fue rotulado con la información de la muestra (fecha, lugar de colecta, cultivo).

### **3.4.3 Preparación y montaje semipermanente.**

Para el montaje de ácaros, se utilizó uno semipermanente, de acuerdo a la metodología propuesta por Doreste (1993) que consiste en utilizar la solución de Hoyer para realizar los montajes.

En el proceso de la preparación de la solución de Hoyer se colocó un vaso químico de 200 ml con 50 ml de agua destilada sobre un plato calentador, luego, a este vaso se le agregaron 30 g de goma arábica y al cabo de unos minutos cuando pasó a estado líquido, se le añadieron 200 g de hidrato de cloral y por último 20 ml de glicerina. Esta mezcla se homogenizó y se dejó enfriar hasta llegar a temperatura ambiente para ser utilizada.

Para los montajes de ácaros, se tomaron tres gotas de la solución de Hoyer y se colocaron sobre un portaobjeto, con la ayuda de un pincel N°00 se situaron los ácaros de manera ventral y dorsal en el portaobjeto, ubicando luego el cubreobjeto tratando con cuidado de evitar pequeñas bolsas de aire y se flamearon brevemente para que el ácaro tomara su lugar. Posteriormente el efecto del hidrato de cloral logró extraer el contenido del cuerpo de los ácaros (clarificación) hasta quedar transparentes y proceder a la fijación con esmalte de uñas.

Después de 24 horas cuando los montajes ya estaban fijos, se observaron las estructuras y setas de los ácaros con un microscopio para lograr la identificación con las claves de Krantz y Walter (2009).

### **3.5 Determinación de la presencia de parasitoides.**

#### **3.5.1 Toma de muestras.**

Para esta actividad las muestras fueron colectadas en envases de un galón con tapa, a estas tapas se le hizo una abertura de cinco centímetros de diámetro y se les instaló una malla de tull que permitió la entrada de aire en el envase y evitó la salida de cualquier insecto volador del interior (Figura 6).



Figura 6. Envases de un (1) galones adaptados para el bioensayo de determinación de parasitoides. (Foto® Aguilar E.)

En total fueron utilizados doce de estos envases. Seis envases se destinaron para el hábitat en los plátanos y otros seis al hábitat en la caña de azúcar. En cada hábitat de caña de azúcar y plátano se tomaron dos muestras de adultos, dos de larvas y pupas y dos muestras con huevecillos.

En la recolección de adultos, se utilizaron trampas que consistían en recipientes de 200 ml con un trozo de salchicha como atrayente; a los 20 minutos, las hormigas que se encontraron en el recipiente se trasladaron a otro recipiente de un galón (Figura 7).



Figura 7. Transferencia de los adultos al envase de un (1) galón.  
(Foto® Aguilar E.)



Figura 8. Hormigas cargando en sus bocas inmaduros (larvas y pupas).  
(Foto® Aguilar E.)

Las muestras de larvas y pupas se vertieron en un solo envase con algunas hormigas adultas, ya que estas hormigas en sus nidos tenían la particularidad de que cuando sentían disturbios cargaban los estadios de larva y pupa fuera del nido dejando solo los huevecillos en el área (Figura 8).

Las muestras consistían en cortar un pedazo de la bráctea de la caña y otro de pseudotallo de plátano; ambos funcionaron como una plataforma para que las hormigas subieran cargando a los inmaduros en sus bocas al situarse cerca del centro del nido, y posteriormente se ubicaron en los recipientes que habían sido previamente adaptados.

Al final cuando las hormigas emigraban con los inmaduros fuera del nido, solo quedaron en el interior los huevecillos; estos tenían forma de pequeños puntos blancos. Para ser colectados se recortó una sección del pseudotallo donde se encontraron y se introdujeron dentro de los envases (Figura 9).



Figura 9. Introducción del pseudotallo con huevecillos en el envase para su traslado al laboratorio. (Foto® Aguilar E.)

En cada envase se agregó material del hábitat para asemejar la condición natural a los especímenes que se encontraron dentro. Todos fueron trasladados hasta el laboratorio de parasitología en Boquete.

### 3.5.2 Bioensayo para emergencia de parasitoides.

El bioensayo para la emergencia de parasitoides se realizó en el laboratorio de Parasitología del Instituto de Innovación Agropecuaria de Panamá, Subcentro de Alto Boquete. Se utilizó un DCA (Diseño Completamente al Azar), con tres tratamientos y cuatro repeticiones (Cuadro 3).

**CUADRO 3. REPETICIONES DE TRATAMIENTOS, ESTADO DE DESARROLLO Y HÁBITAT EN EL BIOENSAYO PARA LA EMERGENCIA DE PARASITOIDES.**

Tratamientos/ Repeticiones	Estado de desarrollo	Hábitat
101	Larvas y pupas	Caña de azúcar
102	Larvas y pupas	Plátano
103	Larvas y pupas	Caña de azúcar
104	Larvas y pupas	Plátano
201	Huevecillos	Caña de azúcar
202	Huevecillos	Plátano
203	Huevecillos	Caña de azúcar
204	Huevecillos	Plátano
301	Adultos	Caña de azúcar
302	Adultos	Plátano
303	Adultos	Caña de azúcar
304	Adultos	Plátano

En el cuadro 3 se presentan los tratamientos usados (estado de desarrollo) y el hábitat, para determinar la emergencia de parasitoides de la hormiga loca. Según el estado de desarrollo: el tratamiento 1 correspondió a larvas y pupas; el tratamiento 2 a huevecillos y el tratamiento 3 a adultos.

Los envases se ordenaron en cuatro (4) columnas y tres (3) filas. En total cada tratamiento tiene cuatro (4) repeticiones. Fueron observados por 35 días seguidos, con la intención de detectar algún organismo que hubiera podido emerger dentro de algún envase (Figura 10).



Figura 10. Captura del insecto emergido en el tratamiento de huevecillos. (Foto® Aguilar E.)

### 3.6 Detección de hongos entomopatógenos.

#### 3.6.1 Toma de muestras.

En las diferentes zonas de muestreo se realizaron recorridos en búsqueda de insectos muertos, micosados y no micosados (Figura 11). Los insectos encontrados en campo se colocaron dentro de bolsas plásticas con cierre hermético con su respectiva información de colecta, para ser trasladados hasta el laboratorio de parasitología en Boquete. Estas bolsas se alojaron a su vez, en bolsas negras para evitar su contacto con la luz del sol.



Figura 11. Insecto muerto no micosado sobre una bráctea de caña de azúcar (Foto® Aguilar E.)

### 3.6.2 Desarrollo de hongos.

Para favorecer el desarrollo de los hongos sobre los insectos se acomodaron dentro de cámaras húmedas. Estas cámaras consistían en platos Petri con papeles filtros húmedos con una solución de cloranfenicol 0.25 g/ 100 ml de agua destilada estéril (ADE) (Figura 12).

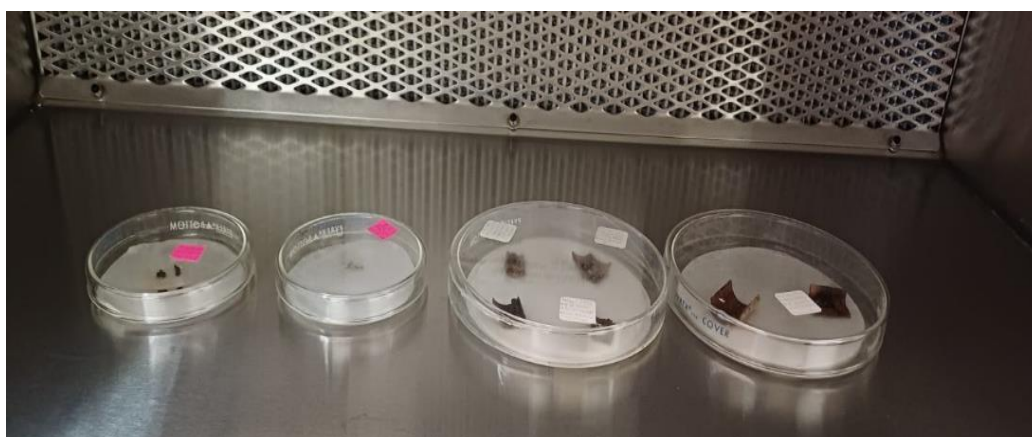


Figura 12. Cámaras húmedas para favorecer el desarrollo de hongos. (Foto® Aguilar E.)

En este procedimiento fueron adaptadas las metodologías de Cañedo y Ames (2004) y Vélez (1997). Antes de ser introducidos los insectos dentro de las cámaras, primero, se desinfectaron por cinco minutos con una solución de hipoclorito de sodio al 0.5%, la cual fue preparada a partir de un producto comercial de NaClO al 5.25%. Después de cinco minutos en la solución desinfectante, los insectos fueron lavados tres veces con agua destilada estéril para eliminar el residuo de cloro y, seguidamente, se colocaron en las cámaras húmedas.

### **3.6.3 Preparación de medios de cultivo.**

El medio utilizado para el aislamiento de los hongos obtenidos en los insectos muertos fue el PDAA (Papa Dextrosa Agar Acidificado). El procedimiento utilizado fue el siguiente: se agregaron 500 ml de ADE en un Erlenmeyer de 1000 ml, este fue situado sobre un plato caliente donde se agitaba el agua hasta alcanzar una temperatura por encima de 50°C, y a esto se le agregaron 39 g de Papa Dextrosa Agar (PDA).

Para favorecer la homogenización de la solución, se activó el girador magnético y a medida que se iba disolviendo el agar, se iba agregando más cantidad de ADE hasta completar un volumen final de 1000 ml. Una vez la solución se tornó de un color ámbar totalmente homogéneo, se dividió el contenido en dos Erlenmeyer de 500 ml para ser colocados dentro de la autoclave a una temperatura de 121°C y 15 libras de presión por 15 a 20 minutos.

Antes de iniciar con el proceso de vertido del medio en platos Petri, primero la cámara de flujo laminar se desinfectó con alcohol al 95° y luz UV (tipo de luz ultravioleta). Además, todo material antes de ser introducido dentro de la cámara desinfectada fue asperjado con alcohol al 95° para evitar contaminaciones.

Una vez el medio de cultivo dentro del Erlenmeyer llegó a una temperatura promedio de 40°C a 50°C dentro de la cámara, se inició la transferencia del Erlenmeyer a los platos Petri agregándose 15 ml del medio en cada plato.

Para acidificar el medio contenido en los platos Petri fueron agregados a cada uno tres gotas de ácido láctico, de acuerdo con la metodología de Cañedo y Ames (2004). Los platos con el medio se dejaron solidificar en la cámara de flujo laminar, y se sellaron con papel parafinado en los bordes para ser trasladados al interior de una refrigeradora, donde se conservaron hasta el momento en que serían utilizados.

#### **3.6.4 Aislamiento y purificación de hongos.**

Este procedimiento se realizó dentro de la cámara de flujo laminar previamente desinfectada y esterilizada con rayos UV. Todos los materiales utilizados fueron asperjados con alcohol al 95° antes de ser introducidos dentro de la cámara.

Para el aislamiento se tomó una porción del micelio desarrollado sobre el insecto en las cámaras húmedas y se colocó en el centro del plato Petri con el medio PDAA. Para asegurar que no hubiera contaminación en las muestras, por cada aislamiento de cada insecto se utilizó una navaja estéril diferente. Cada plato al final del proceso fue sellado con papel parafinado y colocado dentro de una incubadora a temperatura ambiente.

Al cabo de cinco días, cuando se observó un crecimiento de micelio amplio en los medios, se inició el proceso para obtener cultivos monospóricos (Figura 13). Este proceso se llevó a cabo dentro de la cámara de flujo laminar, y se basó en raspar una pequeña porción del micelio aislado y transferirlo a un nuevo plato Petri. Luego de cinco días, si el micelio crecía con el mismo patrón, con la misma textura, color y las mismas características microscópicas, el hongo se catalogaba como puro.

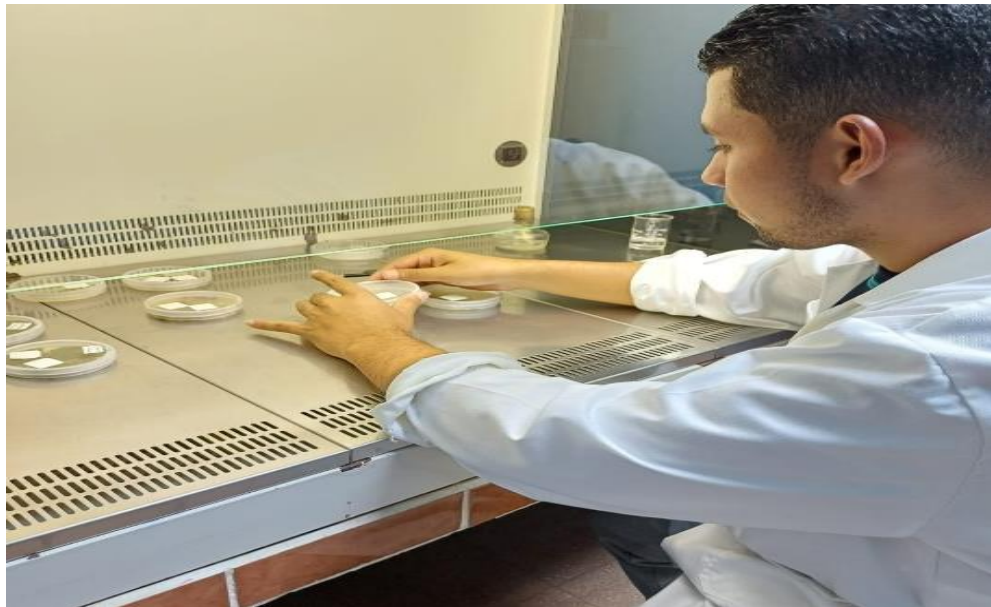


Figura 13. Proceso de purificación de hongos dentro de la cámara de flujo laminar. (Foto® Aguilar E.)

A cada uno de estos se le tomaron los datos macrométricos, sobre su apariencia, crecimiento, fotografías de sus estructuras (micelio, conidias), para ser utilizados como referencia para su identificación.

### 3.7 Determinación de la susceptibilidad de *N. fulva* a distintas concentraciones del hongo *B. bassiana*.

#### 3.7.1 Colecta del material biológico y suspensión madre.

Las hormigas para el bioensayo se colectaron en la zona B de muestreo. En este caso fueron utilizados envases de 200 ml, a los cuales en su interior se les dejó salchicha, como atrayente para la hormiga (Figura 14). Estos envases se distribuyeron en el campo a una distancia de 20 metros a una profundidad de 10 cm. En el suelo permanecieron abiertos por 20 minutos para que las hormigas ingresaran. Al cabo de este tiempo fueron cerrados y transportados al laboratorio de parasitología en Boquete.



Figura 14. Trampa para captura de la hormiga *N. fulva*, utilizando como atrayente un trozo de salchicha (Foto® Aguilar E.)

Se utilizó el hongo entomopatógeno *B. bassiana* cepa 1350 reproducido en sustrato de arroz, procedente del laboratorio de biocontroladores del IDIAP en Río Sereno. El proceso inició preparando la suspensión madre de la siguiente manera: en un vaso químico de 2000 ml se depositó el contenido de una bolsa de propileno que contenía el hongo *B. bassiana* en sustrato de arroz (200 g), más 700 ml de agua destilada y un mililitro de Tween 80 (Figura 15). Se mezclaron los ingredientes hasta obtener la suspensión del hongo.



Figura 15. Preparación de la suspensión madre con *B. bassiana* en sustrato arroz (Foto® Aguilar E.)

### 3.7.2 Instalación del bioensayo con el hongo entomopatógeno *B. bassiana*.

Una vez obtenida la suspensión madre del hongo se prepararon diluciones en concentraciones de 20%, 30%, 40%, 50%, 60%, 80% y 100% que representaban los tratamientos.

En el cuadro 4, es presentado detalladamente el contenido de cada tratamiento.

**CUADRO 4. NÚMERO DE TRATAMIENTO, VOLUMEN DE LA SUSPENSIÓN MADRE, VOLUMEN ADE, CONCENTRACIÓN EN %. BOQUETE.**

N° de tratamiento	Volumen de suspensión madre (ml)	Volumen ADE (ml)	Concentración (%)
01	20	80	20
02	30	70	30
03	40	60	40
04	50	50	50
05	60	40	60
06	80	20	80
07	100	0	100

Para exponer a las hormigas ante las concentraciones del hongo *B. bassiana* se utilizó la técnica de inmersión. Las hormigas tratadas fueron acomodados en platos Petri a incubación por diez días.

En la determinación del número de conidias de cada tratamiento se utilizó la técnica propuesta por Vélez et al., (1997), que consistió en tomar 10 ml de cada concentración y a través de diluciones seriadas se llevó a una concentración de  $10^{-4}$ . El conteo de conidias se realizó en una cámara de Neubauer.

Para obtener las diluciones seriadas al contenido de cada tubo de ensayo (10 ml) ( $10^0$ ) se le realizó una dilución seriada. Este procedimiento consistió en tomar un ml de la concentración y agregarle nueve ml de agua destilada en otro tubo de ensayo ( $10^{-1}$ ), seguido de esta dilución se tomó un ml y se le agregó nueve ml de agua destilada ( $10^{-2}$ ), de esta dilución se tomó un ml y se le agregaron nueve ml de agua destilada ( $10^{-3}$ )

y finalmente de esta dilución se tomó un (1) ml y se le agregaron nueve (9) ml de agua destilada para terminar con una concentración de  $10^{-4}$  (Figura 16). El conteo final de conidias se realizó con la dilución  $10^{-2}$  que fue la utilizada para calcular, a través de transformaciones, la concentración de conidias de cada tratamiento.



Figura 16. Dilución seriada utilizando un micro aplicador electrónico. (Foto® Aguilar E.)

En el cuadro 5, se presenta el registro del conteo de conidias, la sumatoria del número de conidias por tratamiento, la media y la desviación estándar con lo cual se determinó para cada porcentaje de concentración el número de conidias.ml<sup>-1</sup>

**CUADRO 5. PORCENTAJE DE CONCENTRACIÓN, NUMERO DE CONIDIAS, SUMA TOTAL, MEDIA Y DESVIACIÓN ESTANDAR DEL PORCENTAJE CONCENTRACIÓN DEL HONGO *B. bassiana* CEPA 1350. IDIAP, BOQUETE. 2024**

CONC. (%)	Número de conidias/ml de agua										Σ	μ	σ
	A1	A2	B1	B2	C1	C2	D1	D2	E1	E2			
20%	30	54	59	36	44	46	36	46	31	56	438	43.8	10.379
30%	69	47	37	58	78	65	32	50	79	54	569	56.9	16.045
40%	51	74	67	60	88	64	102	83	87	72	748	74.8	15.281
50%	75	100	61	85	95	89	73	66	106	77	827	82.7	14.810
60%	107	97	112	57	107	87	92	101	109	85	954	95.4	16.426
80%	150	110	82	104	121	135	99	124	154	116	1195	120	22.491
100%	170	165	135	110	120	109	168	135	132	150	1394	139	23.047

Transformación del % de concentración a concentración en conidias.ml<sup>-1</sup> de agua.

Con la media y la desviación estándar de cada concentración se calculó el número de conidias.ml<sup>-1</sup>. Fue utilizada la fórmula propuesta por Vélez et al., (1997).

Número promedio de esporas X Inverso de la dilución (10<sup>2</sup>) X Inverso del factor de cámara (10<sup>4</sup>) ± desv estándar = [] e/ml

En el cuadro 6, aparecen los cálculos para la concentración de conidias.ml<sup>-1</sup> de cada tratamiento utilizado en la evaluación de la patogenicidad de *B. bassiana* sobre la hormiga *N. fulva*.

**CUADRO 6. CONCENTRACIÓN EN PORCENTAJE, CÁLCULO DE LA CONCENTRACIÓN EN CONIDIAS.ML<sup>-1</sup>, MÍNIMO Y MÁXIMO.**

Conc. (%)	Estimación de la concentración	Inferior	Superior
20%	$43.8 \times 10^2 \times 10^4 = 4.38 \times 10^7 \pm 1.04 \times 10^7 = \mathbf{4.38 \times 10^7 \pm 1.04}$	$3.34 \times 10^7$	$5.42 \times 10^7$
30%	$56.9 \times 10^2 \times 10^4 = 5.69 \times 10^7 \pm 1.60 \times 10^7 = \mathbf{5.69 \times 10^7 \pm 1.60}$	$4.09 \times 10^7$	$7.29 \times 10^7$
40%	$74.8 \times 10^2 \times 10^4 = 7.48 \times 10^7 \pm 1.53 \times 10^7 = \mathbf{7.48 \times 10^7 \pm 1.53}$	$5.95 \times 10^7$	$9.01 \times 10^7$
50%	$82.7 \times 10^2 \times 10^4 = 8.27 \times 10^7 \pm 1.48 \times 10^7 = \mathbf{8.27 \times 10^7 \pm 1.48}$	$6.79 \times 10^7$	$9.75 \times 10^7$
60%	$95.4 \times 10^2 \times 10^4 = 9.54 \times 10^7 \pm 1.64 \times 10^7 = \mathbf{9.54 \times 10^7 \pm 1.64}$	$7.90 \times 10^7$	$1.12 \times 10^8$
80%	$120 \times 10^2 \times 10^4 = 1.20 \times 10^8 \pm 2.249 \times 10^7 = \mathbf{1.20 \times 10^8 \pm 2.25}$	$9.75 \times 10^7$	$1.43 \times 10^8$
100%	$139 \times 10^2 \times 10^4 = 1.39 \times 10^8 \pm 2.30 \times 10^7 = \mathbf{1.39 \times 10^8 \pm 2.30}$	$1.16 \times 10^8$	$1.62 \times 10^8$

### 3.7.3 Bioensayo.

En la evaluación de la patogenicidad de *B. bassiana* en la hormiga *N. fulva*, se utilizaron 20 individuos por concentración con una población de 300 hormigas que incluyeron al testigo con agua. Una vez tratadas las hormigas con las concentraciones a evaluar, se dejaron en incubación por diez días en un diseño completamente al azar (DCA) con siete tratamientos o concentraciones del hongo *B. bassiana* cepa 1350 y dos repeticiones (Figura 17). Se utilizó un formato de evaluación en el cual se realizó el registro de datos diarios, por 10 días.

VARIABLES POR EVALUAR: número de hormigas: muerta, con inicio de crecimiento de micelio, con cubrimiento de micelio, con inicio de esporulación, con esporulación, muertos debido al hongo y muerto por otras causas.



Figura 17. Bioensayo de Patogenicidad del hongo entomopatogeno *B. bassiana*. (Foto® Aguilar E.)

Al final de las observaciones se tomaron muestras de los crecimientos miceliales en las hormigas y se observaron al microscopio. El porcentaje de patogenicidad se calculó dividiendo el número de hormigas con esporulación entre el número de hormigas totales del bioensayo para cada tratamiento o concentración.

En el análisis de los datos se utilizó el programa estadístico SAS. Los datos obtenidos del porcentaje de patogenicidad por concentración o tratamiento fueron sometidos a un análisis de varianza y las medias se compararon utilizando la prueba de rangos múltiples de Duncan. Se determinó la  $DL_{50}$ , la  $DL_{95}$ , utilizando el programa Probit (Camacho, 1991).

## 4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

### 4.1 Identificación de depredadores.

Fueron encontrados depredadores en el suelo de cultivos de caña de azúcar, yuca, maíz y plátano, los mismos pertenecen a la Subclase Acari. Pertenecen a los órdenes Mesostigmata, Astigmata y Oribatida (Cuadro 7).

**CUADRO 7. ORDEN DE ÁCAROS ENCONTRADOS, NÚMERO TOTAL DE INDIVIDUOS, CULTIVO. LOCALIDAD DE TINAJAS, DISTRITO DE DOLEGA, 2023-24.**

Orden	Número de individuos	Cultivo
Mesostigmata	30	Caña de azúcar, yuca, maíz, plátano.
Astigmata	10	Caña de azúcar, yuca, maíz.
Oribatida	35	Caña de azúcar, yuca, maíz, plátano.

Según Esquivel et al., (2024), el grupo de ácaros Mesostigmata es el que presenta la mayor tasa de depredación, y un gran potencial para ser introducidos a programas de control biológico. Pueden alimentarse de otros ácaros que se alimentan de materia orgánica en descomposición, como los oribátidos y de algunos fitófagos como los Prostigmata y Astigmata que pueden dañar el parénquima de los tejidos vegetales (Esquivel et al., 2024).

Krantz y Walter (2009), expresan que el orden Mesostigmata, además de poseer varias especies depredadoras, también incluye otros que son fungívoros y parásitos asociados con huéspedes invertebrados y vertebrados.

Según González et al., (2004), fue encontrado un ácaro relacionado con el parasitismo de pupas de la hormiga loca. El mismo fue identificado por W. Krantz y H. Klompen como *Macrodinychus sellnicki* (Hiramatsu, 1980) (Acari: Mesostigmata: Uropodidae).

*M. sellnicki* es mirmecófilo (un mirmecófilo es un organismo que vive en asocio con hormigas); estas asociaciones pueden ser de naturaleza mutualistas o con interacciones antagónicas, como de comensalismo. Como es el caso del ácaro *M. sellnicki* que vive en asocio con la hormiga loca, pero como un ectoparásito de las pupas, a las que le succiona los líquidos internos, y mueren al emerger el adulto del ácaro (González et al., 2004). Bajo condiciones de campo, el ácaro puede presentar rangos de parasitismo entre 0 y 93%.

Antes de llegar a su estado adulto, el ácaro mesostigmata *M. sellnicki* pasa por tres estados de desarrollo: larva, protoninfa y deutoninfa. La duración de su ciclo de vida es de 30 días en promedio contabilizado desde larvas activas hasta la emergencia del adulto (González et al., 2004).

En este estudio se logró identificar cuatro especímenes con características del orden Mesostigmata (Figura 18 y 19) utilizando la clave de Krantz y Walter (2009).

También fueron identificados especímenes del orden Astigmata (Figura 20a). Krantz y Walter (2009) recalcan que la mayoría de las especies del orden Astigmatas son de vida libre. Este orden se compone de especies saprófagos (se alimentan materia orgánica en descomposición) así como hongos o bacterias, otros se han adaptado a consumir semillas o tejidos vegetales especializados como bulbos; sin embargo, se han registrado casos raros de depredación de nemátodos y huevecillos de insectos.

Existe el caso del ácaro *Tyrophagus putrescentiae* (Schrank, 1781) (Astigmatina: Acaridae), que puede alimentarse de nemátodos, así como de diferentes estadios de insectos y microorganismos (Abundes et al., 2020). Este ácaro presenta gran potencial como agente de control biológico por su buena capacidad depredadora y voracidad de nemátodos parásitos de animales, tal como la especie de nematodo parásito de animales *Haemonchus contortus* (Rudolphi, 1803) (Strongylida: Trichostrongylidae) y del nematodo fitoparásito *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935) (Tylenchida: Pratylenchidae).

Por otra parte, especies del orden Oribatida (Figura de la 20b a la 21) también fueron identificados con las claves presentadas por Krantz y Walter (2009).



Figura 18. a) Ácaro: Mesostigmata. b) Ácaro: Mesostigmata. (Foto® Aguilar E.)



Figura 19. a) Ácaro: Mesostigmata. b) Ácaro: Mesostigmata. (Foto® Aguilar E.)



Figura 20.a) Ácaro: Astigmata. b) Ácaro: Oribatida. (Foto® Aguilar E.)



Figura 21. a) Ácaro: Oribatida. b) Ácaro: Oribatida. (Foto® Aguilar E.)

**CUADRO 8. PRINCIPALES CARACTERÍSTICAS DE LOS ÓRDENES DE ÁCAROS ENCONTRADOS.**

Característica	Mesostigmata	Astigmata	Oribatida
Posición de los estigmas (poros respiratorios)	Entre el segundo y tercer par de patas.	Ausentes o muy reducidos.	Ausentes o muy rudimentarios.
Aparato respiratorio	Sistema traqueal con peritremas (poros o aberturas que ayudan al intercambio de gases)	Respiración cutánea (a través de la superficie).	Respiración cutánea.
Tipo de cuerpo	Cuerpo segmentado, con una estructura bien diferenciada.	Cuerpo blando, sin segmentación evidente.	Cuerpo esclerotizado, con segmentación clara.
Exoesqueleto	Moderadamente esclerotizado.	Cuerpo blando, sin exoesqueleto duro.	Exoesqueleto muy esclerotizado y rígido.
Patatas	Cuatro pares de patas, con especialización en los dos primeros pares.	Cuatro pares de patas, pero no tan especializadas.	Cuatro pares de patas, con adaptación a la vida terrestre.
Aparato bucal	Quelíceros robustos, puntiagudas, para perforar y succionar líquidos.	Quelíceros adaptados para raspar o succionar materia orgánica.	Quelíceros adaptados para raspar y succionar material vegetal o detritos.
Modo de vida	Predadores o parásitos.	Saprófitos o parásitos.	Saprófitos, descomponedores, en su mayoría terrestres.
Desarrollo	Desarrollo directo, con una fase larval activa.	Desarrollo directo, sin fase larval compleja.	Desarrollo directo, sin metamorfosis compleja.
Ojos	Ojos simples o en algunos casos rudimentarios.	Generalmente sin ojos complejos.	Sin ojos complejos, algunos con ocelos.
Especialización en el hábitat	Adaptados a ambientes que requieren movilidad (por ejemplo, sobre plantas, animales).	Adaptados a ambientes cerrados y especializados, como la piel o el material orgánico en descomposición.	Adaptados a ambientes húmedos terrestres, como hojarasca, musgos, líquenes.
Ejemplo de algunas familias	Ologamasidae, Uropodidae, Trachyuropodidae, Parasitidae	Acaridae	Galumnidae, Scheloribatidae, Trhypochthonidae.

Fuentes: Krantz y Walter (2009); Marín (2013); Moraza y Balanzategui (2015); Moreno (2015); Iturrondobeitia y Subías (2015).

## 4.2 Determinación de parasitoides.

Se encontraron moscas de las familias Ulidiidae y Pysichodidae en los estadios de larva y pupa de la hormiga loca, así como en huevecillos; sin embargo, estas moscas no son consideradas como parasitoides (Triplehorn y Johnson 2004).

En el cuadro 9, se presenta la procedencia de los insectos emergidos en los estadios de desarrollo de *N. fulva*.

**CUADRO 9. OBSERVACIONES EN LOS TRATAMIENTOS DEL BIOENSAYO PARA LA DETERMINACIÓN DE PARASITOIDES.**

Procedencia	Estado de desarrollo	Emergencia	Presencia <sup>1/</sup>	Cantidad
Caña de Azúcar	Larva y Pupa	NO	-	-
Plátano	Larva y Pupa	SI	Ulidiidae	1
Caña de azúcar	Larva y Pupa	NO	-	-
Plátano	Larva y Pupa	SI	Pysichodidae	2
Caña de Azúcar	Huevecillo	NO	-	-
Plátano	Huevecillo	SI	Ulidiidae	1
Caña de azúcar	Huevecillo	NO	-	-
Plátano	Huevecillo	SI	Ulidiidae	2
Caña de Azúcar	Adulto	NO	-	-
Plátano	Adulto	NO	-	-
Caña de azúcar	Adulto	NO	-	-
Plátano	Adulto	NO	-	-

Nota: Procedencia: cultivo; Estado de desarrollo: de la hormiga, Emergencia: de insectos voladores no hormigas; <sup>1/</sup>Presencia: Moscas emergidas de las familias Ulidiidae y Pysichodidae.

La totalidad de emergencias fueron dadas en el hábitat de plátano (Cuadro 9). Este hábitat mantenía un entorno más húmedo que el de la caña de azúcar. Según Buxton (1932), la relación de un insecto con la humedad es muy precisa, cuanto esta sea mayor es mejor.

Muchos insectos producen normalmente sus huevecillos en lugares donde la humedad es muy alta, ya que, de lo contrario una humedad baja puede ocasionar la muerte del embrión dentro del huevecillo y otras veces la cáscara se vuelve tan dura que la eclosión se vuelve imposible (Buxton, 1932; Giraldo, 2018).

En el cuadro 10, se observan las familias y el rol en el ecosistema de los dípteros emergidos a lo largo del bioensayo.

**CUADRO 10. ORDEN, FAMILIA, CARACTERÍSTICA Y ROL EN EL ECOSISTEMA DE LOS INSECTOS EMERGIDOS.**

Orden	Familia	Característica distintiva	Rol en el ecosistema
Diptera	Ulidiidae	Cuerpos pequeños, con alas que pueden mostrar patrones complejos o bandas.	Las larvas suelen alimentarse de tejidos de frutas, flores, o materiales orgánicos en descomposición.
	Psychodidae	Cuerpos delgados y a menudo peludos, alas más largas que el tórax con postura de reposo casi vertical que le da apariencia de una pequeña polilla.	Sus larvas se desarrollan en ambientes húmedos y nutritivos, donde se alimentan de materia orgánica en descomposición.

Fuente: Triplehorn y Johnson (2004); Zumbado y Azofeifa (2018); Elgueta y Ježek (2014).

#### 4.2.1 Familia Ulidiidae.

En la Figura (22a) se muestra a un díptero de la familia Ulidiidae, género *Euxesta* extraído del texto de Triplehorn y Johnson (2004).

Esta familia de moscas se caracteriza por poseer patrones de manchas en las alas, estas bien desarrolladas, redondeadas en el ápice, más larga que el tórax y casi siempre con venas cruzadas más allá de la base del ala.

Respecto a la venación de esta familia (Figura 22b), la Sc se encuentra apicalmente doblada hacia C generalmente alcanzándolo, en un ángulo menos abrupto. C entero, roto solo cerca del final de Sc; variable postvertical, R, celda cerrada o muy estrechada apicalmente.

Lado anterior de la célula anal menos de una cuarta parte del largo del lado posterior de la célula distal; cerdas esternopleurales generalmente presentes en R, desnuda o setulosa superior. Forma del cuerpo y piernas variables.

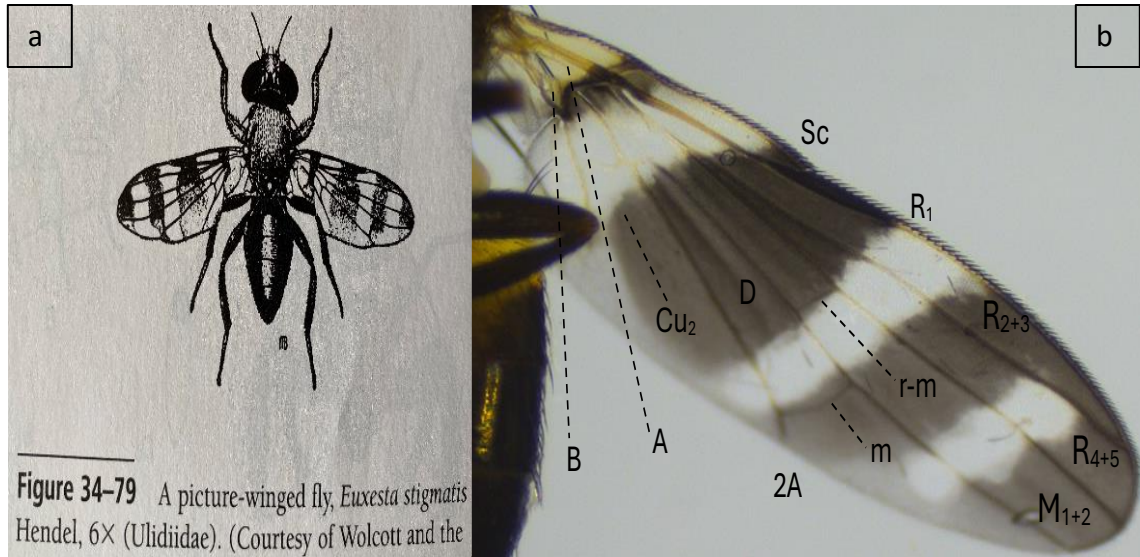


Figura 22 (a y b). (a) Díptero de la familia Ulidiidae, género *Euxesta*, fuente: Triplehorn y Johnson (2004). (b) Venación del ala, Sc subcostal, R<sub>1</sub> primera longitudinal, R<sub>2+3</sub> segunda longitudinal, R<sub>4+5</sub> tercera longitudinal, M<sub>1+2</sub> cuarta longitudinal, r-m vena cruzada anterior, m vena cruzada posterior, D distal, 2A axilar, Cu<sub>2</sub> quinta longitudinal, B células basales, A célula anal. (Foto b© Aguilar E.)

La Empodia (Figura 23a) se encuentra en forma de cerdas o ausente, tarso con no más de dos almohadillas. Antenas (Figuras 23b, 24a) de cinco o menos (generalmente 3) segmentos, el tercer segmento a veces anulado que parece dividido en subsegmentos, pero no tan distinto como los 3 segmentos antenales principales, a menudo con un estilo terminal dorsal o arista, esta presenta variabilidad en el tamaño, la forma y los colores.

Tibias (Figura 24b) generalmente sin cerdas dorsales preapicales; si tales cerdas están presentes, entonces el ovopositor es largo y esclerotizado.

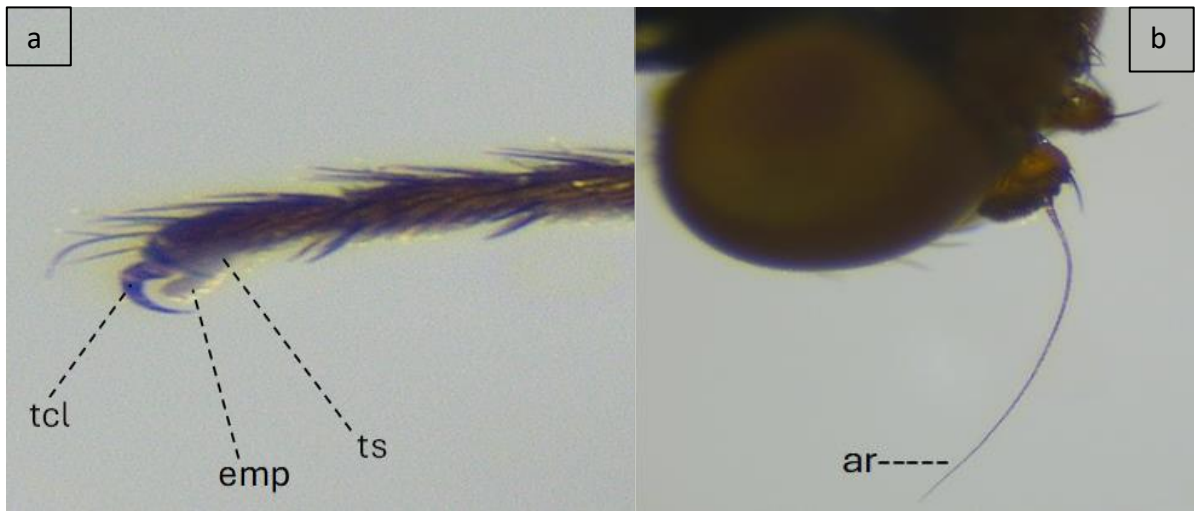


Figura 23 (a y b). (a) extremo de la pata, Tcl garra tarsal, emp empodium, ts último segmento tarsal. (b) Ar arista en la parte de la cabeza. (Foto a y b<sup>©</sup> Aguilar E.)

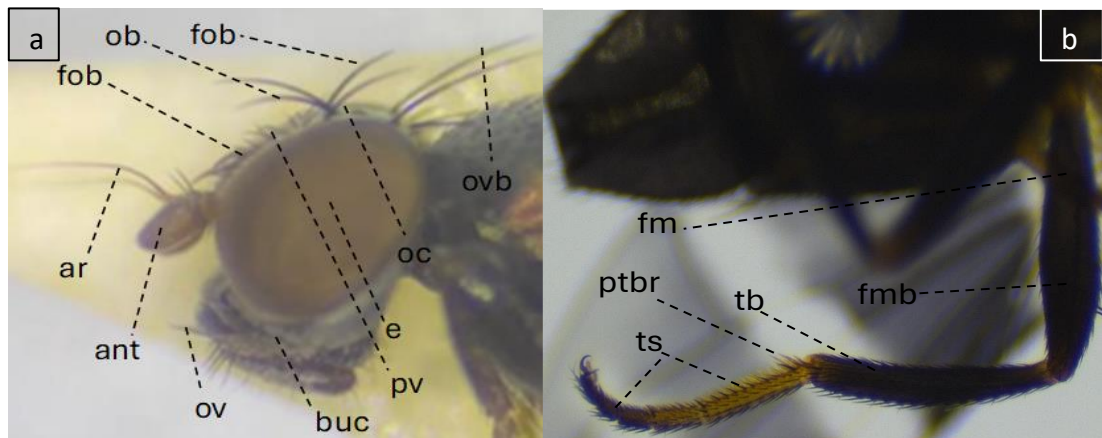


Figura 24 (a y b). (a) Ar arista, ant antena, ov vibrisas orbitales, buc boca, pv cerdas post-verticales, e ojo compuesto, oc ocelar, ovb cerda exterior vertical, fob cerdas fronto-orbitales, ob cerda ocelar. (b) Fm fémur, fmb cerda femoral, tb tibia, ptbr cerdas tibiales prepicales, ts tarso. (Foto a y b<sup>©</sup> Aguilar E.)

Esta especie cuenta con halterios (Figura 25a) y cinco segmentos tarsales (Figura 25b).

En las figuras 26a y 26b se logra observar al díptero completo, con sus colores naturales (26a) y las partes descritas (26b).

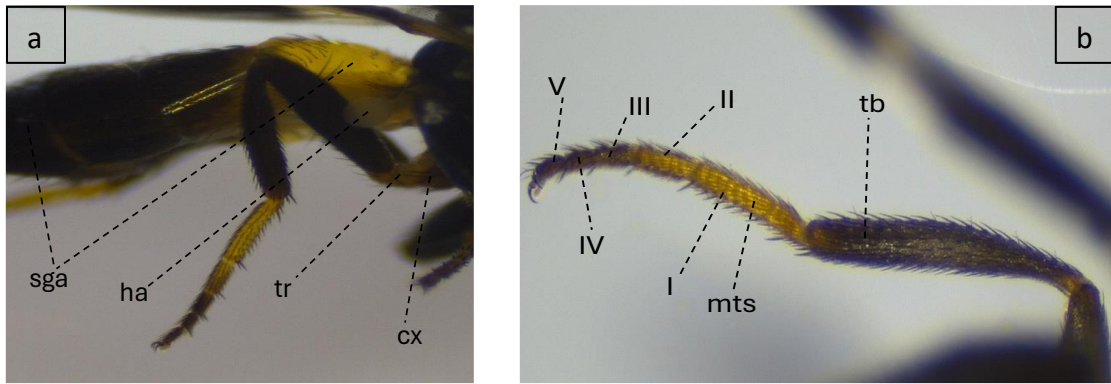


Figura 25. (a y b). (a) Sga segmento abdominal, ha halterios, tr trocánter, cx coxa. (b) Tb tibia, mts primer segmento tarsano, I, II, III, IV, V del primer al quinto segmento tarsal. (Foto a y b© Aguilar E.)

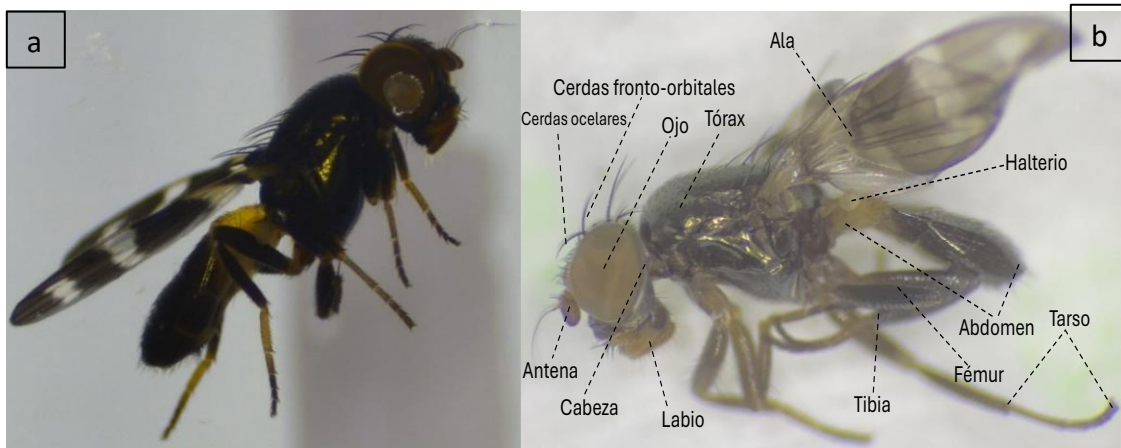


Figura 26 (a y b). (a) díptero completo con sus colores naturales. (b) díptero con sus partes señalizadas. (Foto a y b© Aguilar E.)

Según Zumbado y Azofeifa (2018) la familia Ulidiidae mantiene especies de importancia agrícola. Algunas en el cultivo de maíz, afectando el tallo y la mazorca. *Chaetopsis spp* (Meigen, 1824) (Diptera: Tachinidae), *Eumecosomyia nubila* (Wiedemann, 1830) (Diptera: Ulidiidae) y *Euxesta major* (Loew, 1862) (Diptera: Ulidiidae) son moscas del tallo, las larvas se alimentan de los meristemas de crecimiento provocando pudriciones, proliferación de brotes basales, achaparramiento, malformaciones y hasta la muerte.

Mientras que *Euxesta stigmatias* (Loew, 1868) (Diptera: Ulidiidae), *Euxesta eluta* (Loew, 1868) (Diptera: Ulidiidae) y *Euxesta sororcula* (Wiedemann, 1830) (Diptera: Ulidiidae) son plagas secundarias de las mazorcas de maíz, sus larvas se alimentan de tallos o mazorcas dañadas previamente que provocan que se acelere su pudrición.

#### 4.2.2 Familia Psychodidae.

Las moscas de la familia Psychodidae, orden Diptera (Figura 27a) son pequeñas, con una envergadura alar que generalmente no supera los 8 mm. Estas tienen alas más largas que el tórax, son puntiagudas apicalmente, generalmente peludas que le dan una apariencia cubierta de escamas; suelen estar dispuestas en una postura elevada cuando están en reposo, lo que les asemeja a una polilla o pequeña mariposa. Las alas presentan de 9 a 11 venas (Figura 27b) que alcanzan el margen del ala.



Figura 27 (a y b). (a) Díptero de la familia Psychodidae, género: *Psychoda*, fuente: Triplehorn y Johnson (2004). (b) R<sub>1</sub> vena marginal, R<sub>2</sub> vena segunda marginal, R<sub>3</sub> vena quinta submarginal, R<sub>4</sub> vena segunda submarginal, R<sub>5</sub> vena quinta posterior, M<sub>1</sub> vena segunda posterior, M<sub>2</sub> vena tercera posterior, M<sub>3</sub> vena cuarta posterior, Cu<sub>1</sub> vena sexta longitudinal, Cu<sub>2</sub> vena sexta longitudinal dos. (Foto b<sup>©</sup> Aguilar E.)

Presenta flagelómeros (antenas) (Figura 28a, 30a y 31) al menos el doble del largo de la cabeza, con 6 o más segmentos libremente articulados, en algunos machos muy largos y plumosos.

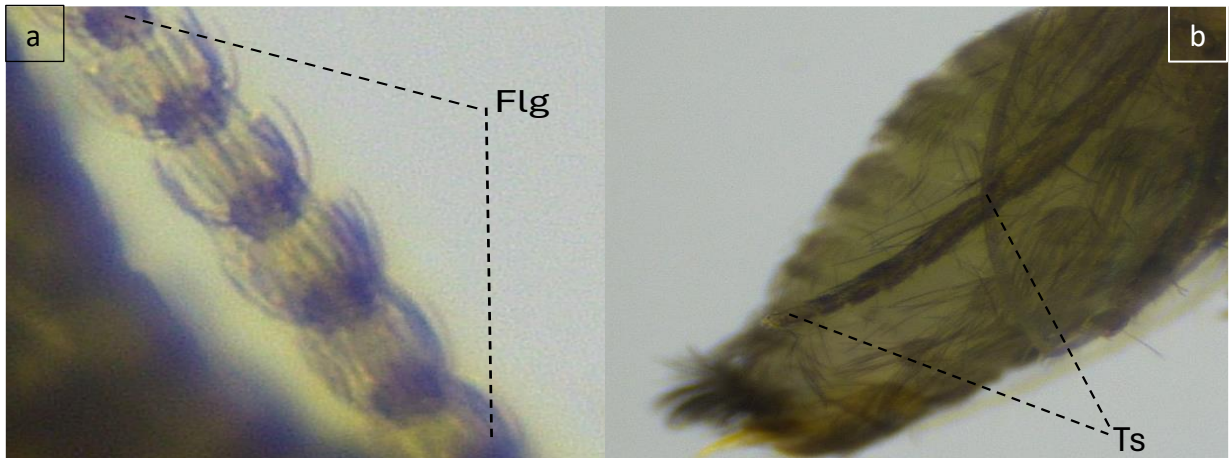


Figura 28 (a y b). (a) flagelómeros distales. (b) Ts tarsómeros. (Foto a y b© Aguilar E.)

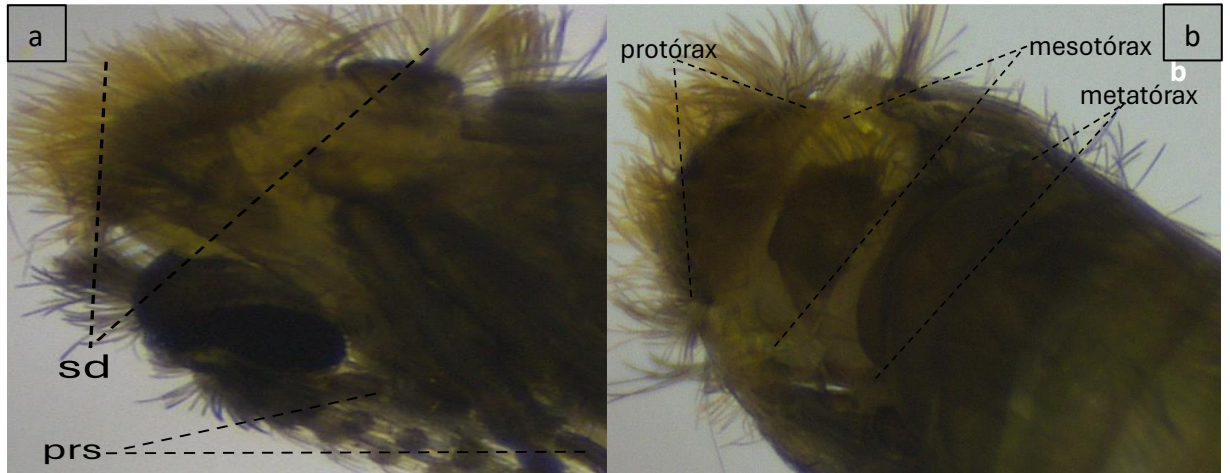


Figura 29 (a y b). (a) sd sedas, prs probóscide. (b) partes del tórax. (Foto a y b© Aguilar E.)

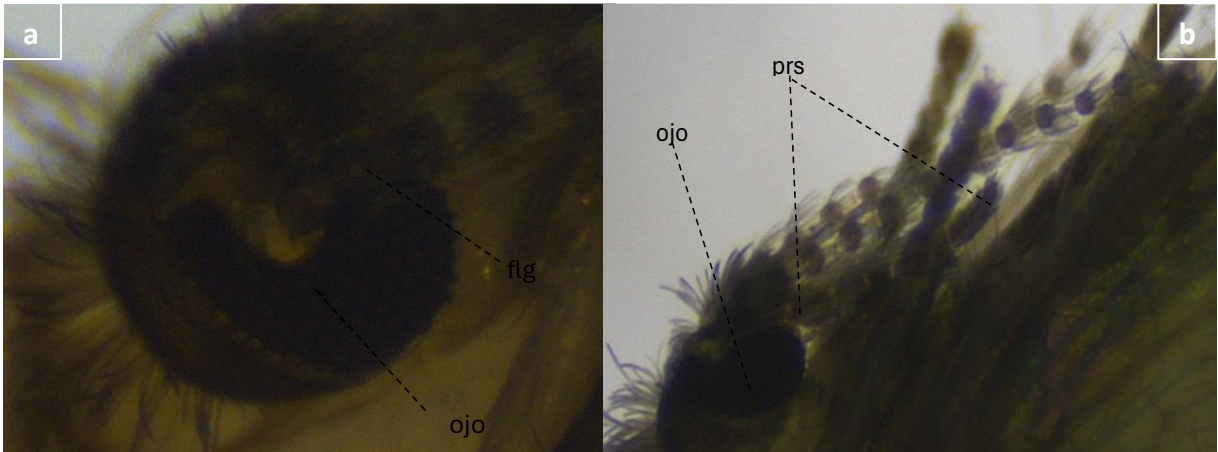


Figura 30 (a y b). (a) Ojo, flg flagelómeros. (b) Ojo, prs probóscide. (Foto a y b© Aguilar E.)

Primer segmento tarsal más largo que el segundo, tarso claramente de 5 segmentos (Figura 28b y 31). El cuerpo presenta una especie de pelos (sedas) (Figura 29a). El Mesonotum (Figura 29b) está sin sutura en forma de V.

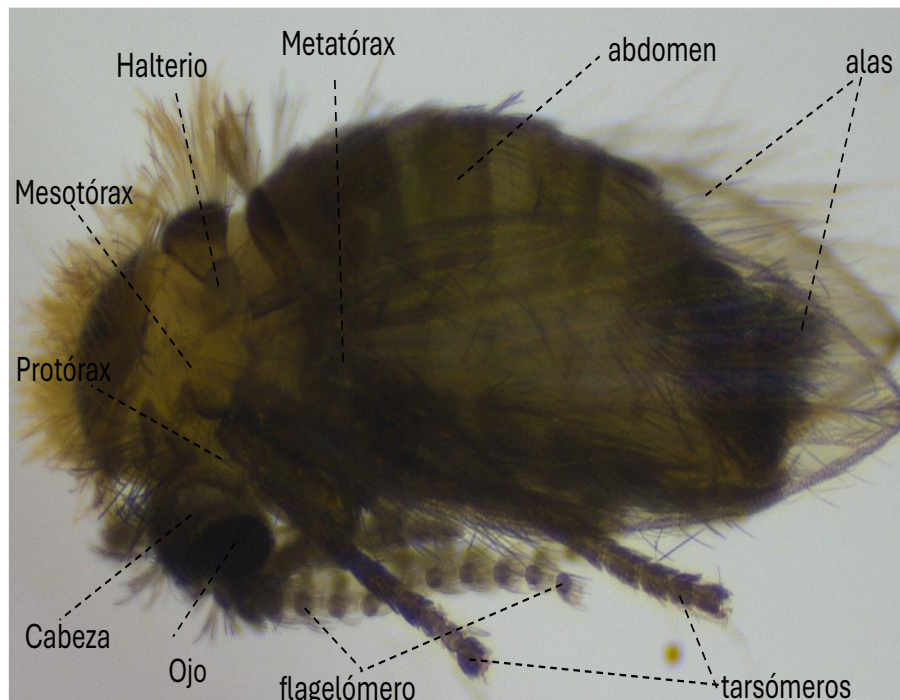


Figura 31. Cuerpo completo del Díptero: Psychodidae. (Foto© Aguilar E.)

No presentan ocelos (Figura 30a). En la figura 31 se puede contemplar al díptero: Psychodidae en cuerpo completo con algunas partes señaladas.

Según Elgueta y Ježek (2014), las larvas de esta familia son saprófagas asociadas a materia orgánica en descomposición, mientras que la alimentación de adultos se asocia a materiales azucarados, en descomposición y hematófago (subfamilia Phlebotominae de importancia en salud humana).

Como parasitoide reportado de *N. fulva* se encuentra la *mosca Pseudacteon convexicauda* (Fisher, 1992) (Diptera: Phoridae) (Wang et al., 2016), hallada en Brasil y Argentina. Las moscas de la familia phoridae son enemigos naturales efectivos contra las hormigas y muchas son específicas de un género de hormiga en particular.

#### **4.3 Determinación de Hongos Entomopatógenos.**

De la prospección de insectos muertos que no presentaron crecimiento de micelio de hongos entomopatógenos, se encontró al hongo del género *Aspergillus* (Figura 32 y 33).



Figura 32. Cultivo de *Aspergillus sp.* en medio de cultivo PDA. (Foto® Aguilar E.)

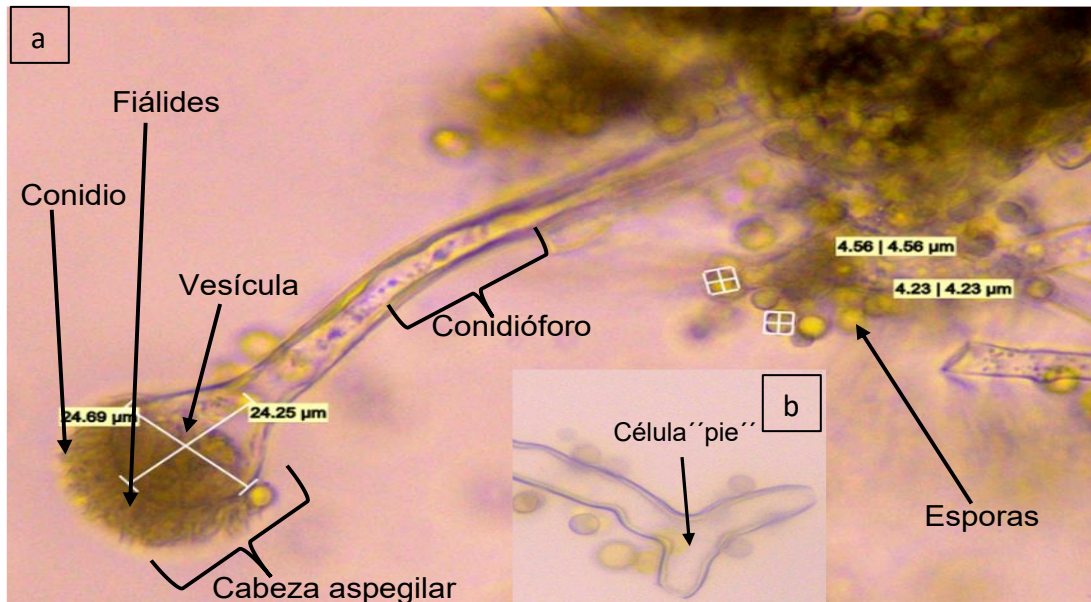


Figura 33 (a y b). (a) Estructuras vistas bajo el microscopio compuesto (40X). Micelio septado o tabicado. Conidios o esporas formados sobre conidióforos libres, largos o cortos, no dentro de estructuras fructíferas. Conidios unicelulares. Conidióforos no ramificados que terminan en un abultamiento sobre el cual se forman una cantidad de fiálides (células en forma de tellas) sobre las que se producen conidios en cadena. En las especies más comunes estas estructuras son de color negro en su madurez. (b) célula "pie" del hongo que actúa como un anclaje en la base del conidióforo y es una de las estructuras claves que se puede observar al examinar las muestras de *Aspergillus sp.* bajo el microscopio. (Foto a y b® Aguilar E).

El INSST, 2021, señala que el género *Aspergillus* pertenece al filo Ascomycota. Este hongo está formado por hifas hialinas septadas y es por lo general de hábito saprofito. Pueden tener reproducción sexual (con formación de ascosporas en el interior de ascas) y asexual (con formación de conidios).

Las especies de este género de hongo se diferencian en tamaño, tasa de crecimiento, textura que pueden ser (algodonosa, granular, aterciopelada) el color de la colonia. Por ejemplo, con el color verde-amarillento puede ser la especie (*A. flavus*), blanco amarillento que cambia a negro (*A. niger*) o marrón pudiendo ser (*A. terreus*); en total existen aproximadamente 180 especies de *Aspergillus* (INSST, 2021). La coloración aparece casi siempre en todas las estructuras aéreas, tanto en el micelio como en las cabezas conidiales.

Entre los reportes que existen de relaciones de este género de hongo con insectos, se tiene el publicado por Mazzani et al., (2004), donde se detectó que numerosas especies de insectos son importantes fuentes de inóculo primario y participan activamente en la diseminación e inoculación de *Aspergillus flavus*.

Los conidios de este hongo se perpetúan en el cuerpo de los insectos, pudiéndose aislar de la superficie, del tejido intestinal y de otros tejidos internos (Mazzani et al., 2004). También se ha comprobado que es patógeno a muchos de ellos, donde forma esclerocios y esporula sobre el cuerpo de insectos muertos.

Las larvas de lepidópteros son una fuente de inóculo secundario, ya que depositan conidios sobre los estigmas, a la vez que causan daño primario en la mazorca del maíz y los adultos son capaces de inocular el hongo durante la ovoposición. Asimismo, coleópteros de la familia Nitidulidae llevan interna y externamente conidios de *A. flavus* que adquieren, bien sea de desechos orgánicos de maíz en el suelo o de las mazorcas con daño primario causado por lepidópteros (Mazzani et al., 2004).

*Aspergillus flavus*, productor de aflatoxinas, es un problema de primer orden para la industria del maíz por las graves repercusiones que sus toxinas pueden tener en salud pública y animal (Mazzani et al., 2004).

#### **4.4 Determinación de la susceptibilidad de *N. fulva* a distintas concentraciones del hongo *B. bassiana*.**

En el cuadro 11, se aprecia el análisis de varianza (ANOVA), grados de libertad, suma de cuadrados, cuadrado medio y significancia, analizados con el programa estadístico SAS (2009). Se encontró diferencias estadísticas significativas  $P=0.0391$  entre las concentraciones de *B. bassiana* utilizadas, con un coeficiente de determinación ( $r^2$ ) de 0.8403, que nos indica que el 84.03% de la mortalidad encontrada se debe a la concentración utilizadas y un coeficiente de variación de 5.59%.

**CUADRO 11. GRADOS DE LIBERTAD, SUMA DE CUADRADOS, CUADRADO MEDIO EN ANÁLISIS DE VARIANZA DE LOS DATOS DE MORTALIDAD DEBIDO A *B. bassiana*.**

Fuente	G. L	S. C	C. M	F-Valor	Pr > F
Modelo	7	714.2857143	102.0408163	4.51	0.0428
Error	6	135.7142857	22.6190476		
Total	13	850.0000000			
Concent.	6		650.0000000	4.79	0.0391*
R <sup>2</sup>	0.840336	C.V (%)	5.595234		

\*Hubo deferencias estadísticas ( $Pr < 0.05$ )

La comparación de medias del porcentaje de patogenicidad entre las concentraciones de *B. bassiana*, se presentan en el cuadro 12. La concentración de  $1.39 \times 10^8$  conidias.ml<sup>-1</sup> de suspensión obtuvo el porcentaje de patogenicidad más alto (95%), seguida de las concentraciones de  $1.20 \times 10^8$  conidias.ml<sup>-1</sup> de suspensión,  $9.54 \times 10^7$  y  $8.27 \times 10^7$  conidias.ml<sup>-1</sup> de suspensión, no mostró diferencias significativas entre ellas ( $Pr > 0.05$ ). Esto indica que *B. bassiana*, puede matar y producir patogenicidad en un 82% hasta un 95% en poblaciones tratadas de *N. fulva* con concentraciones que van de  $8.27 \times 10^7$  conidias.ml<sup>-1</sup> hasta  $1.39 \times 10^8$  conidias.ml<sup>-1</sup>.

**CUADRO 12. COMPARACIÓN DE MEDIAS PARA EL PORCENTAJE DE PATOGENICIDAD DE *B. bassiana* SOBRE *N. fulva*.**

Concentraciones	Patogenicidad (%)	Agrupamiento <sup>1</sup>
1.39 x 10 <sup>8</sup>	95.0	A
1.20 x 10 <sup>8</sup>	92.5	A B
9.54 x 10 <sup>7</sup>	90.0	A B C
8.27 x 10 <sup>7</sup>	82.5	A B C
7.48 x 10 <sup>7</sup>	80.0	C D
5.69 x 10 <sup>7</sup>	77.5	D
4.38 x 10 <sup>7</sup>	77.5	D

<sup>1</sup>Medias seguidas de la misma letra en la misma en la misma columna no muestran diferencias entre sí ( $Pr > 0.05$ ), según la prueba de rangos múltiples de Duncan.

En las figuras 34 y 35, se muestran las fases de desarrollo del hongo entomopatógeno *B. bassiana*. La muerte de *N. fulva* después de la inoculación de las concentraciones de *B. bassiana* se dio entre 1 a 2 días (figura 34a); el crecimiento del micelio se dio entre los 5 a 6 días después de la muerte de la hormiga (figura 34b). La esporulación ocurrió entre 8 a 10 días (figura 35a). En la figura 35b, se observan las conidias del hongo bajo el microscopio (40x).

Dentro del bioensayo las hormigas muertas que no presentaron esporulación se les asignó la mortalidad a otras causas (OC). Entre estas otras causas se encuentra la producida por los metabolitos secundarios del hongo *B. bassiana*. Según Rosas et al., (2021), este hongo entomopatógeno produce metabolitos secundarios como factores de virulencia durante el proceso patogénico en insectos.



Figura 34 (a y b). (a) Muerte de la hormiga. Figura (b) Crecimiento de micelio sobre la hormiga. (Foto a y b<sup>©</sup> Aguilar E)

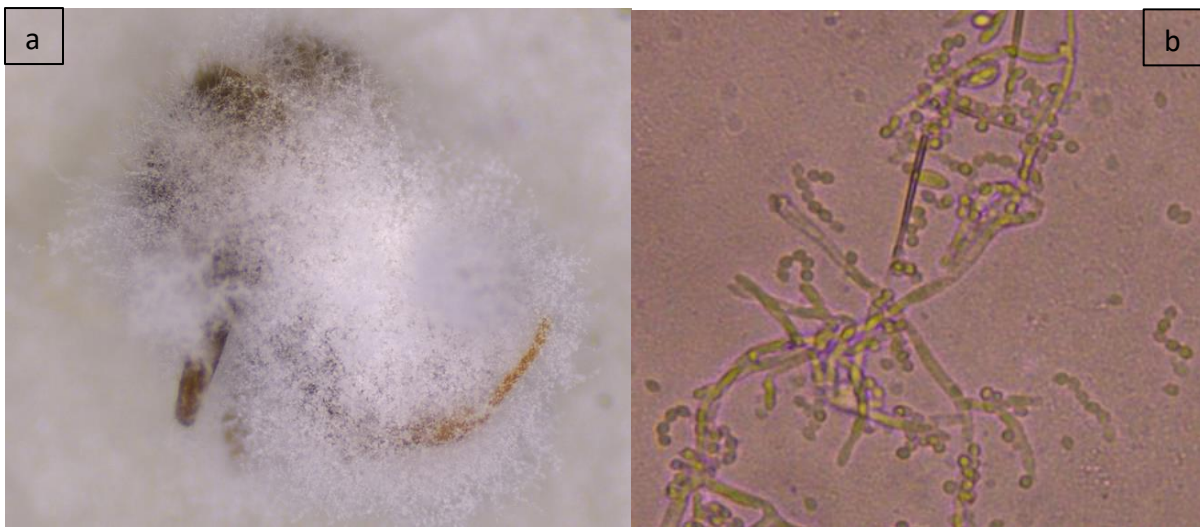


Figura 35 (a y b). (a) Esporulación de *B. bassiana* sobre hormiga *N. fulva*. (b) Conidios de *B. bassiana* (40x). (Foto a y b<sup>©</sup> Aguilar E.)

En la figura 36, se presenta la línea de respuesta dosis (concentración) – (mortalidad) de *B. bassiana*. En el gráfico se presentan las concentraciones utilizadas del hongo *B. bassiana*, transformadas a logaritmo y la respuesta de la hormiga en términos de mortalidad.

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS – UP  
Línea de respuesta de *N. fulva* a concentraciones de *B. bassiana* cepa 1350

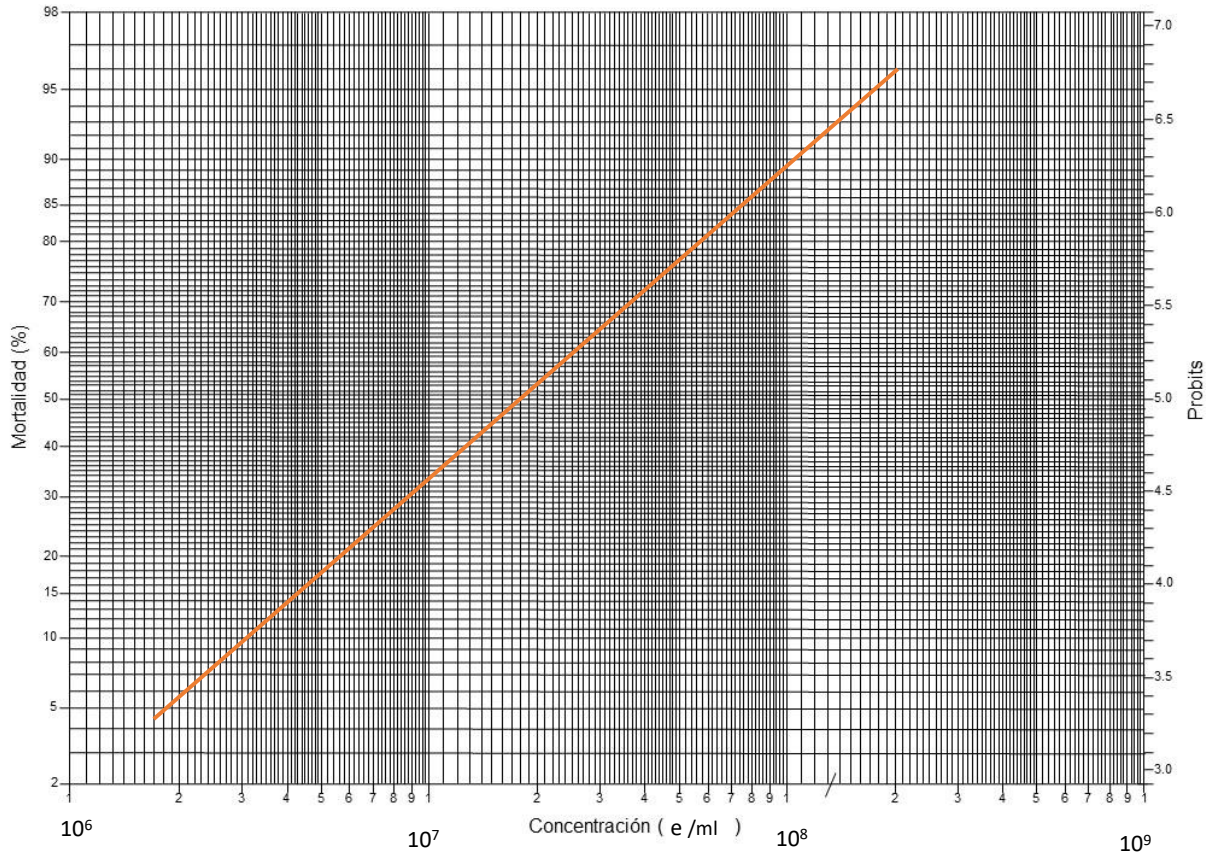


Figura 36. Hoja Logaritmo-probit. Gráfico de respuesta concentración – mortalidad.

Con relación al control biológico de *N. fulva* utilizando hongos entomopatógenos, no se encontró otras referencias disponibles. Sin embargo, dentro de la Familia de *N. fulva*, existen estudios como el de Fernández et al., (2019), que demuestran que el hongo *B. bassiana* tiene la capacidad de matar a la hormiga *Atta cephalotes*, logrando ser considerado como una herramienta de control para esta plaga agrícola.

## 5. CONCLUSIONES.

Existen ácaros depredadores del orden Mesostigmata que pueden ser utilizados para el control de la hormiga.

No existe presencia de insectos parasitoides en las etapas del ciclo de vida de *N. fulva*.

No se logró aislar hongos entomopatógenos en insectos muertos asociados con la hormiga loca.

El hongo entomopatógeno *B. bassiana* cepa 1350 proveniente del IDIAP presentó una alta patogenicidad sobre la hormiga *N. fulva*.

## 6. RECOMENDACIONES.

Identificar las familias y sus especies de ácaros depredadores del orden Mesostigmata en áreas de cultivos agrícolas.

Realizar estudios de depredación de ácaros depredadores sobre hormigas de *N. fulva* y otras especies.

Continuar con la búsqueda de cepas de hongos entomopatógenos nativos para el control de *N. fulva*.

## REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abundes L., Castañeda G., López G., Aguilar L. 2020. Ciclo de vida y caracterización morfológica del ácaro *Tyrophagus putrescentiae* (Schrank) (Astigmata: Acaridae) Como agente potencial de biocontrol de nematodos parásitos de ovinos.

[https://www.researchgate.net/publication/343814524\\_entomologia\\_veterinaria\\_ciclo\\_de\\_vida\\_y\\_caracterizacion\\_morfologica\\_del\\_acaro\\_tyrophagus\\_putrescentiae\\_schrank\\_astigmata\\_acaridae\\_como\\_agente\\_potencial\\_de\\_biocontrol\\_de\\_nematodos\\_parasitos\\_de\\_ovinos](https://www.researchgate.net/publication/343814524_entomologia_veterinaria_ciclo_de_vida_y_caracterizacion_morfologica_del_acaro_tyrophagus_putrescentiae_schrank_astigmata_acaridae_como_agente_potencial_de_biocontrol_de_nematodos_parasitos_de_ovinos)

Aldana R., Chacón P., Bustos J., Baena M., 1995. Introducción de la hormiga loca (*Paratrechina fulva*) a la Reserva Natural Laguna de Sonso (Valle del Cauca, Colombia).

[https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/1007/65633\\_63094.pdf?sequence=1&isAllowed=y](https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/1007/65633_63094.pdf?sequence=1&isAllowed=y)

Arcila A., Quintero M. 2005. Impacto e historia de la introducción de la hormiga loca

(*Paratrechina fulva*). Colombia. [https://www.researchgate.net/profile/Angela-Arcila/publication/228763877\\_IMPACTO\\_E\\_HISTORIA\\_DE\\_LA\\_INTRODUCCION\\_DE\\_LA\\_HORMIGA\\_LOCA\\_Paratrechina\\_fulva\\_A\\_COLOMBIA/links/02e7e5385fdc69eef0000000/IMPACTO-E-HISTORIA-DE-LA-INTRODUCCION-DE-LA-HORMIGA-LOCA-Paratrechina-fulva-A-COLOMBIA.pdf](https://www.researchgate.net/profile/Angela-Arcila/publication/228763877_IMPACTO_E_HISTORIA_DE_LA_INTRODUCCION_DE_LA_HORMIGA_LOCA_Paratrechina_fulva_A_COLOMBIA/links/02e7e5385fdc69eef0000000/IMPACTO-E-HISTORIA-DE-LA-INTRODUCCION-DE-LA-HORMIGA-LOCA-Paratrechina-fulva-A-COLOMBIA.pdf)

Buxton P. 1932. Los insectos terrestres y la humedad del medio ambiente.

<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/j.1469-185X.1962.tb01044.x>

Camacho C. 1991. Programa PC Probit. Versión 1.0. Centro de Estadística y Cálculo.

Colegio de Postgraduados, Montecillos, Chapingo, México.

Cambra R. 2022. Biología y Taxonomía de *Nylanderia fulva* (Mayr, 1862)

(Hymenoptera: Formicidae: Formicinae). Universidad de Panamá. Facultad de

Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología. Sede Panamá.

Cañedo V., Ames T. 2004. Manual de laboratorio para el manejo de hongos

entomopatógenos.

<http://cipotato.org/wp-content/uploads/2014/09/AN65216.pdf>

Doreste E. 1993. Acarología. Primera edición 391p. Centro Interamericano de

Documentación e Información Agrícola. Costa Rica.

Elgueta M., Ježek J. 2014. Nuevos registros de Psychodidae (Diptera), con una lista

de las especies citadas para Chile.

<https://www.scielo.cl/pdf/ainpat/v42n2/art07.pdf>

Esquivel B., Chaires M., Montañez S., Lara B., Vargas M. 2024. Métodos de cría y reproducción de ácaros depredadores del orden Mesostigmata.

<https://www.scielo.org.mx/pdf/remexca/v15n3/2007-0934-remexca-15-03-e3676.pdf>

Fernández F., López I., Villalobos I., Trujillo J., Pascoli M., Cuervo R. 2019.

Bioformulado de *Beauveria bassiana* (ATCC MYA-4886) y *Trichoderma lignorum* (ATCC-8751) como biocontrolador de *Atta cephalotes*.

[http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1900-38032019000100288](http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1900-38032019000100288)

Fowler H., Bernardi J., Delabie J., Forti L., Pereira V. 1990. Principales problemas de hormigas en Sudamérica. [https://littlefireants.com/wp-content/uploads/Fowler-](https://littlefireants.com/wp-content/uploads/Fowler-et-al-1990_compressed.pdf)

[et-al-1990\\_compressed.pdf](https://littlefireants.com/wp-content/uploads/Fowler-et-al-1990_compressed.pdf)

Giraldo M. 2018. Efecto de la humedad relativa sobre la duración y sobrevivencia de *Hypothenemus hampei* en dieta artificial Cenibroca. Revista Cenicafé p32-39.

<https://www.cenicafe.org/es/publications/arc069%2801%29032-039.pdf>

Gómez L. 1999. Manejo Integrado de la hormiga loca *Paratrechina fulva* (Mayr).

Segundo Informe COLCIENCIAS-CENICAÑA. Colombia. Código 2214- 531-97.

p33.

Gomila C., Le Brun E., Plowes R., Folgarait P. (2017). Primer registro de una mosca parasitoide (Diptera: Phoridae) especialista de *Nylanderia fulva* (Hymenoptera: Formicidae): ciclo de vida, dimorfismo sexual y fenología. Disponible en el Acta zoológica Lilloana. p35-36. <https://lillo.org.ar/revis/zoo/2018/2018-azl-v62-s.pdf>

González V., Gómez L., Mesa N. 2004. Observaciones sobre la biología y comportamiento del ácaro *Macrodinychus sellnicki* (Mesostigmata: Uropodidae) ectoparasitoide de la hormiga loca *Parafrechina fulva* (Hymenoptera: Formicidae).  
<https://revistacolombianaentomologia.univalle.edu.co/index.php/SOCOLEN/articulo/view/9544>

Gordón A. 2021. Evaluación del riesgo de invasión de la hormiga loca sudamericana (*Nylanderia fulva*) (Mayr) (Hymenoptera: Formicidae) en Ecuador.  
<https://repositorio.uteq.edu.ec/bitstream/43000/6194/1/T-UTEQ-136.pdf>

IMPHA. 2024. Estación Meteorológica Dolega (Pueblo Nuevo) (108-011).  
<https://www.imhpa.gob.pa/es/clima-historicos>

INSST (Instituto Nacional de Seguridad y Salud en el Trabajo). 2021. Hongo *Aspergillus spp.* <https://www.insst.es/agentes-biologicos-basebio/hongos/aspergillus-spp>

Iturrondobeitia J., Subías L. 2015. Orden Oribatida. Revista Ibero Diversidad Entomológica. <http://bba.bioucm.es/cont/docs/541.pdf>

Krantz G., Walter D. 2009. Manual de Acarología. Tercera edición 807p. Universidad Tecnológica de Texas. Estados Unidos.

Mariconi F. 1979. Las hormigas. <https://www.ipef.br/publicacoes/ctecnica/nr077.pdf>

Marín E. 2013. Poblaciones de ácaros y colémbolos en un suelo *Humic Dystrudepts* con incorporación de abonos verdes y cultivado con maíz *Zea mays* L. Universidad Nacional de Colombia.  
<https://repositorio.unal.edu.co/handle/unal/21634>

Mazzani C., Luzón O., Chavarri M. 2004. *Aspergillus flavus* asociado a *Epitragus* sp. (Coleoptera: Tenebrionidae) en maíz bajo riego en Turén, estado Portuguesa, Venezuela. <https://www.bioline.org.br/pdf?em04026>

McDonald D. 2012. Investigación de una especie de hormiga invasora, extracción de colonias de *Nylanderia fulva*, manejo, preferencia dietética, fecundidad y potencial de vectores mecánicos.  
<https://www.proquest.com/openview/f51acc484deb8a925a62acb8afe71450/1?pq-origsite=gscholar&cbl=18750>

Moraza M., Balanzategui I. 2015. Orden Mesostigmata. Revista Ibero Diversidad Entomológica.

<https://www.researchgate.net/publication/280577489> Orden Mesostigmata

Moreno A. 2015. Orden Astigmata. Revista Ibero Diversidad Entomológica [http://sea-entomologia.org/IDE@/revista\\_15.pdf](http://sea-entomologia.org/IDE@/revista_15.pdf)

Murgas I., Pitti C., Miranda R., Cambra R. 2022. Primer reporte de la hormiga invasora *Nylanderia fulva* (Mayr, 1862) (Hymenoptera: Formicidae) en Panama).

[https://www.reabic.net/journals/Bir/2023/1/BIR\\_2023\\_Murgas\\_etal.pdf](https://www.reabic.net/journals/Bir/2023/1/BIR_2023_Murgas_etal.pdf)

Nieves J. 1999. Manejo, Prevención y Control de la Hormiga Loca. ICA. Subgerencia de Prevención y Control. División Sanidad Vegetal. Bogotá, D.C. p22

[https://api.pageplace.de/preview/DT0400.9789589066461\\_A26507209/preview-9789589066461\\_A26507209.pdf](https://api.pageplace.de/preview/DT0400.9789589066461_A26507209/preview-9789589066461_A26507209.pdf)

Oviedo R., Bolaños J. 2018. Estrategias de manejo y regulación de poblaciones de hormiga loca *Nylanderia fulva* (Hymenoptera: Formicidae) en plantaciones de caña de azúcar en el Valle Central. LAICA. <https://servicios.laica.co.cr/laica-cv-biblioteca/index.php/Library/download/OtAcZPAXIIrlwrPPeNsjAdarINbgeApi>

Patocka J. 2013. Aterradora invasión de hormigas *Nylanderia fulva*.

<http://www.toxicology.cz/modules.php?name=News&file=print&sid=602>

Pimentel D., Wilson C., McCullum C., Huang R., Dwen P., Flack J., Tran Q., Saltman T., Cliff B. 1997. Beneficios económicos y ambientales de la biodiversidad.

[https://www.researchgate.net/profile/Christine-Mccullum-Gomez/publication/239032961\\_Economic\\_and\\_Environmental\\_Benefits\\_of\\_Biodiversity/links/572e7df708aee022975a60e5/Economic-and-Environmental-Benefits-of-Biodiversity.pdf](https://www.researchgate.net/profile/Christine-Mccullum-Gomez/publication/239032961_Economic_and_Environmental_Benefits_of_Biodiversity/links/572e7df708aee022975a60e5/Economic-and-Environmental-Benefits-of-Biodiversity.pdf)

Plowes R., Becnel J., Lebrun E., Oi H., Valles S., Jones N., Gilbert L. 2015.

*Myrmecomorba nylanderiae* gen. et sp. nov., un parásito microsporidiano de la hormiga loca *Nylanderia fulva*. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/26031565/>

Rosales F., Pocasangre L., Trejos J., Serrani E., Peña W. 2008. Guía de diagnóstico de la calidad y salud de suelos bananeros. p79.

<https://www.musalit.org/seeMore.php?id=12073>

Rosas N., Mireles M., Villegas J. 2021. Detección de bassianolida y beauvericina en

cepas de *Beauveria bassiana* y su participación en la actividad patogénica hacia *Spodoptera* sp.

[https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1665-14562020000300093](https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1665-14562020000300093)

Triplehorn Ch., Johnson N. 2004. Introducción de Borror y DeLong al estudio de los insectos. Séptima edición 864p. BROOKS/COLE. Estados Unidos.

- Valles S., Oi D., Becnel J., Wetterer J., Lapolla J., Firth A. 2016. Aislamiento y caracterización del virus 1 de *Nylanderia fulva*, un virus de ARN monocatenario de sentido positivo. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/27372180/>
- Vélez A., Posada F., Marín M., González C., Osorio V., Bustillo P. 1997. Técnicas para el control de calidad de formulaciones de hongos entomopatógenos. CENICAFÉ. Colombia.
- Wang Z., Moshman L., Kraus E., Wilson B., Acharya N., Diaz R. 2016. Una revisión de la hormiga loca leonada *Nylanderia fulva* <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC5198225/>
- Weather Spark. 2024. El clima y el tiempo promedio en todo el año en Tinajas, Panamá. <https://es.weatherspark.com/y/16654/Clima-promedio-en-Tinajas-Panam%C3%A1-durante-todo-el-a%C3%B1o>
- Wetterer J., Davis O., Williamson J. 2014. Auge y caída de la hormiga loca leonada *Nylanderia fulva* (Hymenoptera: Formicidae) en Islas Vírgenes de los Estados Unidos. <https://journals.flvc.org/flaent/article/view/83493>
- Zenner De Polanía I. 1980. Proyecto Hormiga Loca. CORPOICA - Tibaitatá. p37.

Zenner De Polanía I., Ruíz N. 1983. Control químico de la hormiga loca, *Nylanderia fulva*.

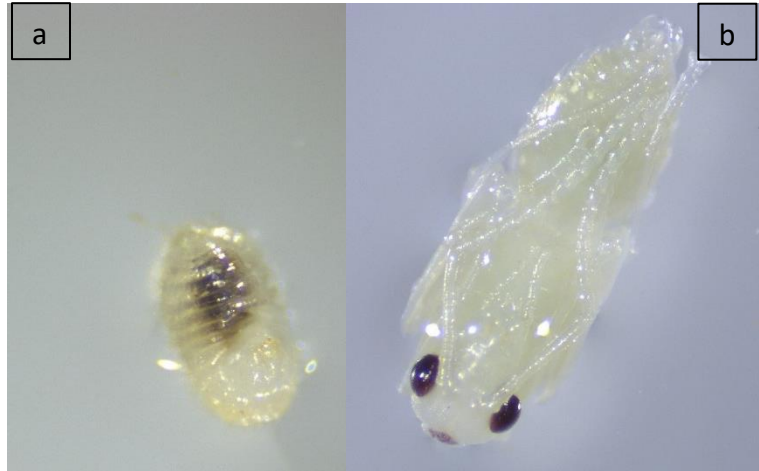
<https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/35340/1209.pdf?sequence=1>

Zumbado M., Azofeifa D. 2018. Insectos de importancia agrícola.

<https://www.mag.go.cr/bibliotecavirtual/H10-10951.pdf>

## ANEXOS

### ANEXO 1. ESTADO LARVAL Y DE PUPA DE LA HORMIGA LOCA.



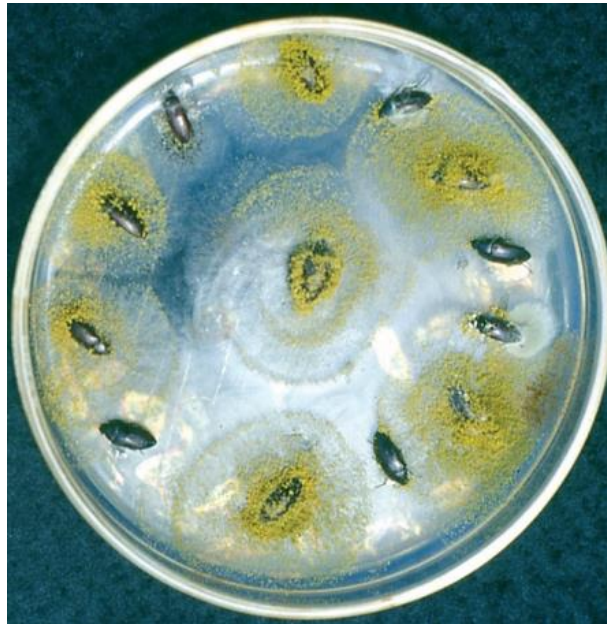
Anexo 1 (a y b). (a) Estado larval de *N. fulva*. (b) Estado de pupa de *N. fulva*. (Foto a y b<sup>®</sup> Aguilar E.)

### ANEXO 2. ASOCIO DE LA HORMIGA LOCA CON HOMÓPTEROS EN EL CULTIVO DE CAÑA DE AZÚCAR. TINAJAS, DOLEGA, 2023.

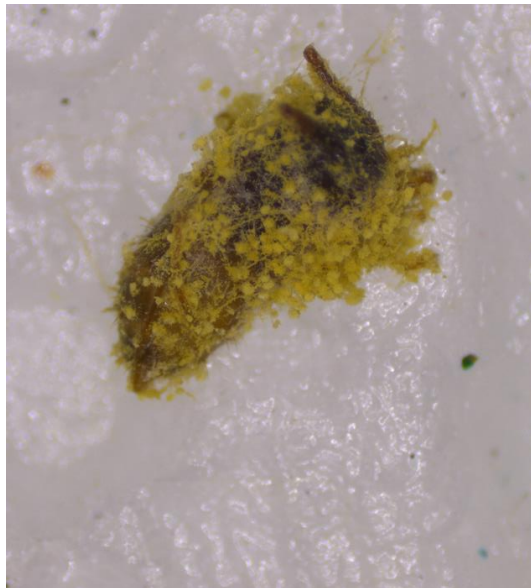


Anexo 2. Muestra del asocio de *N. fulva* con insectos homópteros (Foto<sup>®</sup> Aguilar E.)

ANEXO 3. CRECIMIENTO DE COLONIAS DE *Aspergillus sp.* SOBRE INSECTOS EN CÁMARAS HÚMEDAS.

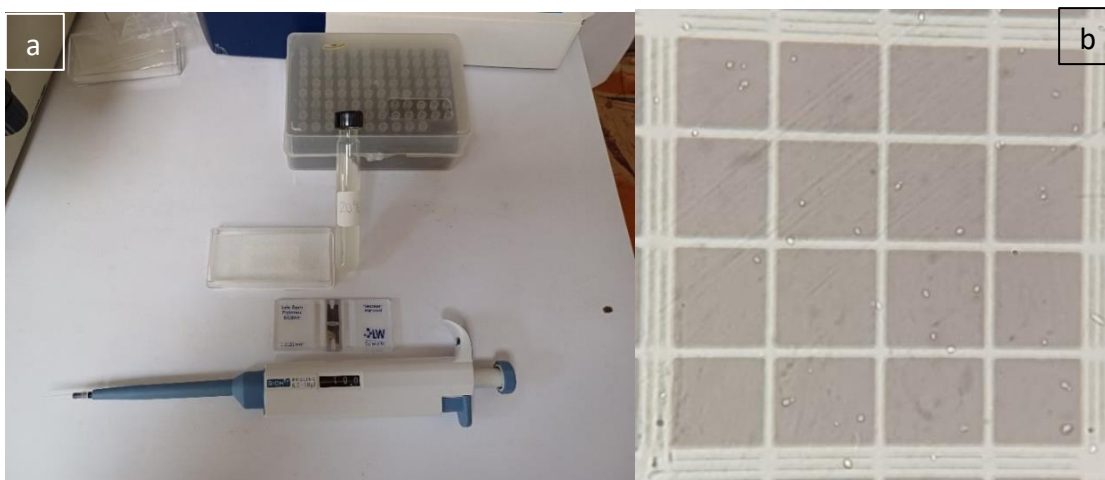


Anexo 3.1 Colonias esporulantes de *Aspergillus flavus* a partir de ejemplares desinfectados de *Epitragus sp.* Fuente de figura (Mazzani et al., 2004).



Anexo 3.2. Colonia de *Aspergillus sp.* sobre cadáver de hormiga (Foto® Aguilar E.)

ANEXO 4. MATERIALES UTILIZADOS EN EL CONTEO DE CONIDIAS DE LAS DIFERENTES CONCENTRACIONES DE LA SUSPENSIÓN MADRE DEL HONGO *B. bassiana*.



Anexo 4 (a y b). (a) Cámara de Neubauer, micropipeta, vial con 20% de suspensión madre del hongo *B. bassiana*. (b) Vista microscópica de la cámara de Neubauer con esporas de *B. bassiana*. (Foto a y b© Aguilar E.)

ANEXO 5. RESUMEN DEL REGISTRO DE LA MORTALIDAD DIARIA Y CICLO DE DESARROLLO DE LA CEPA NATIVA 1350 DE *B. bassiana* EN *N. fulva*.

Tratamiento	REPETICIÓN 1				REPETICIÓN 2				Σ				MEDIA				(δ) D.E.	total
	EP		OC		EP		OC		EP		OC		EP		OC			
	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%	N	%		
4.38E+07	15	75	5	25	16	80	4	20	31	155	9	45	15.5	77.5	4.5	22.5	0.71	40
5.69E+07	15	75	5	25	16	80	4	20	31	155	9	45	15.5	77.5	4.5	22.5	0.71	40
7.48E+07	15	75	5	25	17	85	3	15	32	160	8	40	16	80.0	4	20	1.41	40
8.27E+07	16	80	4	20	17	85	3	15	33	165	7	35	16.5	82.5	3.5	17.5	0.71	40
9.54E+07	17	85	3	15	19	95.0	1	5	36	180	4	20	18	90.0	2	10	1.41	40
1.20E+08	18	90	2	10	19	95	1	5	37	185	3	15	18.5	92.5	1.5	7.5	0.71	40
1.39E+08	20	100	0	0	18	90	2	10	38	190	2	10	19	95.0	1	5	1.41	40

EP = ENTOMOPATÓGENO

OC = OTRAS CAUSAS