

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA FORESTAL



TESIS

EFFECTO PATOGENICO DE *Akanthomyces muscarius* (Petch) Spatafora, Kepler & B.

Shrestha y *Metarhizium anisopliae* (Metschn.) Sorokin EN LARVAS DE

***Nematus desantisi* D.R. Smith, “AVISPA SIERRA DEL SAUCE”, EN CONDICIONES**

DE LABORATORIO.

Para Optar el Título Profesional de:

INGENIERO FORESTAL

PRESENTADO POR EL BACHILLER:

ANDER SALCEDO LEIVA

ASESOR:

ING. OSCAR SÁENZ NARRO

CAJAMARCA – PERÚ

2026

CONSTANCIA DE INFORME DE ORIGINALIDAD

1. Investigador:
Ander Salcedo Leiva
DNI: 61128068
Escuela Profesional/Unidad UNC:
INGENIERÍA FORESTAL
2. Asesor:
Ing. Oscar Rogelio Sáenz Narro
Facultad/Unidad UNC:
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
3. Grado académico o título profesional
☐ Bachiller ☒ Título profesional ☐ Segunda especialidad
☐ Maestro ☐ Doctor
4. Tipo de Investigación:
☒ Tesis ☐ Trabajo de investigación ☐ Trabajo de suficiencia profesional
☐ Trabajo académico
5. Título de Trabajo de Investigación:
EFFECTO PATOGENICO DE *Akanthomyces muscarius* (Petch) Spatafora, Kepler & B. Shrestha y *Metarhizium anisopliae* (Metschn.) Sorokin EN LARVAS DE *Nematus desantisi* D.R. Smith, "AVISPA SIERRA DEL SAUCE", EN CONDICIONES DE LABORATORIO
6. Fecha de evaluación: 15/03/2026
7. Software antiplagio: ☒ TURNITIN ☐ URKUND (OURIGINAL) (*)
8. Porcentaje de Informe de Similitud: 9 %
9. Código Documento: oid:::3117:567882276
10. Resultado de la Evaluación de Similitud:
☒ APROBADO ☐ PARA LEVANTAMIENTO DE OBSERVACIONES O DESAPROBADO

Fecha Emisión: 15/03/2026

Firma y/o Sello
Emisor Constancia


Ing. Oscar Rogelio Sáenz Narro
DNI: 26618571



UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA

"NORTE DE LA UNIVERSIDAD PERUANA"

Fundada por Ley N° 14015, del 13 de febrero de 1962

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

Secretaría Académica



ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

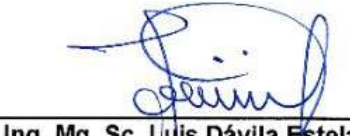
En la ciudad de Cajamarca, a los veintitrés días del mes de febrero del año dos mil veintiséis, se reunieron en el ambiente **2C - 202** de la Facultad de Ciencias Agrarias, los miembros del Jurado, designados según **Resolución de Consejo de Facultad N° 047-2026-FCA-UNC**, de fecha **12 de enero del 2026**, con la finalidad de evaluar la sustentación de la **TESIS** titulada: **"EFECTO PATOGENICO DE *Akanthomyces muscarius* (Petch) Spatafora, Kepler & B. Shrestha Y *Metarhizium anisopliae* (Metschn.) Sorokin EN LARVAS DE *Nematus desantisi* D.R. Smith, "AVISPA SIERRA DEL SAUCE", EN CONDICIONES DE LABORATORIO"**, realizada por el Bachiller **ANDER SALCEDO LEIVA** para optar el Título Profesional de **INGENIERO FORESTAL**.

A las once horas y diez minutos, de acuerdo a lo establecido en el **Reglamento Interno para la Obtención de Título Profesional de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Cajamarca**, el Presidente del Jurado dio por iniciado el Acto de Sustentación, luego de concluida la exposición, los miembros del Jurado procedieron a la formulación de preguntas y posterior deliberación. Acto seguido, el Presidente del Jurado anunció la aprobación por unanimidad, con el calificativo de quince (15); por tanto, el Bachiller queda expedito para proceder con los trámites que conlleven a la obtención del Título Profesional de **INGENIERO FORESTAL**.

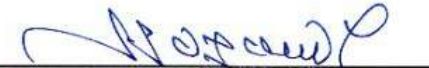
A las doce horas y cincuenta minutos del mismo día, el Presidente del Jurado dio por concluido el Acto de Sustentación.



Dr. Manuel Salomón Roncal Ordóñez
PRESIDENTE



Ing. Mg. Sc. Luis Dávila Estela
SECRETARIO



Ing. Andrés Hibernon Lozano Lozano
VOCAL



Ing. Oscar Rogelio Sáenz Narro
ASESOR

DEDICATORIA

*A mis padres, Fidel Salcedo Uriarte y Juana Leiva
Vásquez, por el apoyo inmutable que me han
concedido.*

AGRADECIMIENTOS

A mi asesor el Ing. Oscar Sáenz Narro y a mis amigos, los que con su apoyo constante han propiciado la realización de la presente investigación.

A mis docentes de la Universidad que me inculcaron conocimientos imperecederos que me servirán de guía a lo largo de la vida.

A Dios, cuya gracia ha permitido la culminación de este trabajo.

ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA.....	iv
AGRADECIMIENTOS.....	v
ÍNDICE GENERAL	vi
ÍNDICE DE TABLAS.....	viii
ÍNDICE DE FIGURAS.....	ix
RESUMEN.....	x
ABSTRACT.....	xi
CAPÍTULO I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1. Problema de investigación	2
1.2. Justificación.....	3
1.3. Objetivos	4
1.3.1. Objetivo general.....	4
1.3.2. Objetivos específicos	4
1.4. Hipótesis.....	4
CAPÍTULO II. REVISIÓN DE LITERATURA	5
2.1. Antecedentes de la investigación	5
2.2. Bases teóricas	7
2.2.1. Género <i>Salix</i>	7
2.2.2. <i>Nematus desantisi</i> Smith “avispa sierra del sauce”	8
2.2.3. Control biológico de plagas	11
2.2.4. Hongos Entomopatógenos	12
2.3. Definición de términos básicos	16
2.3.1. Entomopatógeno	16
2.3.2. Epizootia	16
2.3.3. Estado de vida de un insecto	16
2.3.4. Estadio.....	17
2.3.5. Insecto	17
2.3.6. Patogenicidad.....	17
2.3.7. Plaga.....	17
2.3.8. Virulencia.....	18
CAPÍTULO III. MATERIALES Y MÉTODOS	19
3.1. Ubicación del estudio	19
3.2. Materiales	19
3.2.1. Material biológico.....	19
3.2.2. Materiales y equipo de laboratorio	19
3.3. Metodología	20
3.3.1. Variables	20
3.3.2. Tratamientos	21
3.3.3. Diseño experimental	21
3.3.4. Unidad de análisis, población, muestra.....	22

3.3.5.	Obtención de material experimental	22
3.3.6.	Preparación y aplicación de los tratamientos	22
3.3.7.	Condiciones ambientales	23
3.3.8.	Registro de datos de la patogénesis	23
3.3.9.	Procesamiento y análisis de datos.....	23
CAPÍTULO IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....		26
4.1.	Dosis óptima de <i>Metarhizium anisopliae</i> y <i>Akanthomyces muscarius</i> en larvas de <i>Nematus desantisi</i>	26
4.1.1.	<i>Metarhizium anisopliae</i>	26
4.1.2.	<i>Akanthomyces muscarius</i>	26
4.1.3.	Comparación entre los tratamientos.....	27
4.2.	Determinación de la dosis óptima de <i>Metarhizium anisopliae</i> sobre el control de larvas de <i>Nematus desantisi</i>	28
4.2.1.	Tratamiento 1 (T1): <i>Metarhizium anisopliae</i> (4×10^9 conidias L ⁻¹).....	29
4.2.2.	Tratamiento 2 (T2): <i>Metarhizium anisopliae</i> (8×10^9 conidias L ⁻¹).....	30
4.2.3.	Tratamiento 3 (T3): <i>Metarhizium anisopliae</i> (16×10^9 conidias L ⁻¹).....	32
4.3.	Determinación de la dosis óptima de <i>Akanthomyces muscarius</i> sobre el control de larvas de <i>Nematus desantisi</i>	34
4.3.1.	Tratamiento 4 (T4): <i>Akanthomyces muscarius</i> (4×10^9 conidias L ⁻¹)	34
4.3.2.	Tratamiento 5 (T5): <i>Akanthomyces muscarius</i> (8×10^9 conidias L ⁻¹)	36
4.3.3.	Tratamiento 6 (T6): <i>Akanthomyces muscarius</i> (16×10^9 conidias L ⁻¹)	38
CAPÍTULO V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....		47
5.1.	Conclusiones	47
5.2.	Recomendaciones.....	47
CAPÍTULO VI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS		48
ANEXOS.....		65

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Tratamientos en estudio	21
Tabla 2. Promedios de las condiciones ambientales registradas en el área de evaluación	23
Tabla 3. Manifestaciones de la patogenicidad en larvas de <i>N. desantisi</i> con <i>M. anisopliae</i> ..	26
Tabla 4. Manifestaciones de la patogenicidad en larvas de <i>N. desantisi</i> con <i>A. muscarius</i>	26
Tabla 5. Porcentaje de mortalidad de larvas de <i>N. desantisi</i>	29
Tabla 6. Porcentaje de mortalidad de larvas de <i>N. desantisi</i>	31
Tabla 7. Porcentaje de mortalidad de larvas de <i>N. desantisi</i>	32
Tabla 8. Porcentaje de mortalidad de larvas de <i>N. desantisi</i>	35
Tabla 9. Porcentaje de mortalidad de larvas de <i>N. desantisi</i>	36
Tabla 10 . Porcentaje de mortalidad de larvas de <i>N. desantisi</i>	38
Tabla 11. Porcentaje de mortalidad corregida de larvas de <i>N. desantisi</i>	43
Tabla 12. Análisis de varianza (ANOVA) para las larvas muertas de <i>N. desantisi</i>	44
Tabla 13. Prueba de Tukey al 5 % de probabilidad	45

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Diseño experimental.....	21
Figura 2. Manifestaciones de la patogenicidad en los tratamientos con hongos respecto al testigo.....	27
Figura 3. Porcentaje de mortalidad de larvas de <i>N. desantisi</i>	29
Figura 4. Porcentaje de mortalidad de larvas de <i>N. desantisi</i>	31
Figura 5. Porcentaje de mortalidad de larvas de <i>N. desantisi</i>	33
Figura 6. Porcentaje de mortalidad de larvas de <i>N. desantisi</i>	35
Figura 7. Porcentaje de mortalidad de larvas de <i>N. desantisi</i>	37
Figura 8. Porcentaje de mortalidad de larvas de <i>N. desantisi</i>	39
Figura 9. Porcentaje de mortalidad acumulada de larvas de <i>N. desantisi</i> , 23 días después de la aplicación de los tratamientos.....	41
Figura 10. Comparación gráfica de las medias de los tratamientos mediante la prueba de Tukey.....	45

RESUMEN

La investigación se desarrolló en el Laboratorio de Protección Forestal y de Fauna Silvestre de la Universidad Nacional de Cajamarca, ciudad, distrito, provincia y departamento de Cajamarca, con el objetivo de evaluar el efecto patogénico de los hongos entomopatógenos *Akanthomyces muscarius* y *Metarhizium anisopliae* en larvas de *Nematus desantisi* “avispa sierra del sauce”. Se usó el diseño completamente al azar (DCA) con un testigo (agua destilada) y 6 tratamientos con hongos entomopatógenos en concentraciones de 4×10^9 , 8×10^9 y 16×10^9 conidias L^{-1} . La mortalidad, además de síntomas y signos presentados durante el proceso patogénico, se registraron cada 24 h, por un periodo de 23 días. Los datos de mortalidad acumulada registrados mostraron que *A. muscarius* obtuvo el porcentaje más alto con el T6 (83.3 %), seguido del T5 (51.7 %) y T4 (36.7 %); para los tratamientos con *M. anisopliae*, el T3 fue el que registró la mayor mortalidad acumulada (53.3 %), seguido del T2 (31.7 %) y el T1 (25 %), por su parte, el testigo solamente alcanzó un porcentaje de 3.3 %.

Palabras clave: Entomopatógeno, *Akanthomyces muscarius*, *Metarhizium anisopliae*, larvas, *Nematus desantisi*.

ABSTRACT

The study was conducted at the Forest and Wildlife Protection Laboratory of the National University of Cajamarca, located in the city, district, province, and department of Cajamarca, with the objective of evaluating the pathogenic effect of the entomopathogenic fungi *Akanthomyces muscarius* and *Metarhizium anisopliae* on larvae of *Nematus desantisi* (willow sawfly). A completely randomized design (CRD) was employed, including one control treatment (distilled water) and six treatments with entomopathogenic fungi applied at concentrations of 4×10^9 , 8×10^9 , and 16×10^9 conidia L^{-1} . Mortality, together with the symptoms and signs observed during the pathogenic process, was recorded at 24-hour intervals over a 23-day period. The cumulative mortality data obtained indicated that *A. muscarius* achieved the highest percentage in treatment T6 (83.3%), followed by T5 (51.7%) and T4 (36.7%). For the treatments with *M. anisopliae*, T3 recorded the highest cumulative mortality (53.3%), followed by T2 (31.7%) and T1 (25%), whereas the control treatment reached only 3.3% mortality.

Keywords: Entomopathogen, *Akanthomyces muscarius*, *Metarhizium anisopliae*, larvae, *Nematus desantisi*.

CAPÍTULO I. INTRODUCCIÓN

El género *Salix* abarca numerosas especies, tanto arbustivas como arbóreas, las cuales tienen una amplia distribución mundial. Los sauces son usados en sistemas agroforestales para estabilizar márgenes de ríos, se les atribuye la capacidad de absorber el nitrógeno derivado de la ganadería intensiva, además es usado con fines de producción maderable (Ball et al., 2005). Asimismo, tienen aplicaciones en la medicina, ya que su corteza es fuente de ácido salicílico, precursor de la conocida aspirina, un fármaco analgésico, antifebril y antiinflamatorio (Dickmann y Kuzovkina, 2014).

Los sauces son atacados por larvas de la avispa sierra, la cual además de alimentarse específicamente de especies del género *Salix*, también ataca a otras especies de la familia Salicaceae (Loetti et al., 2012). Llegando a causar hasta un 90 % de defoliación en sauces, incluso hasta provocar la muerte de los árboles afectados (Baldini y Ojeda, 1994).

El control biológico implica el uso de enemigos naturales de plagas para suprimir sus poblaciones. Es una técnica antigua, siendo ya utilizada por los chinos en el siglo III (Jacas et al., 2005). Dentro del control biológico se encuentran los hongos entomopatógenos, estos microorganismos son capaces de causar enfermedades y posterior muerte a sus hospedantes (Sepúlveda, 2019). Los hongos más importantes son *Beauveria bassiana*, *Lecanicillium lecanii*, *Metarhizium anisopliae*, *Isaria fumosorosea* e *Hirsutella thompsonii* (H. Gómez et al., 2014). *Nematus desantisi* al ser un insecto de importancia en el sauce, los hongos entomopatógenos son una opción de control idónea; por tal motivo, se planteó esta investigación, para evaluar el efecto patogénico de los hongos entomopatógenos *Akanthomyces muscarius* y *Metarhizium anisopliae*, en larvas de la avispa sierra del sauce.

1.1. Problema de investigación

Las larvas de *Nematus desantisi* en niveles poblacionales altos generan intensas defoliaciones a árboles de sauce. Aunque estos pueden volver a generar hojas nuevas, estas a menudo son consumidas por una nueva generación de larvas. La consecuencia inmediata de la defoliación es la pérdida de la capacidad fotosintética (Ede, 2009).

El control químico de plagas ocasiona factores adversos como brotes de plagas secundarias, resurgencia de plagas, disminución de enemigos naturales, además que su uso indiscriminado genera resistencia en los organismos plaga, haciendo que se usen productos aún más tóxicos. Teniendo estos problemas, se toma como una opción el control biológico (Pacheco et al., 2019). Los hongos entomopatógenos constituyen el grupo de mayor importancia en el control biológico de insectos plaga (Gómez et al., 2014).

En Cajamarca la plaga de *Nematus desantisi* es desconocida, sin embargo, podría llegar a convertirse en una plaga crónica, causando daños severos a los sauces. El desconocimiento de métodos de control para la plaga hace que no se realice un adecuado manejo, incurriendo en problemas mayores, por tal motivo, se busca conseguir su control mediante métodos biológicos, usando hongos entomopatógenos. En Perú, es escasa la información relacionada al uso de entomopatógenos y es nula con respecto a su aplicación frente a *N. desantisi*. Valverde-Rodríguez et al. (2024) señalan que esto podría ser por el desconocimiento sobre la efectividad de los microorganismos en el manejo de las plagas. Por ello, la pregunta de investigación es ¿Cuál es el efecto patogénico de *Akanthomyces muscarius* y *Metarhizium anisopliae* en larvas de *Nematus desantisi*, “avispa sierra del sauce”, en condiciones de laboratorio?

1.2. Justificación

La avispa sierra del sauce ha sido reportada como plaga de importancia por producir defoliaciones severas en salicáceas (Bellocq et al., 2019), registrándose en países como Argentina (Dapoto y Giganti, 1994), Nueva Zelanda (Berry, 1997), Chile (Baldini y Ojeda, 1994) y Sudáfrica (Urban y Eardley, 1995).

La ausencia de métodos de control para la avispa sierra del sauce propicia el uso de productos químicos. Jiménez (2009) menciona que esto se debe a su rapidez de acción frente al control de plagas, pero junto con ello genera diversos problemas de salud, ambientales y agroecológicos. Motta-Delgado y Murcia-Ordoñez (2014) señalan que los hongos entomopatógenos se han convertido en una opción de control de plagas, sin generar contaminación y deterioro del medio ambiente.

Esta investigación se realizó con el fin de generar una herramienta de control para larvas de *Nematus desantisi* “avispa sierra del sauce”, con productos a base de hongos entomopatógenos, teniendo en cuenta la importancia del valor ambiental de los sauces, además considerando que la utilización de productos químicos en los últimos años ha tenido un aumento progresivo, el control biológico usando hongos entomopatógenos llega a ser una opción principal de manejo, ya que es amigable con el medio ambiente, no es dañino para las plantas, animales y el hombre, además de que las plagas no desarrollan mecanismos de resistencia. *A. muscarius* y *M. anisopliae* han sido utilizados en el control de insectos plaga y han resultado ser eficaces. Con esta investigación se busca integrar el método de control con hongos entomopatógenos al manejo integrado de esta plaga.

1.3. Objetivos

1.3.1. *Objetivo general*

Evaluar el efecto patogénico de *Akanthomyces muscarius* (Petch) Spatafora, Kepler & B. Shrestha y *Metarhizium anisopliae* (Metschn.) Sorokín en larvas de *Nematus desantisi* D.R. Smith, “avispa sierra del sauce”, en condiciones de laboratorio.

1.3.2. *Objetivos específicos*

Determinar la dosis óptima de *Akanthomyces muscarius* en el control microbiológico de *Nematus desantisi*.

Determinar la dosis óptima de *Metarhizium anisopliae* en el control microbiológico de *Nematus desantisi*.

1.4. Hipótesis

- **Hipótesis nula (H_0):**

Akanthomyces muscarius y *Metarhizium anisopliae* no ocasionan mortalidad a larvas de *Nematus desantisi*.

- **Hipótesis alternativa (H_1):**

Akanthomyces muscarius y *Metarhizium anisopliae* ocasionan al menos 50 % de mortalidad a larvas de *Nematus desantisi*.

CAPÍTULO II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Antecedentes de la investigación

Núñez Altamirano (2024) realizó una investigación en condiciones de laboratorio para evaluar la patogénesis de tres hongos entomopatógenos sobre trips de la rosa, en Cajamarca, Perú. Se usó un diseño completamente al azar con un testigo (T0) para el cual se usó agua destilada estéril y 6 tratamientos en concentraciones diferentes de *Beauveria bassiana* (T1= 12×10^9 , T2= 24×10^9 conidias Cil⁻¹), *Lecanicillium lecanii* (T3= 12×10^9 , T4= 24×10^9 conidias Cil⁻¹) y *Metarhizium anisopliae* (T5= 12×10^9 , T6= 24×10^9 conidias Cil⁻¹). Luego de dos días de evaluación, *Beauveria bassiana* (T2) y *Lecanicillium lecanii* (T4) causaron una mortalidad de 100 %, seguido de *Metarhizium anisopliae* (T6) con una mortalidad de 77 %.

Saidi et al. (2023), en un estudio bajo condiciones de laboratorio, aislaron una cepa de *Akanthomyces muscarius* de granos de trigo y evaluaron su capacidad para controlar larvas del primer estadio de *Thaumetopoea pityocampa*. Las concentraciones usadas fueron 2.3×10^4 , 2.3×10^5 y 2.3×10^6 conidias mL⁻¹ y para el testigo se usó agua estéril y Tween 80 (0.01%). La mayor concentración de conidias ocasionó una mortalidad de 92.15% y la menor concentración solamente alcanzó 62.74 %. Estos datos fueron registrados 11 días después de la aplicación de las suspensiones de conidias.

Ozdemir et al. (2021) realizaron una investigación en la cual evaluaron la eficacia de aislados de hongos entomopatógenos contra ejemplares adultos de *Palomena prasina* (L.), en Samsun, Turquía. La concentración de conidias usada para todos los aislados fue de 1×10^8 conidias mL⁻¹ y para el testigo se usó agua destilada estéril con 0,01 % de Tween 80. Los aislados que alcanzaron los mejores resultados pertenecieron a *Beauveria* spp., llegando a ocasionar 100 % de mortalidad a los 6 y 10 días después de la aspersión; *A. muscarius* con el

aislado TR-OR-1 y *Purpureocillium lilacinum* con (TR-SM-7), también lograron mortalidades de 100 %, pero a los 10 y 11 días, respectivamente.

Saleem y Ibrahim (2019) evaluaron la virulencia de los hongos entomopatógenos *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* y *Lecanicillium lecanii* sobre larvas de *Oryctes agamemnon* “escarabajo rinoceronte”, en Al Madinah, Arabia Saudita. Para ello usaron tres concentraciones de conidias (1×10^4 , 1×10^6 y 1×10^8 conidias mL^{-1}) con 5 réplicas cada una, además de un testigo sin conidias. La mortalidad fue registrada diariamente hasta 28 días después de la inoculación. Todos los hongos entomopatógenos resultaron ser virulentos, logrando mortalidades más altas con la mayor concentración; *M. anisopliae* logró una mortalidad de 60.8 %, *B. bassiana* 55.5 % y la menor mortalidad fue de *L. lecanii* con 29.2 %.

Avalos et al. (2013) llevaron a cabo una investigación para determinar el efecto del hongo entomopatógeno *Metarhizium anisopliae* sobre larvas del tercer estadio de *Plutella xylostella* “polilla dorso de diamante”, en condiciones de laboratorio, en La Libertad, Perú. Se prepararon concentraciones de hongos de 1×10^5 , 1×10^6 y 1×10^7 conidias mL^{-1} y para el control se usó Tween 80 al 0.1%; las evaluaciones de mortalidad se hicieron diariamente durante 5 días. La supervivencia de las larvas fue de 5% para la concentración de 1×10^5 y de 0% para las demás concentraciones, no hubo diferencia significativa entre los porcentajes de supervivencia.

Hasibuan et al. (2009) realizaron un estudio donde evaluaron la efectividad del hongo entomopatógeno *Metarhizium anisopliae* contra larvas de *Plutella xylostella* “polilla dorso de diamante”, en Lampung, Indonesia. Para ello hicieron uso de un diseño completamente aleatorizado (DCA), con cuatro concentraciones de conidias (5×10^4 , 3.5×10^5 , 2.5×10^6 y 1.2×10^7 conidias mL^{-1}) y un testigo (agua). Los resultados que se obtuvieron mostraron que después de 36 h de la aspersión, la concentración mayor mató a un 30 % de larvas, la menor

concentración de conidias logró la menor mortalidad siendo de 16.67 %, por su parte el testigo ocasionó una mortalidad de 0%.

2.2. Bases teóricas

2.2.1. Género *Salix*

Abarca árboles y arbustos deciduos (dióicos); algunos pueden llegar a medir hasta 35 metros de altura (*Salix nigra*) y otros como *Salix herbacea*, al cual Linneo calificó como el árbol más pequeño del mundo (Waizel-Bucay, 2010). Las especies presentan hojas alternas, caducas, pubescentes, llegando a ser hasta tomentosas, glabras y con estípulas persistentes o deciduas. Inflorescencias en amentos, raramente se presentan en espigas, pueden ser laxos o densos, terminales o axilares, las brácteas florales alternas protegen flores imperfectas. En flores estaminadas el número de estambres mayormente es de entre 2 y 8, estos presentan filamentos libres. Flores pistiladas con 2 carpelos, con un ovario sésil o pedicelado. Sus frutos en cápsulas pequeñas, dehiscentes desde el ápice, con 2 a 4 valvas. Presenta numerosas semillas, endospermadas, con múltiples pelos largos y sedosos (Novara, 2012).

Según *World Flora Online* (2025) la clasificación taxonómica es la siguiente:

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta (Angiospermas)

Orden: Malpighiales

Familia: Salicaceae

Género: *Salix*

2.2.1.1. Distribución climática. Los sauces tienen su origen en las zonas tropicales del este de Asia, llegando hasta las regiones frías del norte de Europa y Norteamérica, prefieren sitios húmedos, como zonas ubicadas en llanuras aluviales, a lo largo de cursos de agua y pantanos (Adema et al., 2022).

2.2.1.2. Importancia del género *Salix*. Los árboles y arbustos de este género han tenido valor desde tiempos antiguos; proporcionan madera, leña y fibra, ayudan en la restauración de bosques, recuperación de áreas degradadas, aportan al paisaje y a la mitigación del cambio climático (Dickmann y Kuzovkina, 2014). Sus raíces se prolongan varios metros, evitando la erosión en riberas; amenizan el paisaje, además de ofrecer hábitat a la fauna (Smart et al., 2005).

En la medicina se usaban desde la antigüedad para aliviar la fiebre, como analgésicos y antiinflamatorios, propiedades medicinales que provienen principalmente del ácido salicílico derivado de la salicina contenida en la corteza de los sauces (Waizel-Bucay, 2010).

Los sauces son usados en espacios urbanos, debido a sus atributos ornamentales y su adaptabilidad ecológica. Muchas especies se cultivan por su temprana floración, cuyas inflorescencias o amentos son uno de los principales atractivos, sumado a ello el follaje verde amarillento, verde oscuro, azul, plateado intenso o gris, generan un marcado contraste con otras plantas, incluso con tallos desnudos y las diversas formas de porte ascendente o colgante, aportan una fascinante arquitectura (Kuzovkina y Quigley, 2004).

2.2.2. *Nematus desantisi* Smith “avispa sierra del sauce”

Ede (2009) señala que *Nematus desantisi* Smith 1983 inicialmente fue descrita como una nueva especie, sin embargo, más tarde, Koch y Smith (2000) mencionan la sinonimia de esta con *Nematus oligospilus*.

2.2.2.1. Taxonomía. Smith (2003) clasifica a la avispa sierra de la siguiente forma:

Orden: Hymenoptera

Suborden: Symphyta

Familia: Tenthredinidae

Subfamilia: Nematinae

Género: *Nematus*

Especie: *Nematus desantisi* Smith, 1983

2.2.2.2. Morfología

Huevos: Tienen una medida de alrededor de 1,4 mm de largo, reniformes, de coloración verde (Urban y Eardley, 1995).

Larva: Mide 2 mm recién eclosionada y es de color amarillo pálido, en su último estadio tiene una longitud de hasta 17 mm y es casi totalmente verde; el ancho de la cápsula cefálica es de 1,6 mm; sutura coronal con una franja negra o marrón; región superior del triángulo frontal marrón; ojos negros; placa epicraneal con una franja marrón desde el ojo hasta el vértice; la región lateral de los estadios iniciales a veces con una o dos franjas longitudinales fuscas, propatas en los segmentos abdominales II-VII (Urban y Eardley, 1995).

Pupa: Tiene una longitud de 7-8 mm, libre. Las antenas, podotecas y pterotecas bien visibles. Ojos bien destacados de color oscuro, dentro de un capullo sedoso, semicircular, inicialmente verde y castaño al final del estado (Dapoto y Giganti, 1994).

Adulto hembra: Mide 5.2-7,0 mm, de color verde cuando está viva; van decolorándose de amarillo al ser montadas en seco. Las antenas de color amarillo pálido: escapo y pedicelo negros; superficie superior del flagelo marrón. Cabeza con mancha negra posterior al área postocelar, área interocelar y mancha en el área frontal ambas de color negro. Alas hialinas; costa y estigma amarillos (verdes cuando están vivas): venas restantes parduscas. Cabeza y tórax brillantes, con microescultura más opaca en la mitad del vértice y la frente (Koch y Smith, 2000). El ovipositor consta de tres pares de valvas (la sierra, la lanza y la vaina, de ventral a dorsal), todas ellas con sensillas mecanosensoriales (Fernández et al., 2019).

Adulto macho: Tiene una longitud de 4.7-5.3 mm, su coloración es similar a la de la hembra excepto en el área postocelar, la parte posterior del occipucio y el área frontal, las

cuales son totalmente negras. Superficies superiores de los tarsos completamente marrones. Abdomen con una franja dorsal ancha, negra y longitudinal. Escultura de la cabeza y el tórax similar a la de la hembra. Cabeza en vista dorsal subparalela detrás de los ojos, ligeramente estrecha, las antenas presentan una longitud que es 3.4 veces mayor que el ancho de la cabeza (Koch y Smith, 2000).

2.2.2.3. Distribución. Es común en la región holártica, se presenta en América del Sur, Lesotho, Sudáfrica y Nueva Zelanda (Koch y Smith, 2000).

2.2.2.4. Daños. Las larvas neonatas perforan las hojas en forma circular entre las nervaduras; se alimentan de las láminas foliares en forma paralela a la nervadura principal, para finalmente reducirlas solo a esta nervadura. Al alcanzar mayor tamaño se ubican longitudinalmente sobre el borde de las hojas y curvan el extremo caudal hacia el haz (Dapoto y Giganti, 1994). Los sauces pequeños pueden quedar totalmente defoliados, mientras que los árboles más grandes quedan defoliados más intensamente en la mitad inferior de la copa (Urban y Eardley, 1995).

2.2.2.5. Ciclo biológico. La postura de los huevos inicia con la aparición de hojas en los sauces. Las hembras van incrustando sus huevos, los cuales quedan semiencajados en el tejido foliar. El promedio de huevos por hoja es de 30, estos eclosionan en un periodo de tiempo de entre 6 a 7 días; inmediatamente después las larvas inician su alimentación, generando orificios de forma circular en las hojas (Baldini y Ojeda, 1994).

La duración del período larval es de aproximadamente tres semanas; antes de empezar a empupar las larvas maduras tejen sus capullos sobre las láminas foliares, o los restos de las hojas defoliadas. Si el follaje de los árboles es reducido se desplazan hacia las grietas de la corteza; al llegar el periodo de hibernación, las larvas se trasladan hacia el suelo donde forman una cámara en la que tejen sus capullos, al cual se adhieren partículas de tierra, permaneciendo

de 4 a 8 días en este estado. La longevidad de los adultos es de 3 a 7 días y la duración del ciclo biológico es de 31 a 36 días (Dapoto y Giganti, 1994).

2.2.3. *Control biológico de plagas*

Es ejercido por entomopatógenos, parasitoides y depredadores, los cuales se encuentran en la naturaleza actuando sobre las plagas, de esa forma evitan que aumenten sus números y generen daños significativos (García, 2000). Estos enemigos naturales de las plagas en su mayoría son manipulados, siendo algunos usados como formulados listos para ser aplicados, como *Verticillium* spp., *Beauveria bassiana*, *Bacillus thuringiensis* (Jiménez, 2009).

El control biológico despertó un gran interés a finales del siglo XIX, pero dejó de ser usado con la generalización de la lucha química. Los problemas causados por el uso de plaguicidas de manera intensiva hicieron que nuevamente el control biológico tuviera lugar importante, ahora es considerado indispensable en estrategias de producción sostenible (Jacas et al., 2005).

Eilenberg et al. (2001) mencionan que la subdivisión del control biológico incluye cuatro estrategias, que son el control biológico clásico, control biológico de inoculación, control biológico inundativo y control biológico conservativo:

Clásico: Consiste en la introducción de una especie biológica exótica, de manera intencional, la especie es generalmente coevolucionada. Tal es el caso de las liberaciones del escarabajo vedalia (*Rodolia cardinalis*) contra la cochinilla acanalada (*Icerya purchasi*) en California.

Inoculativo: Consiste en la liberación de un organismo vivo como agente de control biológico, siendo esto de manera intencional, con la expectativa de que se multiplique y controle la plaga por un período prolongado. Ejemplo de esto son las liberaciones de

Encarsia formosa Gahan (Hymenoptera: Aphelinidae) y otros enemigos naturales, ahora comúnmente practicadas en invernaderos.

Inundativo: Consiste en el uso de organismos vivos para controlar plagas, se logra el control exclusivamente por los propios organismos liberados. Ejemplo: uso de *Bacillus thuringiensis* para el control de insectos.

Conservativo: Consiste en la modificación del medio ambiente o de las prácticas existentes para proteger y mejorar enemigos naturales específicos u otros organismos para reducir el efecto de las plagas, como el caso de bancales para escarabajos en Gran Bretaña.

2.2.4. Hongos Entomopatógenos

2.2.4.1. Generalidades. Son microorganismos filamentosos que están formados por una parte vegetativa y una reproductiva. El conjunto de hifas vegetativas forma el micelio. Estos microorganismos son usados en el control biológico de plagas. Causan enfermedad y muerte a los insectos hospederos. La obtención de cepas generalmente proviene de la colecta en terreno, de insectos parasitados, o del suelo de lugares que no han sido intervenidos por el hombre, como parques o reservas naturales. Siendo patógenos facultativos, los hongos entomopatógenos tienen la capacidad de desarrollar un ciclo de infección al entrar en contacto con los insectos hospederos. Si esto no ocurre, el hongo puede usar la materia orgánica como sustrato (Sepúlveda, 2019).

El ciclo inicia con la adhesión de las conidias a la cutícula del insecto hospedero, para posteriormente germinar, en este proceso influyen la temperatura y humedad ambiental. El hongo produce enzimas las cuales degradan la cutícula y permiten la penetración (Sepúlveda, 2019). Cuando el hongo ha ingresado al cuerpo del insecto, en el hemocele, los cuerpos hifales producen blastosporas para colonizar y aprovechar los nutrientes del hospedero, además secretan proteínas efectoras y metabolitos secundarios para evadir la respuesta inmune del

hospedero, simultáneamente van produciendo toxinas que generan debilitamiento (Espinel et al., 2018). Los insectos en esta etapa tienen alteraciones en sus movimientos, no se pueden desplazar normalmente, dejan de alimentarse y reproducirse para posteriormente morir. Posterior a ello el hongo coloniza completamente el hemocele. Luego la cutícula es atravesada desde el interior, el insecto queda cubierto de micelio y conidias (Sepúlveda, 2019).

La eficacia de los hongos depende de su virulencia y persistencia, de las características del insecto, además de los factores ambientales, que son condicionantes en el éxito del micoinsecticida (Quesada-Moraga et al., 2009).

2.2.4.2. *Akanthomyces muscarius* (Petch) Spatafora, Kepler & B. Shrestha. El género *Akanthomyces* fue establecido por Lebert en el año 1858 para una especie, *A. aculeatus* Lebert, encontrado en una polilla en Europa (Chen et al., 2020). Tiene una amplia distribución, preferentemente en climas templados; se ha comercializado como agente de control biológico contra hemípteros, como moscas blancas y pulgones (Erdos et al., 2023).

a. Taxonomía

Según *Index Fungorum* (2025) y *Micobank* (2025) se clasifica de la siguiente manera:

Reino: Fungi

Clase: Sordariomycetes

Orden: Hypocreales

Familia: Cordycipitaceae

Género: *Akanthomyces*

Especie: *Akanthomyces muscarius* (Petch) Spatafora, Kepler & B. Shrestha 2017

b. Características

Consta de colonias de 2-2,5 cm de diámetro tras 10 días a 26 °C en Agar Papa Dextrosa (PDA), son circulares, compactas, con reverso de color crema a amarillo pálido (raramente amarillo). El micelio consta de hifas septadas, ramificadas, hialinas y lisas. Conidióforos erectos, flexuosos, septados, ramificados, lisos. Las células conidiógenas con un collar diminuto, solas o dispuestas en verticilos, ensanchadas en la base y ahusadas en la punta. Conidias solitarias de tamaño variable, viscosas, elipsoidales, subcilíndricas a cilíndricas, base atenuada, ápice redondeado, son unicelulares, lisas, hialinas a subhialinas (Vinit et al., 2018).

c. Modo de acción

Inicia con la adhesión de las conidias del hongo en la cutícula del hospedero, seguidamente enzimas hidrolíticas junto con otros factores y las condiciones ambientales favorecen a la germinación y penetración de la cutícula (Ortiz-Urquiza, 2017, como se citó en Turco et al., 2024). El hongo luego se multiplica en la hemolinfa del insecto, coloniza los tejidos internos y puede producir metabolitos secundarios tóxicos. Los insectos muertos aparecen momificados y son la fuente de nuevos propágulos infecciosos (Grabka et al., 2022). Generalmente la temperatura adecuada para la germinación y el crecimiento de los hongos entomopatógenos está entre 20 °C y 28 °C, con un óptimo de 25 °C (Espinel et al., 2018). El desarrollo óptimo de la mayoría ocurre si la humedad relativa es superior al 90 % (Quesada-Moraga et al., 2024).

2.2.4.3. *Metarhizium anisopliae* (Metschn.) Sorokīn. Conocido como el hongo de la muscardina verde, se utiliza en el control de diversas plagas, como el salivazo de los pastos (*Zulia* spp.), el salivazo de la caña de azúcar (*Aenolamia* spp., *Mahanarva postica*), también se ha utilizado contra el picudo rayado en caña de azúcar (*Metamazius hemipterus*), termitas (*Cornitermes cumulans*), el escarabajo del coco (*Oryctes rhinocerus*), mosca blanca

(*Bemisia tabaci*), el pulgón (*Myzus persicae*) y chinches (*Piezodorus guildinii*, *Nezara viridula* y *Euschistus heros*). *M. anisopliae* tiene la característica de producir destruxina E, una toxina que tiene propiedades repelentes e insecticidas. Más de 300 especies de insectos son susceptibles a la infección por este entomopatógeno (Carballo et al., 2004).

a. Taxonomía

Según *Index Fungorum* (2025) y *Micobank* (2025) se clasifica de la siguiente manera:

Reino: Fungi

Clase: Sordariomycetes

Orden: Hypocreales

Familia: Clavicipitaceae

Género: *Metarhizium*

Especie: *Metarhizium anisopliae* (Metchnikoff) Sorokin (1883)

b. Características

M. anisopliae presenta células conidiógenas de forma cilíndrica, con ápices redondeados o cónicos. Los conidióforos son ramificados repetidamente formando una estructura semejante a un candelabro. Los conidios son aseptados, cilíndricos u ovoides, formando cadenas usualmente arregladas en columnas prismáticas o cilíndricas, o en masas sólidas de cadenas paralelas. Su color varía entre el verde pálido o brillante a verde-amarillo u oliváceo (Carballo et al., 2004). Las conidias son blancas cuando son jóvenes, pero al madurar toman el color verde oscuro característico de esta especie (Gómez et al., 2014).

c. Modo de acción

M. anisopliae actúa por contacto, el conidio se adhiere a la cutícula, luego penetra por acción mecánica y enzimática, seguidamente coloniza el interior del insecto, así como también

produce toxinas. La velocidad y eficiencia con que se desarrolle cada una de estas etapas puede determinar la virulencia del microorganismo (Villamizar y Cotes, 2003). Los insectos enfermos dejan de alimentarse, pierden la coordinación, el tegumento cambia de color. Después de morir, presentan signos característicos como son crecimiento del hongo en las zonas intersegmentales, también presentan una coloración verde debido a la esporulación (Carballo et al., 2004).

2.3. Definición de términos básicos

2.3.1. *Entomopatógeno*

Microorganismo que enferma a los insectos y les causa una muerte lenta. Entre estos, los más importantes son hongos, virus y bacterias (Jiménez, 2008). Son microorganismos capaces de causar enfermedades a insectos, invaden, se reproducen en sus hospederos y se propagan para infectar a otros insectos. Incluyen agentes no celulares (virus), procariotas (bacterias), eucariotas (hongos y protistas) y nemátodos (Kaya y Vega, 2012).

2.3.2. *Epizootia*

Enfermedad causada por microorganismos entomopatógenos, la cual se presenta con un alto índice de frecuencia en una población. La epizootia puede ser natural, cuando los entomopatógenos están enfermando a las poblaciones sin necesidad de haber sido introducidos al agroecosistema; también puede ser artificial, cuando se hace producción masiva de los entomopatógenos y son aplicados en campo para controlar cierta plaga a la que van dirigidos (Vázquez Moreno y Elósegui Claro, 2011).

2.3.3. *Estado de vida de un insecto*

Son las etapas de vida de un insecto: huevo, ninfa (en los Hemimetábolos), larva y pupa (en los Holometábolos) y adulto (Costa y Ide, 2006).

2.3.4. *Estadio*

Es cada etapa del estado larval o ninfal, los estadios están delimitados por el periodo entre mudas (Costa y Ide, 2006).

2.3.5. *Insecto*

Invertebrado con simetría bilateral, presenta tres regiones bien definidas que son cabeza, tórax y abdomen, poseen tres pares de patas, la mayor parte de los adultos presentan dos pares de alas (Moreno y López, 2017). Pertenecen al filo Arthropoda dentro de la clase Insecta, se caracteriza por poseer tres tagmas corporales (cabeza, tórax y abdomen; cada uno de los cuales es el resultado de la tagmosis de múltiples segmentos), un par de antenas, tres pares de patas y dos pares de alas en la edad adulta (Redak, 2023).

2.3.6. *Patogenicidad*

Es la capacidad que tiene un organismo para causar una enfermedad, la cual es medida por la virulencia (Castellanos-Domínguez, 1997). La patogenicidad resulta de la expresión de factores virulentos, proteínas esenciales para la invasión y colonización del huésped, la evasión de su sistema inmunitario y la absorción de nutrientes a su costa. La infección es el daño infligido al huésped durante este proceso (Abade dos Santos et al., 2021).

2.3.7. *Plaga*

“Cualquier especie, raza o biotipo vegetal o animal o agente patógeno dañino para las plantas o productos vegetales” (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación [FAO], 2010, p. 18). Cualquier organismo vivo que ocasiona daños económicos, los cuales pueden afectar, entre otros, a los vegetales, e incluyen ácaros, insectos, aves, roedores, nemátodos, virus, viroides, hongos, bacterias, micoplasmas y malezas (Cañedo et al., 2011).

2.3.8. Virulencia

Es la capacidad de los microorganismos entomopatógenos para causar mortalidad en plagas (Dávila et al., 2001), expresa el grado de patogenicidad dentro de una especie o grupo (Shapiro-Ilan et al., 2005). La virulencia se emplea para comprender dos rasgos de un organismo patogénico: su infectividad (la capacidad para colonizar a un huésped, representada numéricamente por la dosis infecciosa media - DI_{50}) y la gravedad de la enfermedad producida (representada por la dosis letal media DL_{50}) (Castellanos-Domínguez, 1997).

CAPÍTULO III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación del estudio

La investigación fue realizada en el Laboratorio de Protección Forestal y de Fauna Silvestre de la Escuela Académico Profesional de Ingeniería Forestal, Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Cajamarca, ubicado en la ciudad, distrito, provincia y departamento de Cajamarca, a 2684 m s. n. m., 776648.94 m E y 9206718.50 m N (Google Earth).

3.2. Materiales

3.2.1. *Material biológico*

- Larvas de *Nematus desantisi* “avispa sierra del sauce”
- Hongos entomopatógenos (*Akanthomyces muscarius* y *Metarhizium anisopliae*)
- Árboles de sauce

3.2.2. *Materiales y equipos de laboratorio*

- Aceite agrícola
- Agua destilada
- Alcohol al 90 %
- Baldes
- Balanza electrónica
- Bisturí
- Cámara fotográfica
- Colador
- Estereoscopio
- Estiletes
- Formatos de toma de datos

- Guantes desechables
- Jaulas de crianza
- Láminas cubre y portaobjetos
- Lentes de protección
- Microscopio
- Papel filtro
- Pinzas entomológicas
- Placas Petri
- Pulverizador
- Termohigrómetro

3.3. Metodología

3.3.1. Variables

3.3.1.1. Variable independiente

- *Akanthomyces muscarius*
- *Metarhizium anisopliae*

3.3.1.2. Variable dependiente

- Larvas de *Nematus desantisi*

3.3.2. Tratamientos

Tabla 1

Tratamientos en estudio

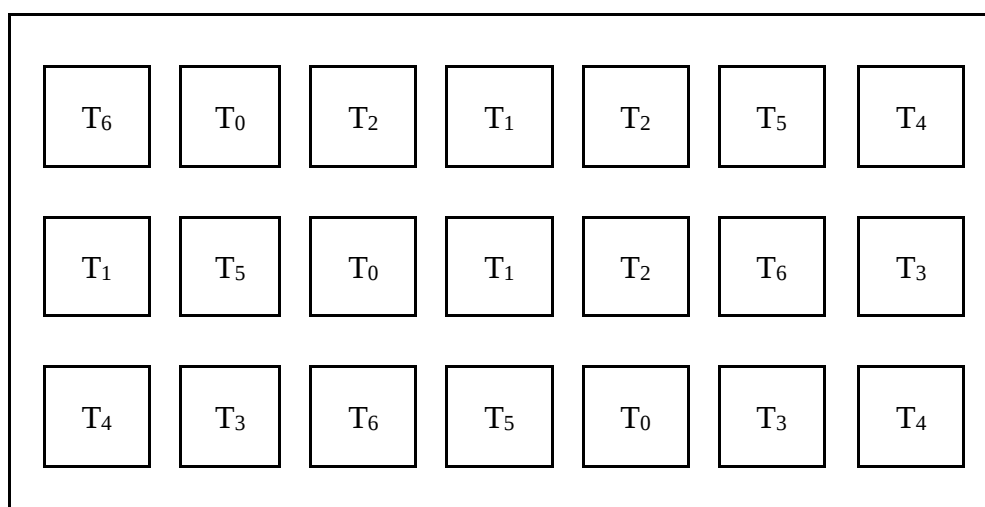
Tratamiento	Entomopatógeno	Gramos/Litro de agua	Concentración de conidias en la solución
T0	Testigo (agua destilada)	0	0
T1	<i>Metarhizium anisopliae</i>	4 g	4×10^9
T2	<i>Metarhizium anisopliae</i>	8 g	8×10^9
T3	<i>Metarhizium anisopliae</i>	16 g	16×10^9
T4	<i>Akanthomyces muscarius</i>	5.71 g	4×10^9
T5	<i>Akanthomyces muscarius</i>	11.43 g	8×10^9
T6	<i>Akanthomyces muscarius</i>	22.86 g	16×10^9

3.3.3. Diseño experimental

Se utilizó un Diseño Completamente al Azar (DCA) con seis tratamientos de hongos entomopatógenos y un testigo, cada uno con tres repeticiones, haciendo un total de 21 unidades experimentales.

Figura 1

Diseño experimental



3.3.4. Unidad de análisis, población, muestra

Unidad de análisis: Está constituida por cada una de las larvas evaluadas de *N. desantisi*.

Población: Comprende 140 larvas evaluadas de *N. desantisi*.

Muestra: La muestra es igual a la población, la cual estuvo constituida por 140 larvas evaluadas de *N. desantisi*, con 20 larvas asignadas a siete tratamientos.

3.3.5. Obtención de material experimental

a) Recolección de larvas de *N. desantisi*

Se hizo recolección de las larvas en árboles de sauce infestados, así como también se recolectó ramitas terminales para su alimentación periódica.

b) Obtención de los hongos entomopatógenos

Los hongos entomopatógenos fueron adquiridos del Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA), Lima.

3.3.6. Preparación y aplicación de los tratamientos

Primero, se llevó a cabo la prueba en blanco para determinar la cantidad de agua, entomopatógeno y aceite agrícola necesarios para cada tratamiento.

Para la preparación de tratamientos se usó la metodología propuesta por Gómez et al. (2014), quienes indican que la dosis es de 2 bolsas de 800 g del entomopatógeno por 200 L de agua y 100 mL de aceite por cada 800 g. Para la preparación se agregó al entomopatógeno (contenido en granos de arroz) aceite agrícola con el objetivo de encapsular las conidias, seguidamente se le agregó agua destilada, para soltar las conidias. Se coló la mezcla, obteniendo como resultante el caldo entomopatógeno, el cual se depositó en un balde y se dejó reposar 16 h, con el objetivo de hidratar las conidias.

Las larvas recolectadas fueron colocadas en jaulas de crianza de vidrio, cúbicas de 25 cm de lado, en donde se les alimentó con 50 g de ramitas terminales de sauce, después de 24 h se realizaron las aspersiones de manera uniforme con 50 mL de la suspensión, para cada tratamiento con hongos según la concentración definida y el testigo con agua destilada, se realizó una sola aplicación, posteriormente se llevó a cabo las evaluaciones.

3.3.7. *Condiciones ambientales*

Las condiciones de temperatura y humedad relativa en el laboratorio y en el interior de cada caja, se registraron durante los 23 días de evaluación, obteniendo los siguientes promedios:

Tabla 2

Promedios de las condiciones ambientales registradas en el área de evaluación

Ambiente	Temperatura promedio (°C)	Humedad relativa promedio (%)
Laboratorio	17.4	53.4
Cajas	17.7	96.7

3.3.8. *Registro de datos de la patogénesis*

Se hizo registro de las características de las larvas infectadas, analizando aspectos como el color, movimiento, tasa de alimentación y la presencia del micelio. Las larvas muertas fueron recolectadas en placas Petri con base de papel filtro humedecido, para permitir el crecimiento de los hongos, la muerte con el entomopatógeno se confirmó mediante la aparición del micelio en el cuerpo de las larvas muertas (colonización) y las posteriores observaciones microscópicas en laboratorio.

3.3.9. *Procesamiento y análisis de datos*

Para determinar la dosis óptima de cada hongo entomopatógeno el procedimiento fue el siguiente:

La mortalidad de larvas se evaluó diariamente durante 23 días, periodo que duró la etapa larvaria, para luego obtener el porcentaje de mortalidad, para ello se usó la fórmula dada por Nidagundi et al. (2021), que se indica:

$$M = \frac{d}{n} \times 100$$

Donde:

M=Porcentaje de mortalidad de larvas

d=Número de larvas muertas por el tratamiento

n=Número total de larvas

La corrección de la mortalidad se hizo mediante la fórmula de Abbott (1925, como se citó en Nidagundi et al., 2021), que se señala:

$$Mc = \frac{(M - C)}{100 - C} \times 100$$

Donde:

Mc= Mortalidad corregida

M= Porcentaje de mortalidad observada en el tratamiento

C= Porcentaje de mortalidad observada en el testigo.

Los datos obtenidos durante el proceso de evaluación se sometieron a análisis mediante el programa estadístico R (RStudio), para el cálculo del análisis de varianza (ANOVA) a un nivel de 5 %.

Los porcentajes de mortalidad obtenidos se transformaron, con el objetivo de estabilizar las varianzas, mediante la fórmula usada por Lin y Xu (2020), adicionando un factor de corrección de 0.05:

$$Yi' = \arcseno\sqrt{Pi + 0.05}$$

Donde:

Yi': Dato transformado en radianes

Pi: Proporción de mortalidad observada en cada tratamiento

Para verificar la confiabilidad del ANOVA, se calcularon los supuestos estadísticos, como normalidad de los residuos mediante la prueba de Shapiro-Wilk, la homogeneidad de varianzas mediante Bartlett, además de la independencia de residuos con Durbin-Watson. Al comprobar las diferencias significativas entre los tratamientos, se procedió a realizar la prueba de comparaciones múltiples de Tukey con un nivel de significancia del 5 %.

CAPÍTULO IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Dosis óptima de *Metarhizium anisopliae* y *Akanthomyces muscarius* en larvas de *Nematus desantisi*

4.1.1. *Metarhizium anisopliae*

Tabla 3

Manifestaciones de la patogenicidad en larvas de N. desantisi con M. anisopliae

Tratamientos	Número de larvas	Pérdida de movilidad (Día)	Mortalidad (Día)	Colonización (Día)	Esporulación (Día)
T1	20	3	5	12	14
T2	20	3	4	11	13
T3	20	2	4	11	13

En la Tabla 3 se evidencian los días en que se presentaron por primera vez cada una de las manifestaciones de la patogenicidad del hongo con los tres tratamientos. Se observa que las larvas de *N. desantisi* perdieron movilidad a partir del día 3 para el T1 y T2 y al segundo día para el T3; la mortalidad fue registrada a partir del día 4 en los tratamientos T2 y T3, en el T1 fue al día 5; la colonización de las larvas se vio a partir del día 12 para el T1, para el T2 y T3 fue al día 11; la esporulación se observó a partir del día 14 con el T1 y al día 13 para el T2 y T3.

4.1.2. *Akanthomyces muscarius*

Tabla 4

Manifestaciones de la patogenicidad en larvas de N. desantisi con A. muscarius

Tratamientos	Número de larvas	Pérdida de movilidad (Día)	Mortalidad (Día)	Colonización (Día)	Esporulación (Día)
T4	20	2	4	10	12
T5	20	2	4	10	12
T6	20	2	4	10	12

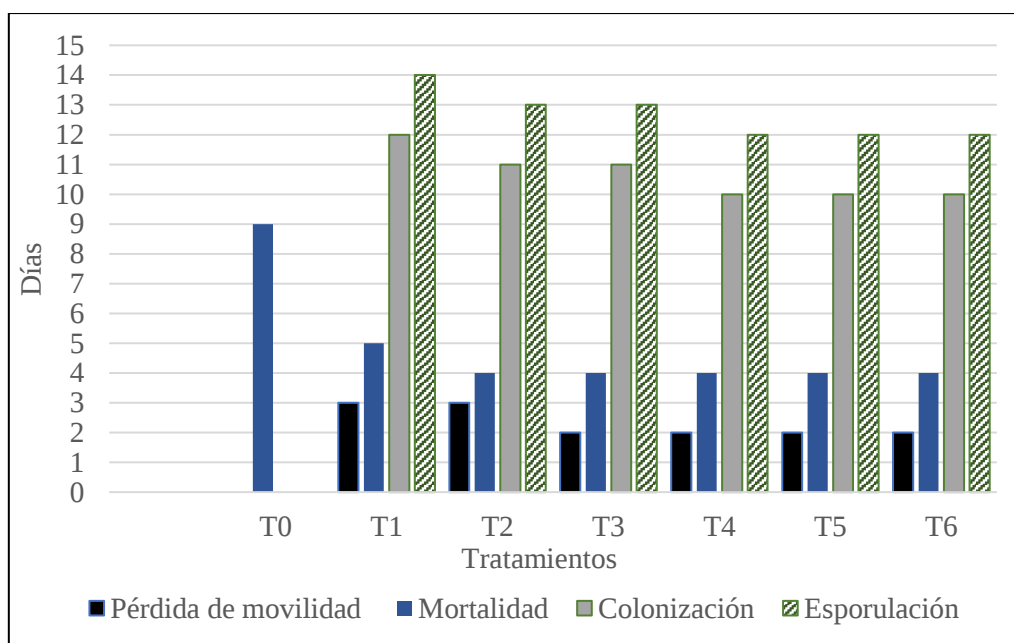
En la Tabla 4 se muestra los días en los cuales se observaron por primera vez cada una de las manifestaciones de la patogenicidad del hongo con los tratamientos usados. Se observa

que la pérdida de movilidad de las larvas de *N. desantisi* se mostró al día 2 para todos los tratamientos; de igual manera la mortalidad fue registrada al día 4 en todos los tratamientos; la colonización de las larvas se manifestó a partir del día 10 para todos los tratamientos; la esporulación se mostró a partir del día 12 en todos los tratamientos.

4.1.3. Comparación entre los tratamientos

Figura 2

Manifestaciones de la patogenicidad en los tratamientos con hongos respecto al testigo



En la Figura 2 se observa que los tratamientos con los hongos entomopatógenos muestran diversos indicadores de la patogenicidad, a diferencia del testigo en el que solo se observó mortalidad, considerándose esta como muerte natural, con ello se evidencia que los efectos observables en las larvas de *N. desantisi* tratadas con los hongos entomopatógenos fueron causados específicamente por estos.

La dosis óptima del hongo se determinó mediante el número de larvas infectadas y que posteriormente murieron, al respecto Téllez-Jurado et al. (2009) mencionan que para que el hongo entomopatógeno cause mortalidad al hospedador pasa por varias fases, primero la adhesión de esporas a la cutícula y su consecutiva germinación, seguido penetra en el

hemocele, para después desarrollarse internamente, proceso en el cual causa la muerte del insecto. Finalmente, las hifas emergen nuevamente al exterior del insecto, en donde se inicia la esporulación.

Las larvas de *N. desantisi* inoculadas con los hongos entomopatógenos mostraron pérdida de movilidad, en su mayoría a los dos días después de la aplicación de los tratamientos, posterior a ello, la mortalidad se observó también mayoritariamente dos días después, seguido fueron colonizadas con hifas de ambos hongos. *M. anisopliae* las colonizó completamente 7 días después de la muerte y las esporas fueron visibles 9 días después de la muerte, las cuales se caracterizaron por un color verde, esto concuerda con el estudio de Gabarty et al. (2014), quienes observaron la presencia de esporas verdes sobre larvas de *Agrotis ipsilon* después de 15 días de su muerte causada por *M. anisopliae*, por su parte, Gerding et al. (2000) evidenciaron que el micelio de *M. anisopliae* sobre larvas de *Otiorhynchus sulcatus*, inicialmente fue color blanquecino, para luego cambiar a un color verde oliva por la presencia de esporas. Las larvas infectadas con *Akanthomyces muscarius* fueron colonizadas 6 días después de la muerte, las esporas pudieron ser apreciadas mediante vistas microscópicas 2 días después de la colonización. Al respecto, Saidi et al. (2023) señalan que 10 días después de la aplicación con *A. muscarius* su micelio blanquecino colonizó completamente a larvas de *Thaumetopoea pityocampa*.

4.2. Determinación de la dosis óptima de *Metarhizium anisopliae* sobre el control de larvas de *Nematus desantisi*

Las evaluaciones duraron 23 días, hasta que todas las larvas hayan muerto o empupado. En las tablas y gráficos se muestran solamente los días en los cuales se observó mortalidad, los días que no se incluyen la mortalidad fue de 0 %.

4.2.1. Tratamiento 1 (T1): *Metarhizium anisopliae* (4×10^9 conidias L^{-1})

En la Tabla 5 se evidencian los días en los que se registró la mortalidad durante el tiempo que duraron las evaluaciones. El porcentaje de mortalidad fue de 25 %, de un total de 20 larvas evaluadas.

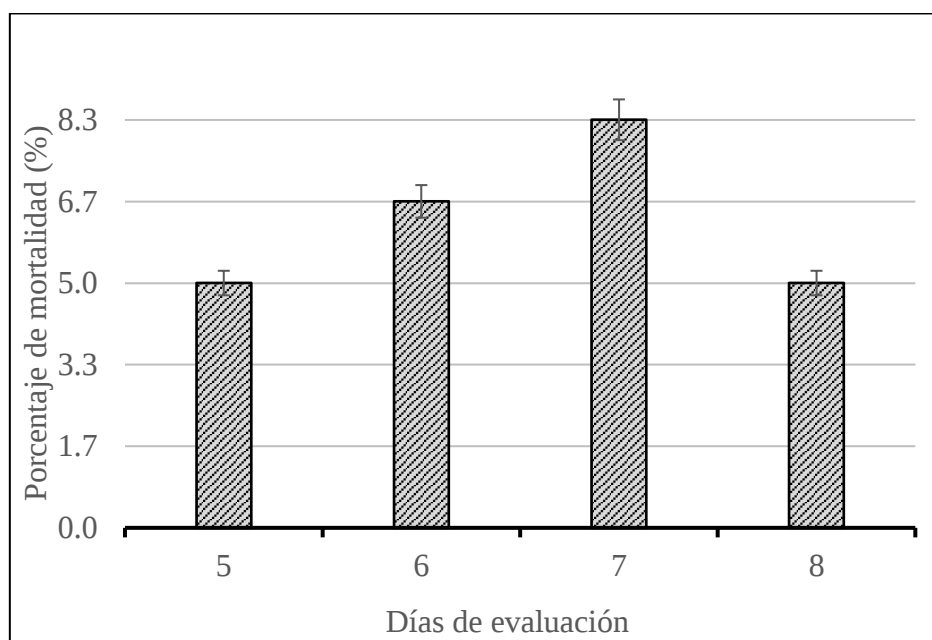
Tabla 5

Porcentaje de mortalidad de larvas de N. desantisi

Fecha de aplicación	Evaluación inicial	Evaluación posterior	
	Nº de larvas evaluadas	Días posteriores a la aplicación	Porcentaje de mortalidad (%)
20/10/2025	20	5	5.0
		6	6.7
		7	8.3
		8	5.0
TOTAL			25.0

Figura 3

Porcentaje de mortalidad de larvas de N. desantisi.



En la Figura 3 se observa que durante los cuatro primeros días no se evidenciaron larvas muertas, la mortalidad larvaria inició 5 días después de la aplicación con el tratamiento y tuvo

un número máximo al día 7. Este tratamiento no generó mortalidades significativas en las larvas de *N. desantisi*, 75 % del total no se vio afectado llegando a empupar.

Las condiciones de temperatura y humedad relativa del medio influyeron en la mortalidad de larvas de *N. desantisi*. Nussenbaum (2014) indica que *M. anisopliae* tiene alta germinación cuando se incuba en temperaturas de entre 23 y 30 °C. Por su parte, Espinel et al. (2018) mencionan que la temperatura es un factor que tiene mucha influencia en la patogenicidad y virulencia de los hongos entomopatógenos, así como también otros factores como la radiación solar y la humedad relativa.

Las larvas infectadas presentaron pérdida de movilidad, esto debido a que *M. anisopliae* produce destruxinas (Dxs), estas toxinas pueden provocar dificultades en la alimentación y movilidad de los insectos como lo mencionan Schrank y Vainstein (2010). Esto concuerda con Hasibuan et al. (2009), quienes evidenciaron la disminución de movimientos en larvas de *Plutella xylostella* tratadas con *M. anisopliae*, además de no observar desarrollo fúngico externo en las larvas infectadas antes de la muerte del hospedador. Maranhão y Maranhão (2008) mencionan que para que haya desarrollo fúngico externo, las condiciones deben ser favorables (temperatura y humedad); cuando se presentan las condiciones adecuadas, las hifas atraviesan el tegumento del insecto ocurriendo la emergencia del hongo hacia el exterior. Generalmente la emergencia ocurre por las regiones menos esclerosadas del tegumento, como las membranas intersegmentales o los espiráculos, pero esto dependerá también del hospedante y de su estado de desarrollo.

4.2.2. Tratamiento 2 (T2): *Metarhizium anisopliae* (8×10^9 conidias L^{-1})

En la Tabla 6 se muestran los días en los que se registró la mortalidad durante el tiempo que duraron las evaluaciones. El porcentaje de mortalidad fue de 31.7 %, de un total de 20 larvas evaluadas.

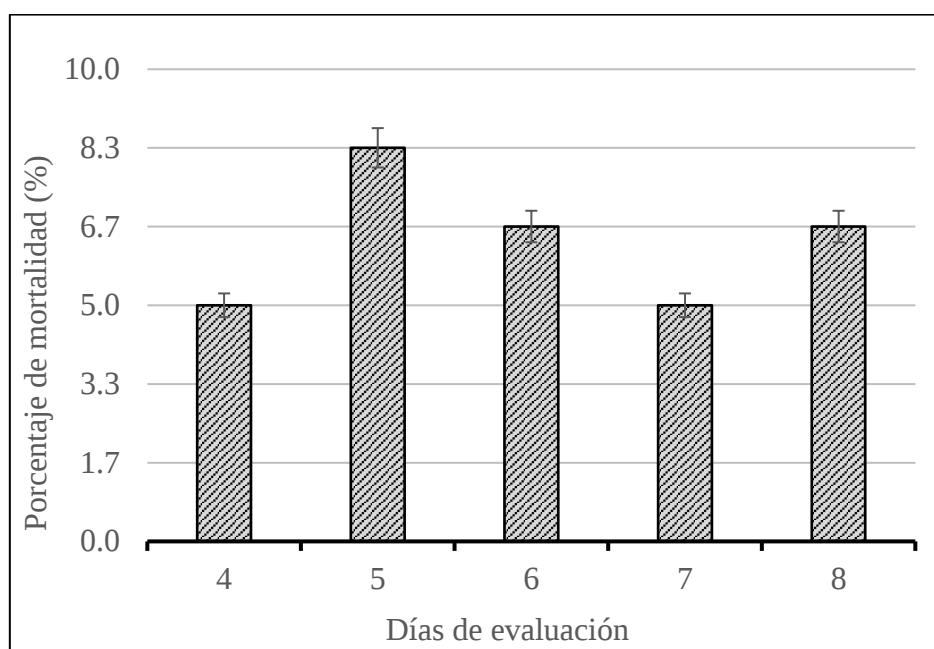
Tabla 6

Porcentaje de mortalidad de larvas de N. desantisi

Fecha de aplicación	Evaluación inicial	Evaluación posterior	
	Nº de larvas evaluadas	Días posteriores a la aplicación	Porcentaje de mortalidad (%)
20/10/2025	20	4	5.0
		5	8.3
		6	6.7
		7	5.0
		8	6.7
TOTAL			31.7

Figura 4

Porcentaje de mortalidad de larvas de N. desantisi



En la Figura 4 se observa que la mortalidad con este tratamiento inició 4 días después de la aplicación, mostrando resultados de mortalidad un día antes que el T1, la mayor mortalidad de larvas se registró 5 días después de la aplicación, el 68.3 % de larvas llegó a empupar. La baja mortalidad de larvas en este tratamiento puede estar relacionada con diversos factores específicos, Carballo et al. (2004) mencionan que entre los factores involucrados en la mortalidad del hospedador con *M. anisopliae* están: la producción de metabolitos tóxicos, el

efecto mecánico que se produce durante la etapa de infección, además de las enzimas que produce este hongo, las cuales ayudan en el desarrollo de la enfermedad; la humedad es otro factor de importancia que influye en los diferentes procesos de infección del hongo. Al respecto, González (2003) afirma que los aislamientos de *M. anisopliae* aumentan su patogenicidad, mientras mayor sea la humedad relativa, siendo más patogénico con humedades relativas de entre 90 y 100 %, Boucias et al. (1988) también demostraron que la presencia y la disposición espacial de las espinas cuticulares facilitan la fijación de los conidios.

Los resultados de mortalidad aumentaron ligeramente con respecto al T1, esto coincide con lo reportado por Lucero et al. (2004), quienes observaron que al incrementarse la concentración de conidias de *M. anisopliae* mayor fue el porcentaje de mortalidad de larvas de *Ancognatha scarabaeiodes*.

4.2.3. Tratamiento 3 (T3): *Metarhizium anisopliae* (16×10^9 conidias L^{-1})

En la Tabla 7 se presentan los días en los que se registró la mortalidad durante el tiempo que duraron las evaluaciones. El porcentaje de mortalidad fue de 53.3 %, de un total de 20 larvas evaluadas.

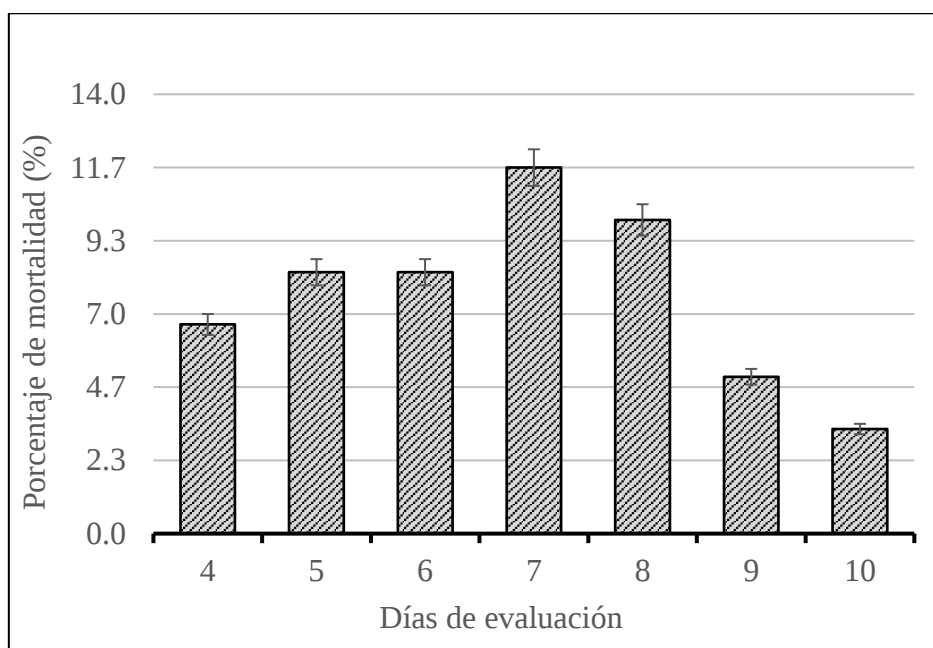
Tabla 7

Porcentaje de mortalidad de larvas de N. desantisi

Fecha de aplicación	Evaluación inicial	Evaluación posterior	
	N° de larvas evaluadas	Días posteriores a la aplicación	Porcentaje de mortalidad (%)
20/10/2025	20	4	6.7
		5	8.3
		6	8.3
		7	11.7
		8	10.0
		9	5.0
		10	3.3
TOTAL			53.3

Figura 5

Porcentaje de mortalidad de larvas de N. desantisi



En la Figura 5 se observa que a partir del día 4 empezó a mostrarse la mortalidad. El porcentaje máximo de larvas muertas en un día fue de 11.7 %, registrándose esta mortalidad 7 días después de la aplicación del tratamiento, el 46.7 % del total de las larvas llegó a empupar.

Para este tratamiento (T3) la mortalidad de larvas fue mayor que para el T1 y T2. Estudios similares como el realizado por Saleem y Ibrahim (2019) registraron una mortalidad de 60.8 % en larvas de *Oryctes agamemnon* y un tiempo letal medio de 11.3 días. Del mismo modo, Alvarado et al. (2013) reportaron 45 % de mortalidad en larvas de *Rhynchophorus palmarum*. Zafar et al. (2020) mencionan que *M. anisopliae* alcanzó el 93.13 % de mortalidad en larvas de *Plutella xylostella* a una concentración de 4×10^8 esporas mL^{-1} , además indicó que los resultados fueron altamente dependientes de la concentración. En otros estudios, como el realizado por Pria Júnior et al. (2008), *M. anisopliae* causó una mortalidad de 87.1 % en *Oncometopia facialis*, a una concentración de 5×10^7 conidios mL^{-1} . Abdel-Raheem et al. (2021) reportaron una mortalidad de 85 % en ninfas y adultos de *Aphis craccivora* a una concentración de 1×10^9 esporas mL^{-1} . Ibarra-Aparicio et al. (2005)

obtuvieron 40.1 % de mortalidad en *Dalbulus maidis* a los 25 días después de la aspersión a una concentración de 1×10^7 esporas mL^{-1} . Lucero et al. (2004), por su parte, mencionan que *M. anisopliae* causó una mortalidad de 100 % en larvas de *Ancognatha scarabaeiodes*, 18 días después de la aplicación a una concentración de 1×10^{10} esporas mL^{-1} . Bernal et al. (1994) evaluaron la virulencia de *M. anisopliae* en *Hypothenemus hampei* a una concentración de 1×10^7 conidias mL^{-1} , logrando alcanzar 95 % de mortalidad. Asimismo, Espinel Correal et al. (1998) obtuvieron mortalidades de hasta 100 % en *Rhammatocerus schistocercoides*, a los 11 días a una concentración de 1×10^8 conidios mL^{-1} .

La sintomatología que presentaron las larvas antes de la muerte no difirió de los tratamientos T1 y T2, observándose solamente la disminución de movimientos.

4.3. Determinación de la dosis óptima de *Akanthomyces muscarius* sobre el control de larvas de *Nematus desantisi*

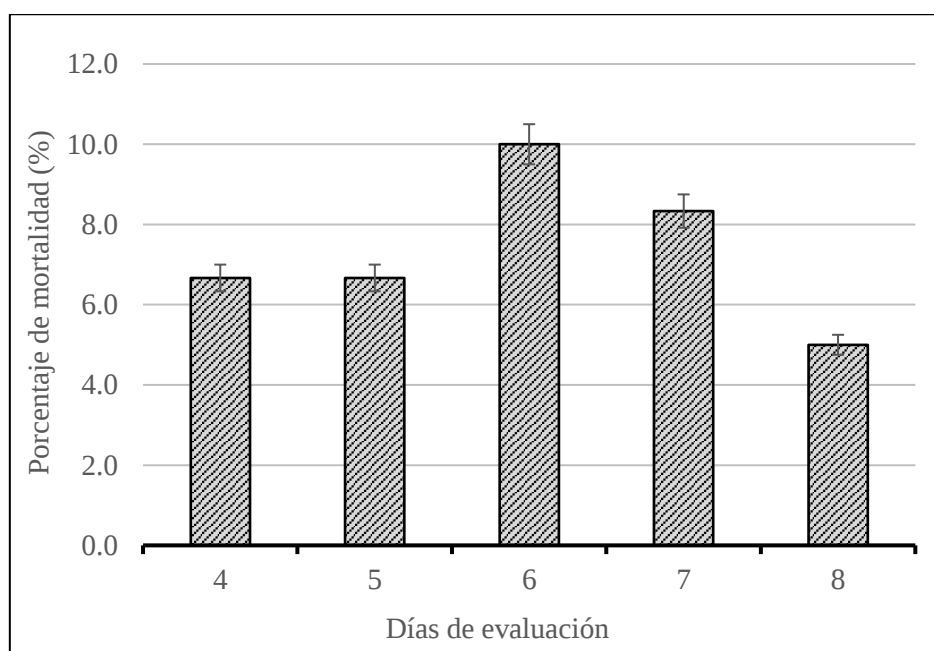
Para los tratamientos aplicados de *A. muscarius*, las evaluaciones finalizaron cuando las larvas habían muerto o llegado a empupar, durando 23 días. En las tablas y gráficos se muestran únicamente los días en los cuales se evidenció mortalidad larval, los días que no están incluidos la mortalidad fue de 0 %.

4.3.1. Tratamiento 4 (T4): *Akanthomyces muscarius* (4×10^9 conidias L^{-1})

En la Tabla 8 se presentan los días en los que se registró la mortalidad durante el tiempo que duraron las evaluaciones. El porcentaje de mortalidad fue de 36.7 %, de un total de 20 larvas evaluadas.

Tabla 8*Porcentaje de mortalidad de larvas de N. desantisi*

Fecha de aplicación	Evaluación inicial	Evaluación posterior	
	N° de larvas evaluadas	Días posteriores a la aplicación	Porcentaje de mortalidad (%)
20/10/2025	20	4	6.7
		5	6.7
		6	10.0
		7	8.3
		8	5.0
TOTAL			36.7

Figura 6*Porcentaje de mortalidad de larvas de N. desantisi*

En la Figura 6 se observa que con el tratamiento se obtuvo el número máximo de mortalidad el día 6, iniciando la mortalidad el día 4. El porcentaje de larvas que no se vieron afectadas fue de 63.3 %. Al respecto, Shahriari et al. (2021) mencionan que esta ausencia de mortalidad en las larvas puede deberse a la interacción huésped-patógeno, influyendo factores como la eficiente fijación de los conidios al tegumento, la composición del tegumento que afecta al tubo de penetración y la respuesta de defensa de las larvas frente al hongo. Pedrini

(2018) señala que existen dos tipos de reacciones inmunitarias: la primera es la respuesta celular, la cual implica fagocitosis, agregación de hemocitos y la encapsulación de patógenos; la segunda es la respuesta humoral, que incluye la inducción de diversos péptidos antimicrobianos, lectinas y la cascada de la profenoloxidasa.

Las condiciones de temperatura y humedad relativa influyeron en la mortalidad de larvas, especialmente la alta temperatura es un factor que influye en el efecto del hongo Monzón (2001). *Akanthomyces muscarius* puede germinar y crecer de forma óptima con humedades relativas cercanas al 100 % (Nishi et al., 2022; Rodríguez Dos Santos, 2023; Saidi et al., 2023), según la European Food Safety Authority et al. (2020) la temperatura óptima de crecimiento de este hongo es de 25 °C. En este sentido Montesinos-Matías et al. (2015) señalan que, para almacenar un hongo entomopatógeno durante tiempos prolongados, se debe mantener en refrigeración (4-8 °C), de esa forma disminuir el metabolismo de los hongos.

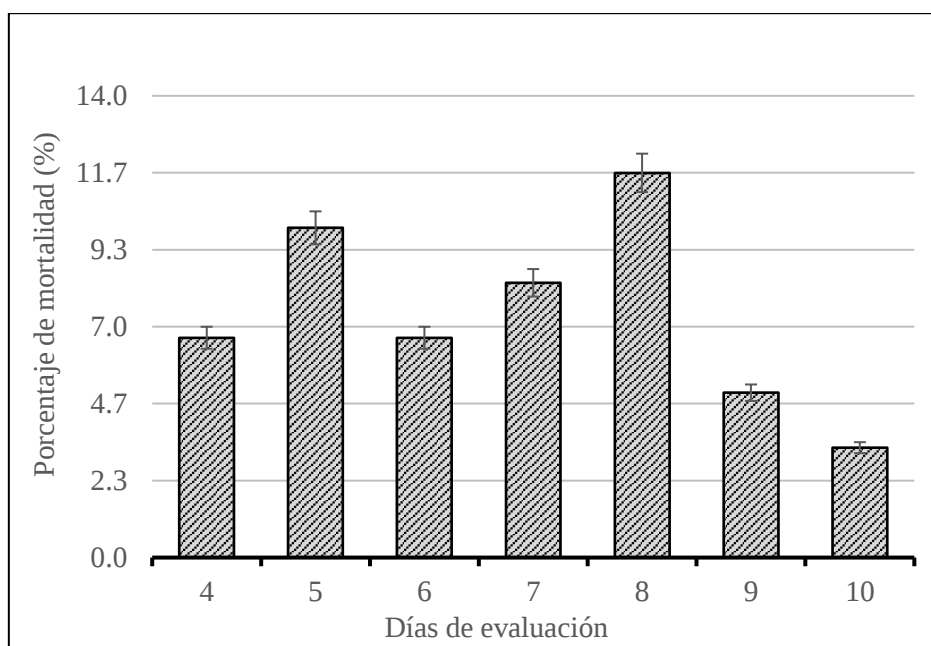
Las larvas asperjadas con este tratamiento mostraron pérdida de movilidad. Esto se debe a que *Akanthomyces muscarius* produce Bassianolida (Soltani et al., 2023). Este metabolito es capaz de provocar la disminución de movimientos en las larvas, mediante la inhibición de las contracciones musculares mediadas por acetilcolina (Kanaoka et al., 1978; Singh et al., 2016).

4.3.2. Tratamiento 5 (T5): *Akanthomyces muscarius* (8×10^9 conidias L^{-1})

En la Tabla 9 se muestran los días en los que se registró la mortalidad durante el tiempo que duraron las evaluaciones. El porcentaje de mortalidad fue de 51.7 %, de un total de 20 larvas evaluadas.

Tabla 9*Porcentaje de mortalidad de larvas de N. desantisi*

Fecha de aplicación	Evaluación inicial	Evaluación posterior	
	N° de larvas evaluadas	Días posteriores a la aplicación	Porcentaje de mortalidad (%)
20/10/2025	20	4	6.7
		5	10.0
		6	6.7
		7	8.3
		8	11.7
		9	5.0
		10	3.3
TOTAL			51.7

Figura 7*Porcentaje de mortalidad de larvas de N. desantisi*

En la Figura 7 se observa el efecto del entomopatógeno sobre larvas de *N. desantisi*, el porcentaje máximo de larvas muertas fue de 11.7 %, registrado el día 8, el 48.3 % de larvas no presentó mortalidad ni síntomas de la enfermedad hasta la pupación.

Se observó que la mortalidad empezó a partir del día 4. Estos resultados son similares a los reportados por Ozdemir et al. (2021), quienes señalan que al inocular *A. muscarius* sobre

Palomena prasina no se produjo ninguna mortalidad significativa hasta el día 3, esta se incrementó a partir del día 4. Monzón (2001) señala que la eficacia del hongo entomopatógeno frente al insecto depende de la interacción directa de ambos ya que actúa por contacto. Al respecto, Boucias y Jacquelyn (1991) mencionan que el entomopatógeno al actuar por contacto, invade al huésped por medio de la cutícula. Además de que existen varias cepas de hongos entomopatógenos que producen sustancias mucosas, las que facilitan la adhesión de los conidios en la cutícula del insecto y propician la posterior degradación de esta. Pedrini et al. (2007) mencionan que, para la fijación de conidios influye la estructura superficial y la composición química de la cutícula del hospedero. Mantzoukas y Eliopoulos (2020) indican que el tipo de hongo influye en el tiempo de muerte del huésped, luego de la muerte los hongos producen miles de esporas sobre el cuerpo del insecto.

4.3.3. Tratamiento 6 (T6): *Akanthomyces muscarius* (16×10^9 conidias L^{-1})

En la Tabla 10 se muestran los días en los que se registró la mortalidad durante el tiempo que duraron las evaluaciones. El porcentaje de mortalidad fue de 83.3 %, de un total de 20 larvas evaluadas.

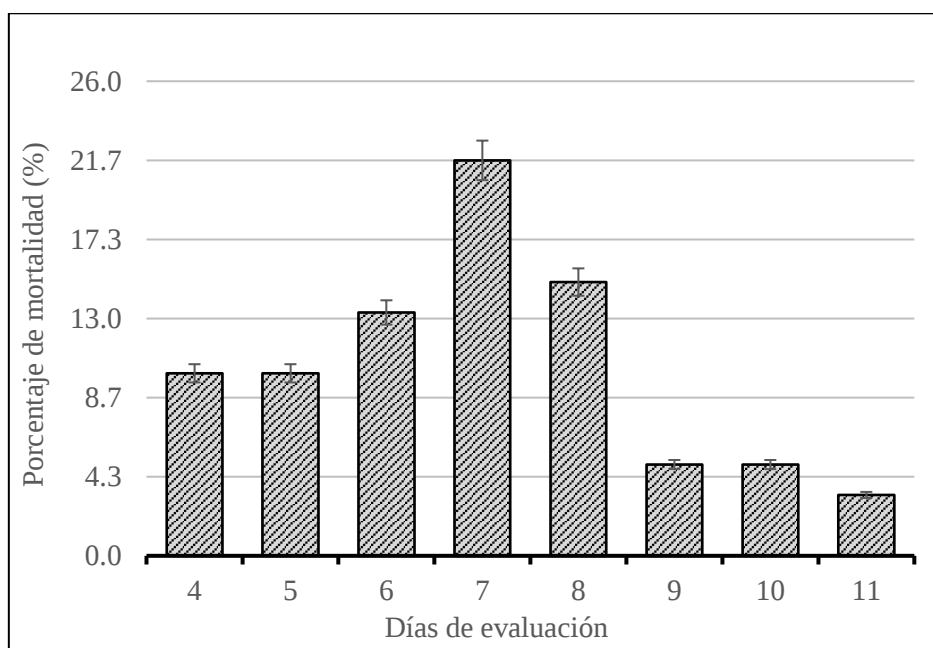
Tabla 10

Porcentaje de mortalidad de larvas de N. desantisi

Fecha de aplicación	Evaluación inicial	Evaluación posterior	
	N° de larvas evaluadas	Días posteriores a la aplicación	Porcentaje de mortalidad (%)
20/10/2025	20	4	10.0
		5	10.0
		6	13.3
		7	21.7
		8	15.0
		9	5.0
		10	5.0
		11	3.3
TOTAL			83.3

Figura 8

Porcentaje de mortalidad de larvas de N. desantisi



En la Figura 8 se observa que el porcentaje máximo de mortalidad fue de 21.7 %, registrado el día 7, después de la aplicación. El porcentaje de larvas que llegó a empupar fue de 16.7 %.

El efecto de este tratamiento sobre las larvas fue más significativo, se evidenció que la mortalidad fue mayor a medida que aumentó la concentración de conidias. Al respecto, Saidi et al. (2023) reportaron un 92.15 % de mortalidad de larvas de *Thaumetopoea pityocampa* a los 11 días después de la inoculación con *A. muscarius* a una concentración de 2.3×10^6 conidios mL^{-1} . De la misma manera, Ozdemir et al. (2021) mencionan que aislados de *A. muscarius* causaron mortalidades de hasta 85 % en *Palomena prasina*, siendo 5.62 días el menor tiempo letal medio registrado. Bohatá et al. (2024) reportan que *A. muscarius* a una concentración de 1×10^7 esporas mL^{-1} mostró patogenicidad sobre *Bemisia tabaci*. Gielen et al. (2021) señalan que *Akanthomyces muscarius* infectó fácilmente a *Cabera pusaria*, *Ematurga atomaria* y *Hypomecis punctinalis*, sin evidencia de preferencia por una especie sobre la otra.

El único síntoma visible antes de la muerte de las larvas fue la disminución de movimientos, no hubo diferencias con el T4 y T5.

Con los datos de porcentajes de mortalidad acumulada, se realizaron comparaciones gráficas de ambos hongos cada uno con sus respectivos tratamientos y el testigo, luego fueron analizados mediante pruebas estadísticas, para determinar la existencia de diferencias significativas entre tratamientos, posterior a ello se detalló la descripción patogénica.

- **Mortalidad acumulada**

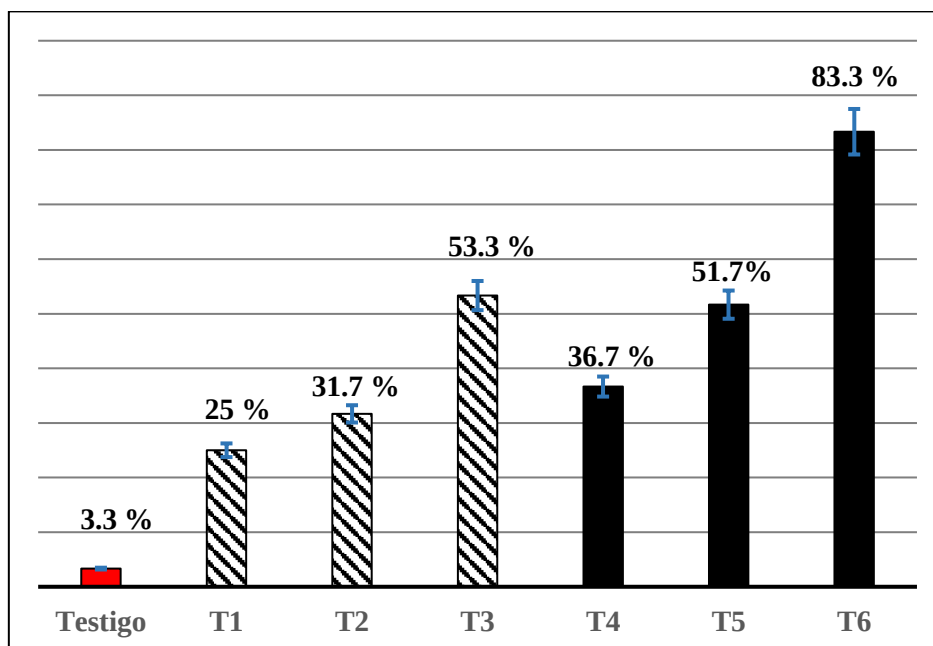
En la Figura 9, los resultados muestran que al día 23 después de la aplicación, *Akanthomyces muscarius* registró con el T6 una mortalidad acumulada de 83.3 %, seguido del T5 (51.7 %) y T4 (36.7 %). Para los tratamientos con *M. anisopliae* el T3 fue el que logró mayor mortalidad acumulada, es decir 53.3 %, seguido del T2 (31.7 %) y el T1 con 25.0 %. Por su parte, la mortalidad acumulada en el testigo fue de 3.3 %. Los tratamientos con la concentración más alta (16×10^9 conidias L^{-1}), correspondientes al T3 y T6, obtuvieron los mayores porcentajes de mortalidad acumulada para ambos hongos. *A. muscarius* resultó ser superior en porcentajes frente a los tratamientos con *M. anisopliae*, a pesar de usar la misma concentración de conidias. Esto podría deberse a la patogenicidad y virulencia del hongo con las condiciones de temperatura y humedad dentro de cada caja, así como la respuesta de las larvas frente a cada hongo entomopatógeno. Estos resultados concuerdan con Hasibuan et al. (2009), quienes obtuvieron que el mayor porcentaje de mortalidad (30 %) de larvas de *Plutella xylostella* se obtuvo con la concentración más alta (1.2×10^7 conidias mL^{-1}). Asimismo, Saidi et al. (2023) reportaron que la mayor mortalidad de larvas de *Thaumetopoea pityocampa* (92.15 %) lo obtuvo la mayor concentración de esporas de *A. muscarius*. Ramírez-Sánchez et al. (2019) mencionan que la mortalidad a mayor concentración puede estar relacionada al número de esporas que se adhieren a la cutícula y que

germinan posteriormente, a mayor cantidad de esporas mayor posibilidad de infectar al hospedador.

El proceso hasta la muerte del insecto, inicia con la adhesión de las conidias a la cutícula del hospedador, la tasa de éxito y la mortalidad están determinadas mayormente por esta primera fase, tras la adhesión las conidias germinan, mediadas por la presión mecánica y la producción de enzimas, el hongo penetra la cutícula e ingresa al interior del insecto. En la hemolinfa se alimenta de los nutrientes presentes, en donde además puede segregar metabolitos insecticidas e inmunosupresores que interfieren con las respuestas inmunitarias del huésped acelerando la muerte. Posterior al agotamiento de nutrientes el hongo emerge del cuerpo del insecto, continuando con su desarrollo externo en donde produce nuevamente conidias (Ma et al., 2024).

Figura 9

Porcentaje de mortalidad acumulada de larvas de *N. desantisi*, 23 días después de la aplicación de los tratamientos



A. muscarius demostró ser más patagénico que *M. anisopliae* con un porcentaje de mortalidad acumulado de 83.3 %, frente a *M. anisopliae* con 53.3 %. Al respecto, Manfrino y

Rocca (2024) documentaron que al comparar tres entomopatógenos, *A. muscarius* fue el más patogénico, con una tasa de mortalidad promedio ($\pm$ SE) en *Orius insidiosus* del 55.6 ± 5.2 %, a una concentración de 1×10^7 , obtenida 10 días después de la inoculación.

- **Mortalidad corregida para los tratamientos.**

En la Tabla 11 se registran los porcentajes de mortalidad corregidos. Esta mortalidad representa el efecto específico de ambos hongos entomopatógenos en los cuales se ha eliminado la interferencia natural (testigo). El T6 obtuvo un porcentaje de mortalidad corregida de 82.8 % seguido del T3 (51.7 %), T5 (50 %), T4 (34.5 %), T2 (29.3 %) y T1 (22.4 %).

Tabla 11

Porcentaje de mortalidad corregida de larvas de N. desantisi

Tratamientos	Mortalidad corregida (%)																						
	Días																						
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23
T1	0.0	0.0	0.0	0.0	5.0	11.7	20.0	25.0	23.7	23.7	23.7	23.7	23.7	23.7	22.4	22.4	22.4	22.4	22.4	22.4	22.4	22.4	22.4
T2	0.0	0.0	0.0	5.0	13.3	20.0	25.0	31.7	30.5	30.5	30.5	30.5	30.5	30.5	29.3	29.3	29.3	29.3	29.3	29.3	29.3	29.3	29.3
T3	0.0	0.0	0.0	6.7	15.0	23.3	35.0	45.0	49.2	52.5	52.5	52.5	52.5	52.5	51.7	51.7	51.7	51.7	51.7	51.7	51.7	51.7	51.7
T4	0.0	0.0	0.0	6.7	13.3	23.3	31.7	36.7	35.6	35.6	35.6	35.6	35.6	35.6	34.5	34.5	34.5	34.5	34.5	34.5	34.5	34.5	34.5
T5	0.0	0.0	0.0	6.7	16.7	23.3	31.7	43.3	47.5	50.8	50.8	50.8	50.8	50.8	50.0	50.0	50.0	50.0	50.0	50.0	50.0	50.0	50.0
T6	0.0	0.0	0.0	10.0	20.0	33.3	55.0	70.0	74.6	79.7	83.1	83.1	83.1	83.1	82.8	82.8	82.8	82.8	82.8	82.8	82.8	82.8	82.8

Debido a la existencia de mortalidad en el testigo, se hizo una corrección diaria mediante la fórmula de Abbott, obteniendo porcentajes de mortalidad ajustados, pertenecientes al tratamiento usado, estos resultados a los cuales se les ha quitado la mortalidad natural, reflejan los efectos patogénicos reales, ya que no se mezclan los efectos naturales y la del tratamiento, evitando así sesgar los resultados.

- Análisis de varianza (ANOVA)

Mediante la verificación de los supuestos estadísticos a un nivel de significancia de 0.05 se comprobó la validez del ANOVA. El supuesto de normalidad de los errores con Shapiro-Wilk (P-valor = 0.402 > 0.05) demostrando que los residuos siguen una distribución normal (Dudley, 2012). La homogeneidad de varianzas con Bartlett (P-valor = 0.802 > 0.05), señalando que existe homogeneidad de varianzas entre los grupos (Beyene y Bekele, 2016). Asimismo, la independencia de errores con Durbin-Watson (DW= 2.223 > d_u = 2.124), indicando que no existe correlación de primer orden entre los residuos (Wooldridge, 2009).

Tabla 12

Análisis de varianza (ANOVA) para las larvas muertas de N. desantisi

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados medios	F calculada	F crítico	p-valor
Tratamientos	6	1.50	0.25	105.31	2.848	<0.0001
Error	14	0.03	0.0024			
Total	20	1.54				

El valor del coeficiente de variación (CV) fue de 6.61 %, el cual indica que la variabilidad observada fue mínima, señalando que las condiciones del experimento fueron homogéneas, descartándose la influencia significativa de factores externos no evaluados. Gómez y Gómez (1984) mencionan que este valor es considerado estadísticamente aceptable en control de insectos, lo cual respalda la confiabilidad de los resultados.

Los resultados del análisis de varianza muestran que los tratamientos aplicados generaron efectos estadísticamente significativos $F > F_{0.05}^{6,14} = 2.848$, con un P-valor (< 0.0001), siendo este valor menor al nivel de significancia (0.05).

- Prueba de Tukey

La comparación de medias usando la prueba de Tukey a 0.05 de significancia mostró que los tres tratamientos con *Akanthomyces muscarius* presentaron diferencias significativas

entre sí, T5 (51.7 %), T4 (36.7 %) y el T6 (83.3 %) el cual obtuvo la media más alta, además todos fueron estadísticamente diferentes al testigo (3.3 %). Para el caso de *M. anisopliae* el T3 fue el que obtuvo la mayor media (53.3 %) presentando diferencia estadística frente al T2 (31.7 %) y T1 (25 %) que no mostraron diferencias entre sí, pero sí se evidenciaron diferencias significativas frente al testigo (3.33 %) (Tabla 13).

Tabla 13

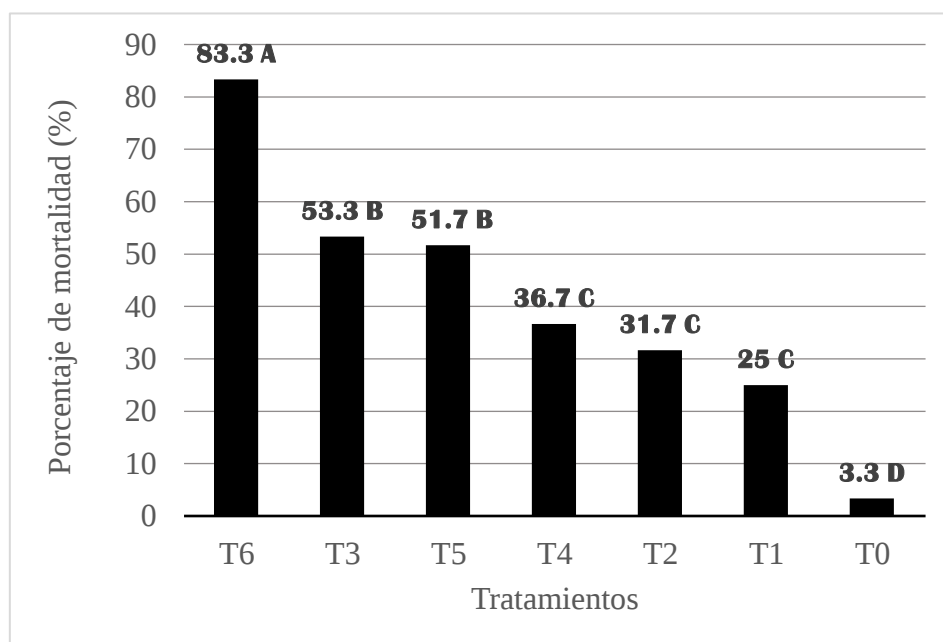
Prueba de Tukey al 5 % de probabilidad

Tratamientos	Medias	n	Agrupación
T6	83.3	3	A
T3	53.3	3	B
T5	51.7	3	B
T4	36.7	3	C
T2	31.7	3	C
T1	25	3	C
T0	3.33	3	D

Nota. Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Figura 10

Comparación gráfica de las medias de los tratamientos mediante la prueba de Tukey



En la Figura 10 se observa que el T6 fue el que obtuvo los mejores resultados, frente a los tratamientos restantes, el testigo se mantuvo por debajo de los valores de mortalidad de todos los tratamientos. Algunos de los tratamientos a pesar de estar diferenciados numéricamente en porcentajes de mortalidad, no fueron significativamente diferentes con la prueba de Tukey.

CAPÍTULO V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. Conclusiones

La dosis óptima de *Akanthomyces muscarius* fue de 16×10^9 conidias L^{-1} (T6), que causó una mortalidad de 83.3 % en larvas de *Nematus desantisi* a los 23 días después de la aplicación del tratamiento.

La dosis óptima para *Metarhizium anisopliae* fue de 16×10^9 conidias L^{-1} (T3), causando una mortalidad de 53.3 % en larvas de *Nematus desantisi* a los 23 días después de la aplicación del tratamiento.

5.2. Recomendaciones

Realizar investigaciones con aplicaciones en campo, usando las concentraciones con los mejores resultados para cada hongo entomopatógeno, contra larvas de *Nematus desantisi*.

Realizar investigaciones en laboratorio evaluando el efecto de combinaciones de hongos entomopatógenos (*M. anisopliae* + *A. muscarius*, *Beauveria bassiana* + *M. anisopliae*, etc.) en larvas de *Nematus desantisi*.

CAPÍTULO VI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abade dos Santos, F. A., Portela, S. J., Nogueira, T., Carvalho, C. L., de Sousa, R., y Duarte, M. D. (2021). Harmless or Threatening? Interpreting the Results of Molecular Diagnosis in the Context of Virus-Host Relationships. *Frontiers in Microbiology*, 12. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.647730>
- Abdel-Raheem, M. A., Abla, F. A. S., y Abdel-Rahman, I. E. (2021). Entomopathogenic Fungi on Fabae bean Aphid, *Aphis craccivora* (Koch) (Hemiptera: Aphididae). *Romanian Biotechnological Letters*, 26(4), 2862–2868. <https://doi.org/10.25083/rbl/26.4/2862-2868>
- Adema, M., Villarreal, B., Weber, C., Galarco, S., y Sharry, S. (2022). Propagación vegetativa (macro y micro) y evaluación de la capacidad de remoción de iones Cu^{+2} de *Salix humboldtiana* Willd (sauce criollo). *Revista de La Facultad de Agronomía*, 121(Especial 2), 104. <https://doi.org/10.24215/16699513e104>
- Alvarado, H. L., Montes, L. G., Gomes, H., Bustillo, A. E., y Mesa, E. (2013). Patogenicidad de cepas de *Metarhizium anisopliae* (L.) y *Beauveria bassiana* sobre *Rhynchophorus palmarum*. *Palmas*, 34(2), 11–20. <https://publicaciones.fedepalma.org/index.php/palmas/article/view/10842>
- Avalos, K., Soriano, F., Reyna, C., Rojas, Y., Piminchumo, J., Vásquez, L., y Wilson, J. (2013). Efecto de tres concentraciones de conidios de *Metarhizium anisopliae* sobre larvas III de *Plutella xylostella* en condiciones de laboratorio. *Rebiolest. Revista Científica de Estudiantes*, 1(1), 22–29. <https://revistas.unitru.edu.pe/index.php/ECCBB/article/view/177>

- Baldini, A., y Ojeda, P. (1994). *Nematus desantisi* Smith (Hymenóptera: Tenthredinidae) Avispa-Sierra del Sauce. Nota técnica. CONAF (Corporación nacional forestal).
<https://biblioteca.inia.cl/items/798e931c-82fe-4ffe-8324-02a7010dee7c>
- Ball, J., Carle, J., y Del Lungo, A. (2005). Contribución de álamos y sauces a la silvicultura sostenible y al desarrollo rural. *Unasylva*, 56(221).
<https://www.fao.org/4/a0026s/a0026s02.htm>
- Belloq, M. I., Loetti, V., y Rubio, A. (2019). Ecología y manejo de la avispa sierra (*Nematus oligospilus*) en plantaciones de salicáceas del delta del río Paraná: síntesis de 10 años de investigación.
<https://ri.conicet.gov.ar/handle/11336/163505>
- Bernal, M. G., Bustillo, A. E., y Posada, F. J. (1994). Virulencia de aislamientos de *Metarhizium anisopliae* y su eficacia en campo sobre *Hypothenemus hampei*. *Revista Colombiana de Entomología*, 20(4), 225–228.
<https://doi.org/10.25100/socolen.v20i4.10034>
- Berry, J. A. (1997). *Nematus oligospilus* (Hymenoptera: Tenthredinidae), a recently introduced sawfly defoliating willows in New Zealand. *New Zealand Entomologist*, 20(1), 51–54.
<https://doi.org/10.1080/00779962.1997.9722670>
- Beyene, K., y Bekele, S. (2016). *Assessing Univariate and Multivariate Homogeneity of Variance: A Guide For Practitioners*. 6(5), 13–17.
- Bohatá, A., Folorunso, E. A., Lencová, J., Osborne, L. S., y Mraz, J. (2024). Control of sweet potato whitefly (*Bemisia tabaci*) using entomopathogenic fungi under optimal and suboptimal relative humidity conditions. *Pest Management Science*, 80(3), 1065–1075.
<https://doi.org/10.1002/ps.7837>

- Boucias, D.G., Pendland, J.C. (1991). Attachment of Mycopathogens to Cuticle. En Cole, G.T., Hoch, H.C. (Eds) *The Fungal Spore and Disease Initiation in Plants and Animals*, 101-127.
- Boucias, D. G., Pendland, J. C., y Latge, J. P. (1988). Nonspecific Factors Involved in Attachment of Entomopathogenic Deuteromycetes to Host Insect Cuticlet. *Applied and environmental microbiology*, 54(7), 1795–1805.
<https://doi.org/10.1128/aem.54.7.1795-1805.1988>
- Cañedo, V., Alfaro, A., y Kroschel, J. (2011). Manejo integrado de plagas de insectos en hortalizas. Principios y referencias técnicas para la Sierra Central de Perú. Centro Internacional de la Papa (CIP).
<https://cipotato.org/wp-content/uploads/2014/08/005739.pdf>
- Carballo, M., Hidalgo, E., y Rodríguez, A. (2004). Control biológico de insectos mediante hongos entomopatógenos. En M. Carballo y F. Guharay (Eds.), *Control biológico de plagas agrícolas* (1ª ed., pp. 34-57). Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE).
https://www.ciaorganico.net/documypublic/525_CONTROL_BIOLOGICO_DE_PLAGAS_AGRICOLAS.pdf
- Castellanos-Domínguez, O. F. (1997). Importancia en la patogenicidad de la acción enzimática del hongo *Beauveria bassiana* sobre la broca del café. *Revista Colombiana De Entomología*, 23(1), 65–71.
<https://doi.org/https://doi.org/10.25100/socolen.v23i1.9875>
- Chen, W.H., Han, Y.F., Liang, J.D., y Liang, Z.-Q. (2020). *Akanthomyces neocoleopterorum*, a new *verticillium*-like species *Phytotaxa*, 432(2), 119–124.
<https://doi.org/10.11646/phytotaxa.432.2.2>

- Costa, C., y Ide, S. (2006). Insectos inmaduros Metamorfosis e identificación. En C. Costa, S. Ide y C. E. Simonka (Eds.), *Glosario*. (vol. 5, pp. 207-218). Sociedad Entomológica Aragonesa (SEA).
http://sea-entomologia.org/PDF/M3M5/207_218_Glosario.pdf
- Dapoto, G., y Giganti, H. (1994). Bioecología de *Nematus desantisi* Smith (Hymenoptera: Tenthredinidae: Nematinae) en las provincias de Río Negro y Neuquén (Argentina). *Bosque*, 15(1), 27–32.
<https://doi.org/10.4206/bosque.1994.v15n1-03>
- Dávila, M., Zambrano, K., y Castillo, M. A. (2001). Uso de la técnica RAPD para la identificación de fragmentos de ADN posiblemente relacionados con virulencia en hongos entomopatógenos. *Bioagro*, 13(3), 93–98.
<http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=85713301>
- Dickmann, D. I., y Kuzovkina, J. (2014). Introduction. En J. G. Isebrands, J. Richardson(Eds.), *Poplars and Willows: Trees for Society and the Environment*, (pp. 1-7). The Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO) and CAB International.
<https://openknowledge.fao.org/server/api/core/bitstreams/a34b3e72-733a-41ea-9e70-5e57e7f89a89/content>
- Dudley, R. (2012). The Shapiro-Wilk test for normality.
- Ede, F. J. (2009). Can international experience help us to predict the potential impacts of willow sawfl (*Nematus oligospilus* Förster) on willow populations in Australia?. *Plant Protection Quarterly*, 24(2), 62–66.
<https://caws.org.nz/PPQ2324/PPQ%2024-2%20pp062-66%20Ede.pdf>

- Eilenberg, J., Hajek, A., y Lomer, C. (2001). Suggestions for unifying the terminology in biological control. *BioControl*, 46(4), 387–400.
<https://doi.org/10.1023/A:1014193329979>
- Erdos, Z., Studholme, D. J., Raymond, B., y Sharma, M. D. (2023). *De novo* genome assembly of *Akanthomyces muscarius*, a biocontrol agent of insect agricultural pests. *Access Microbiology*, 5(6), 1-10.
<https://doi.org/10.1099/acmi.0.000568.v3>
- Espinel, C., Torres, L., Villamizar, L., Bustillo, A., Zuluaga, M., y Cotes, A. (2018). *Hongos entomopatógenos en el control biológico de insectos plaga*. En A. M. Cotes (Ed.), *Control biológico de fitopatógenos, insectos y ácaros*. (vol.1, pp. 334-367). Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (agrosavia).
<https://repository.agrosavia.co/handle/20.500.12324/33829>
- Espinel Correal, C., Ebratt, E. E., y Cotes, A. M. (1998). Evaluación de cepas nativas de *Metarhizium anisopliae* para el control biológico de *Rhammatocerus schistocercoides* (Orthoptera: Acrididae). *Revista Colombiana de Entomología*, 24(1–2), 1–5.
<https://doi.org/10.25100/socolen.v24i1.9823>
- European Food Safety Authority, Anastassiadou, M., Arena, M., Auteri, D., Brancato, A., Bura, L., Carrasco-Cabrera, L., Chaideftou, E., Chiusolo, A., Court Marques, D., Crivellente, F., De Lentdecker, C., Egsmose, M., Fait, G., Greco, L., Huizing, C., Ippolito, A., Istace, F., Jarrah, S., ... Villamar-Bouza, L. (2020). Peer review of the pesticide risk assessment of the active substance *Akanthomyces muscarius* strain Ve6, formerly *Lecanicillium muscarium* strain Ve6. *EFSA Journal*, 18(6).
<https://doi.org/10.2903/j.efsa.2020.6121>

- Fernández, P. C., Braccini, C. L., Dávila, C., Barrozo, R. B., Aráoz, M. V. C., Cerrillo, T., Gershenzon, J., Reichelt, M., y Zavala, J. A. (2019). The use of Leaf Surface Contact Cues During Oviposition Explains Field Preferences in the Willow Sawfly *Nematus Oligospilus*. *Scientific Reports*, 9:4946
<https://doi.org/10.1038/s41598-019-41318-7>
- Gabarty, A., Salem, H. M., Fouda, M. A., Abas, A. A., y Ibrahim, A. A. (2014). Pathogenicity induced by the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* in *Agrotis ipsilon* (Hufn.). *Journal of Radiation Research and Applied Sciences*, 7(1), 95–100.
<https://doi.org/10.1016/j.jrras.2013.12.004>
- García, F. (2000). Control biológico de plagas: Manual ilustrado. CORPOICA (Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria).
https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/16273/Ver_Documento_16273.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Gerding, M., France, A., y Cisternas, E. (2000). Evaluación de cepas nativas de *Metarhizium anisopliae* var. *anisopliae* sobre *Otiorhynchus sulcatus* Fab. (Coleóptera: Curculionidae). *Agricultura Técnica*, 60(3), 216–223.
<https://doi.org/10.4067/s0365-28072000000300002>
- Gielen, R., Meister, H., Tammaru, T., y Põldmaa, K. (2021). Fungi recorded on folivorous lepidoptera: High diversity despite moderate prevalence. *Journal of Fungi*, 7(1), 1–8.
<https://doi.org/10.3390/jof7010025>
- Gómez, H., Zapata, A., Torres, E., y Tenorio, M. (2014). Manual de producción y uso de hongos entomopatógenos. SENASA (Servicio Nacional de Sanidad Agraria).

<https://www.senasa.gob.pe/senasa/wp-content/uploads/2017/09/Manual-de-Producci3n-y-Uso-de-Hongos-Entomopat3genos.pdf>

Gómez, K. A., y Gómez, A. A. (1984). *Statistical Procedures for Agricultural Research* (2nd ed.). John Wiley & Sons.

González, E. (2003). *Efecto de la temperatura, humedad relativa y humedad de suelo, sobre la patogenicidad de Metarhizium anisopliae (Hyphomycetes) en larvas de Anastrepha ludens (Díptera: Tephritidae)* [Tesis de doctorado en ciencias, Universidad de Colima].

<https://bvirtual.ucol.mx/consultaxcategoria.php?categoria=3&id=5507>

Grabka, R., D'entremont, T. W., Adams, S. J., Walker, A. K., Tanney, J. B., Abbasi, P. A., y Ali, S. (2022). Fungal Endophytes and Their Role in Agricultural Plant Protection against Pests and Pathogens. *Plants*, 11(3), 384.

<https://doi.org/10.3390/plants11030384>

Hasibuan, R., Christalia, N., Susilo, F. X., y Yasin, N. (2009). p Potential Impact of *Metarhizium anisopliae* on the Diamondback Moth (Lepidoptera: Plutellidae) and Its Parasitoid *Diadegma semiclausum* (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Jurnal Hama dan Penyakit Tumbuhan Tropika*, 9(2), 99–108.

<https://doi.org/10.23960/j.hptt.2999-108>

Ibarra-Aparicio, G., Moya-raygoza, G., y Berlanga-Padilla, A. (2005). Efecto de *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae* sobre la chicharrita del maíz (*Dalbulus maidis*) (Delong y Wolcott, 1923) (Hemiptera: Cicadellidae). *Folia Entomológica Mexicana*, 44(1), 1–6.

Jacas, J., Caballero, P., y Avilla, J. (Eds.). (2005). El control biológico de plagas y enfermedades. La sostenibilidad de la agricultura mediterránea. Universidad Jaime I.

https://www.e-buc.com/portades/9788480217750_L33_23.pdf

Jiménez, E. (2008). Manejo Integrado de Plagas. Universidad Nacional Agraria.

<https://cenida.una.edu.ni/textos/nh10j61m.pdf>

Jiménez, E. (2009). Métodos de Control de Plagas. Universidad Nacional Agraria.

<https://cenida.una.edu.ni/relectronicos/RENH10J61me.pdf>

Kanaoka, M., Isogai, A., Murakoshi, S., Ichinoe, M., Suzuki, A., y Tamura, S. (1978).

Bassianolide, a new insecticidal cyclodepsipeptide from *Beauveria bassiana* and *Verticillium lecanii*. *Agricultural and Biological Chemistry*, 42(3), 629–635.

<https://doi.org/10.1080/00021369.1978.10863029>

Kaya, H. K., y Vega, F. E. (2012). Scope and basic principles of insect pathology. En *Insect Pathology* (2.^a ed., pp. 1–12). Elsevier.

<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-384984-7.00001-4>

Koch, F., y Smith, D. R. (2000). *Nematus oligospilus* Förster (Hymenóptera: Tenthredinidae), an introduced willow sawfly in the Southern Hemisphere. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 102(2), 292–300.

<https://biostor.org/reference/57035>

Kuzovkina, Y. A., y Quigley, M. F. (2004). Ornamental Willows (*Salix* spp.) for alpine and small urban gardens. *Journal of Arboriculture*, 30, 127–132.

<https://doi.org/https://doi.org/10.48044/jauf.2004.016>

Lin, L., y Xu, C. (2020). Arcsine-based transformations for meta-analysis of proportions: Pros, cons, and alternatives. *Health Science Reports*, 3(3).

<https://doi.org/10.1002/hsr2.178>

- Loetti, V., Rubio Alejandra, y Bellocq, M. (2012). Feeding preferences of the willow sawfl y *Nematus oligospilus* (Hymenóptera: Tenthredinidae) for commercial *Salix* clones. *Revista de La Sociedad Entomológica Argentina*, 71(1–2), 145–150.
<https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=322028525005>
- Lucero, A. M., Peña, L. A., y Bacca, T. (2004). Evaluación de la actividad biocontroladora de *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae* sobre larvas de *Ancognatha scarabaeiodes* (Coleoptera: Scarabaeidae). *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 5(1), 43–48.
<https://www.redalyc.org/pdf/4499/449953025006.pdf>
- Ma, M., Luo, J., Li, C., Eleftherianos, I., Zhang, W., & Xu, L. (2024). A life-and-death struggle: interaction of insects with entomopathogenic fungi across various infection stages. *Frontiers in Immunology*, 14.
<https://doi.org/10.3389/fimmu.2023.1329843>
- Manfrino, R. G., y Rocca, M. (2024). Susceptibility of *Orius insidiosus* to *Beauveria bassiana*, *Akanthomyces muscarius*, and *Cordyceps fumosorosea* and their effects on predator behavior. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 1–8.
<https://doi.org/10.1111/eea.13493>
- Mantzoukas, S., y Eliopoulos, P. A. (2020). Endophytic entomopathogenic fungi: A valuable biological control tool against plant pests. *Applied Sciences*, 10(1), 360.
<https://doi.org/10.3390/app10010360>
- Maranhão, E. A. A., y Maranhão, E. H. A. (2008). Hongos entomopatógenos: importante herramienta para el control de “moscas blancas” (Homoptera: Aleyrodidae). *Anais Da Academia Pernambucana de Ciência Agronômica*, 5–6, 209–242.
<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/25735/1/Maranhao.pdf>

- Montesinos-Matías, R., Ayala-Zermeno, M. A., y Berlanga-Padilla, A. M. (2015). *Manual para la conservación y mantenimiento de hongos entomopatógenos* (1st ed.). Unidad de Promoción y Vinculación-Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA).
<https://www.researchgate.net/publication/304253307>
- Monzón, A. (2001). Producción, uso y control de calidad de hongos entomopatógenos en Nicaragua. *Manejo Integrado de Plagas*, 63, 95–103.
<https://repositorio.catie.ac.cr/handle/11554/6723>
- Moreno, A., y López, C. (2017). Morfología externa de insectos: Zoología Agrícola Introducción a la Zoología Aplicada. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales - Universidad Nacional de la Plata.
<https://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/72818>
- Motta-Delgado, P., y Murcia-Ordoñez, B. (2014). Hongos entomopatógenos como alternativa para el control biológico de plagas. *Ambiente e Agua*, 6(2), 77–90.
<http://dx.doi.org/10.4136/ambi-agua.187>
- Nidagundi, K. S., Kambrekhar, D. N., y Mallapur, C. P. (2021). Toxicity of insecticides and biopesticides on mortality and emergence of adult *Trichogramma chilonis* Ishii. (Hymenoptera: Trichogrammatidae) in greenhouse condition. *Journal of Farm Sciences*, 34(4), 410–413.
<https://journaloffarmsciences.in/index.php/JFM/article/view/163>
- Nishi, O., Sushida, H., Higashi, Y., y Iida, Y. (2022). Entomopathogenic fungus *Akanthomyces muscarius* (Hypocreales: Cordycipitaceae) strain IMI 268317 colonises on tomato leaf surface through conidial adhesion and general and microcycle conidiation. *Mycology*, 13(2), 133–142.

<https://doi.org/10.1080/21501203.2021.1944929>

Novara, L. J. (2012). Aportes botánicos de Salta-Ser. Flora: Flora del valle de Lerma Salicaceae Mirb. (Vol. 2).

<http://eprints.natura.unsa.edu.ar/287/1/SALICACEAE.pdf>

Núñez, Altamirano C. J. (2024). *Patogénesis de Beauveria bassiana, Lecanicillium lecanii y Metarhizium anisopliae (Metchnikoff) sobre el trips de la rosa (Rosa sp.) en condiciones de laboratorio* [Tesis de grado, Universidad Nacional de Cajamarca].

<https://repositorio.unc.edu.pe/handle/20.500.14074/7162>

Nussenbaum, A. L. (2014). *Aislamientos de Beauveria bassiana y Metarhizium anisopliae virulentos para el control del picudo del algodonero, Anthonomus grandis (Coleoptera: Curculionidae)* [Tesis doctoral, Universidad de Buenos Aires].

https://bibliotecadigital.exactas.uba.ar/download/tesis/tesis_n5511_Nussenbaum.pdf

Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. (2010). Normas internacionales para medidas fitosanitarias, NIMF n.º 5; *Glosario de términos fitosanitarios*.

https://www.ippc.int/largefiles/adopted_ISPMs_previousversions/es/ISPM_05_2010_Es_2010-09-22.pdf

Ozdemir, I. O., Tuncer, C., y Ozer, G. (2021). Molecular characterisation and efficacy of entomopathogenic fungi against the Green shield bug *Palomena prasina* (L.) (Hemiptera: Pentatomidae) under laboratory conditions. *Biocontrol Science and Technology*, 31(12), 1298–1313.

<https://doi.org/10.1080/09583157.2021.1944608>

- Pacheco, L., Reséndiz, F., y Arriola, V. (2019). Organismos entomopatógenos como control biológico en los sectores agropecuario y forestal de México: una revisión. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 10(56), 4–32.
<https://doi.org/10.29298/rmcf.v10i56.496>
- Pedrini, N. (2018). Molecular interactions between entomopathogenic fungi (Hypocreales) and their insect host: Perspectives from stressful cuticle and hemolymph battlefields and the potential of dual RNA sequencing for future studies. *Fungal Biology*, 122(6), 538–545.
<https://doi.org/10.1016/j.funbio.2017.10.003>
- Pedrini, N., Crespo, R., y Juárez, M. P. (2007). Biochemistry of insect epicuticle degradation by entomopathogenic fungi. *Comparative Biochemistry and Physiology -Toxicology & Pharmacology*, 146(1-2), 124–137.
<https://doi.org/10.1016/j.cbpc.2006.08.003>
- Pria Júnior, W. D., Lacava, P. T., Messias, C. L., Azevedo, J. L., y Lacava, P. M. (2008). Bioassay assessment of *Metarhizium anisopliae* (Metchnikoff) Sorokin (Deuteromycota: Hyphomycetes) against *Oncometopia facialis* (Signoret) (Hemiptera: Cicadellidae). *Brazilian Journal of Microbiology*, 39, 128–132.
- Quesada-Moraga, E., González-Mas, N., Yousef-Yousef, M., Garrido-Jurado, I., y Fernández-Bravo, M. (2024). Key role of environmental competence in successful use of entomopathogenic fungi in microbial pest control. *Journal of Pest Science*, 97(1), 1–15.
<https://doi.org/10.1007/s10340-023-01622-8>
- Quesada-Moraga, E., Ortiz-Urquiza, A., Garrido-Jurado, I., Muñoz-Ledesma, F., García-Fernández, P., y Santiago-Álvarez, C. (2009). Los hongos entomopatógenos y sus proteínas insecticidas en el control de plagas de insectos. En G. Dorado, J. Jorrín, M.

Tena, E. Fernández (Eds.), Hongos entomopatógenos en el control de plagas (pp. 15-101).

<http://hdl.handle.net/10396/14414>

Ramírez-Sánchez, C. J., Morales-Flores, F. J., Alatorre-Rosas, R., Mena-Covarrubias, J., y Méndez-Gallegos, S. de J. (2019). Efectividad de hongos entomopatógenos sobre la mortalidad de *Dactylopius opuntiae* (Hemiptera: Dactylopiidae) en condiciones de laboratorio. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 10(esp22), 1–14.

<https://cienciasagricolas.inifap.gob.mx/index.php/agricolas/article/view/1854>

Redak, R. (2023). Introduction to and importance of insects. En J. D. Allison, T. D. Paine, B. Slippers, y M. J. Wingfield (Eds.), *Forest Entomology and Pathology* (Vol. 1, pp. 1–17). Springer International Publishing.

https://doi.org/10.1007/978-3-031-11553-0_1

Rodríguez Dos Santos, A. M. (2023). Prospección, aislamiento y evaluación del potencial de hongos nativos acaropatógenos en el control de *Rhipicephalus microplus* en Uruguay. *INNOTECH*, 26.

<https://doi.org/10.26461/26.07>

Saidi, A., Mebdoua, S., Mecerem, D., Al-Hoshani, N., Sadrati, N., Boufahja, F., y Bendif, H. (2023). Dual biocontrol potential of the entomopathogenic fungus *Akanthomyces muscarius* against *Thaumetopoea pityocampa* and plant pathogenic fungi. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 30(8), 103719.

<https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2023.103719>

Saleem, A. R., y Ibrahim, R. A. (2019). Assessment of the virulence and proteolytic activity of three native entomopathogenic fungi against the larvae of *Oryctes agamemnon*

(Burmeister) (coleóptera: Scarabaeidae). *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 29(1), 1–8.

<https://doi.org/10.1186/s41938-019-0120-1>

Schrank, A., y Vainstein, M. H. (2010). *Metarhizium anisopliae* enzymes and toxins. *Toxicon*, 56(7), 1267–1274.

<https://doi.org/10.1016/j.toxicon.2010.03.008>

Sepúlveda, M. (2019). Control Biológico de Plagas con Hongos Entomopatógenos BioINIA. Informativo INIA Quilamapu N° 141.

<https://biblioteca.inia.cl/handle/20.500.14001/4929>

Shahriari, M., Zibae, A., Khodaparast, S. A., y Fazeli-Dinan, M. (2021). Screening and virulence of the entomopathogenic fungi associated with *Chilo suppressalis* Walker. *Journal of Fungi*, 7(1), 34.

<https://doi.org/10.3390/jof7010034>

Shapiro-Ilan, D. I., Fuxa, J. R., Lacey, L. A., Onstad, D. W., y Kaya, H. K. (2005). Definitions of pathogenicity and virulence in invertebrate pathology. *Journal of Invertebrate Pathology*, 88(1), 1–7.

<https://doi.org/10.1016/j.jip.2004.10.003>

Singh, D., Son, S. Y., y Lee, C. H. (2016). Perplexing metabolomes in fungal-insect trophic interactions: A Terra incognita of mycobiocidal mechanisms. *Frontiers in Microbiology*, 7, 1678.

<https://doi.org/10.3389/fmicb.2016.01678>

Smart, L. B., Volk, T. A., Lin, J., Kopp, R. F., Phillips, I. S., Cameron, K. D., White, E. H., y Abrahamson, L. P. (2005). Mejora genética de los cultivos de sauce (*Salix* spp.) con

fines bioenergéticos y medioambientales en los Estados Unidos. *Unasylva*, 56(221), 51–55.

<https://www.fao.org/4/a0026s/a0026s13.pdf>

Smith, D. R. (2003). A Synopsis of the Sawflies (Hymenoptera: Symphyta) of America South of the United States: Tenthredinidae (Nematinae, Heterarthrinae, Tenthredininae). *Transactions of the American Entomological Society*, 129(1), 1–45.

<https://www.researchgate.net/publication/260418575>

Soltani, T., Yarahmadi, F., Rajabpour, A., y Ghodoum Parizipour, M. H. (2023). Potential insecticidal toxins extracted from some isolates of *Akanthomyces*. *Plant Protection (Iran)*, 46(3), 17–23.

<https://doi.org/10.22055/ppr.2023.44689.1706>

Téllez-Jurado, A., Cruz Ramírez, M., Mercado Flores, Y., Asaff Torres, A., y Arana-Cuenca, A. (2009). Mecanismos de acción y respuesta en la relación de hongos entomopatógenos e insectos. *Revista Mexicana de Micología*, 30, 73–80.

Turco, S., Drais, M. I., Rossini, L., Di Sora, N., Brugneti, F., Speranza, S., Contarini, M., y Mazzaglia, A. (2024). Genomic and Pathogenic Characterization of *Akanthomyces muscarius* Isolated from Living Mite Infesting Hazelnut Big Buds. *Genes*, 15(8), 993.

<https://doi.org/10.3390/genes15080993>

Urban, A. J., y Eardley, C. D. (1995). A recently introduced sawfly, *Nematus oligospilus* Forster (Hymenoptera: Tenthredinidae), that defoliates willows in southern Africa. *African Entomology*, 3(1), 23–27.

https://journals.co.za/doi/10.10520/AJA10213589_104

- Valverde-Rodríguez, A., Cornejo, A., Miguel, N., y Campos, M. (2024). Bacterias y hongos entomopatógenos en el manejo de *Brevicoryne brassicae* (Homoptera: Aphididae) en los cultivos de la col. *Siembra*, 11(1), 1–11.
<https://doi.org/10.29166/siembra.v11i1.4994>
- Vázquez Moreno, L. L., y Elósegui Claro, O. (2011). *Manejo de epizootias por hongos entomopatógenos*. En L. L. Vázquez Moreno (Ed.), *Manual para la Adopción del Manejo Agroecológico de Plagas en Fincas de la Agricultura Suburbana* (Vol. I). INISAV.
- Villamizar, L., y Cotes, A. (2003). Efecto de las condiciones de cultivo sobre parámetros del modo de acción de *Metarhizium anisopliae*. *Revista Colombiana de Entomología*, 29(2), 121–126.
<https://doi.org/10.25100/socolen.v29i2.9594>
- Vinit, K., Doilom, M., Wanasinghe, D. N., Bhat, D. J., Brahmanage, R. S., Jeewon, R., Xiao, Y., y Hyde, K. D. (2018). Phylogenetic placement of *Akanthomyces muscarius*, a new endophyte record from *Nypa fruticans* in Thailand. *Current Research in Environmental and Applied Mycology*, 8(3), 404–417.
<https://doi.org/10.5943/CREAM/8/3/10>
- Waizel-Bucay, J. (2010). Plantas y compuestos importantes para la medicina: los sauces, los salicilatos y la aspirina. *Revista de Fitoterapia*, 10(2), 133–145.
https://www.researchgate.net/publication/289130889_plantas_y_compuestos_medicinales_Los_salicilatos_y_la_aspirina_Or_Salix_spp_aspirin
- Wooldridge, J. M. (2009). *Introducción a la econometría: Un enfoque moderno* (4th ed.). South-Western Cengage Learning.

Zafar, J., Shoukat, R. F., Zhang, Y., Freed, S., Xu, X., y Jin, F. (2020). *Metarhizium anisopliae* challenges immunity and demography of *Plutella xylostella*. *Insects*, 11(10), 1–15.
<https://doi.org/10.3390/insects11100694>

ANEXOS

Anexo 1. Panel fotográfico del experimento

Figura 1A

Larva de N. desantisi alimentándose de hoja de Sauce



Figura 1B

Diseño experimental



Figura 1C

Colecta de larvas de N. desantisi



Figura 1D

Preparación de los tratamientos



Figura 1E

Aplicación de los tratamientos mediante aspersión

**Figura 1F**

Vista microscópica de A. muscarius

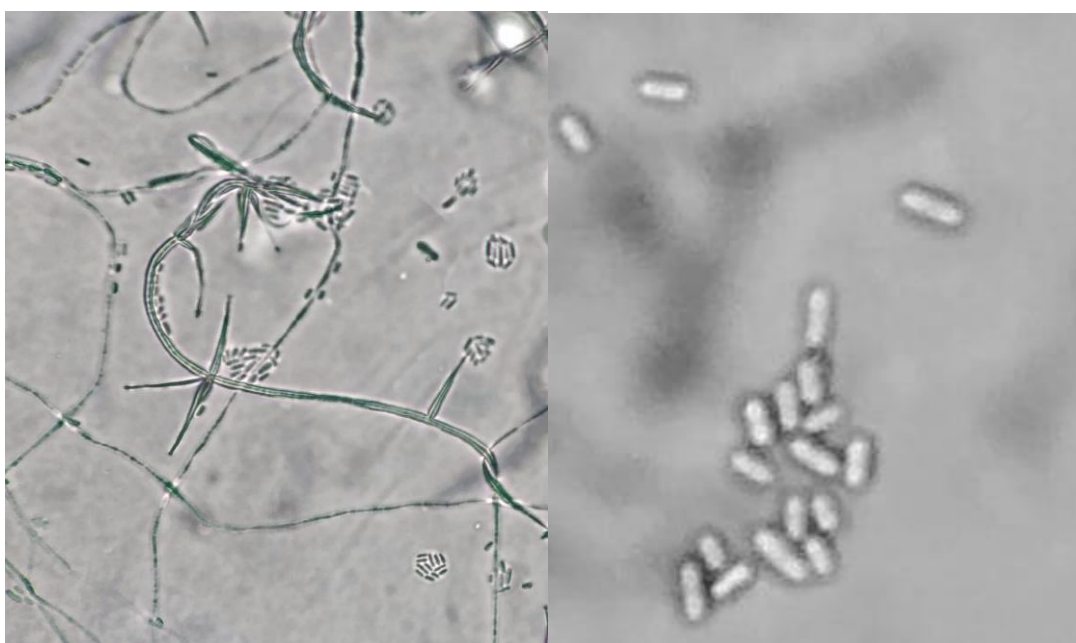
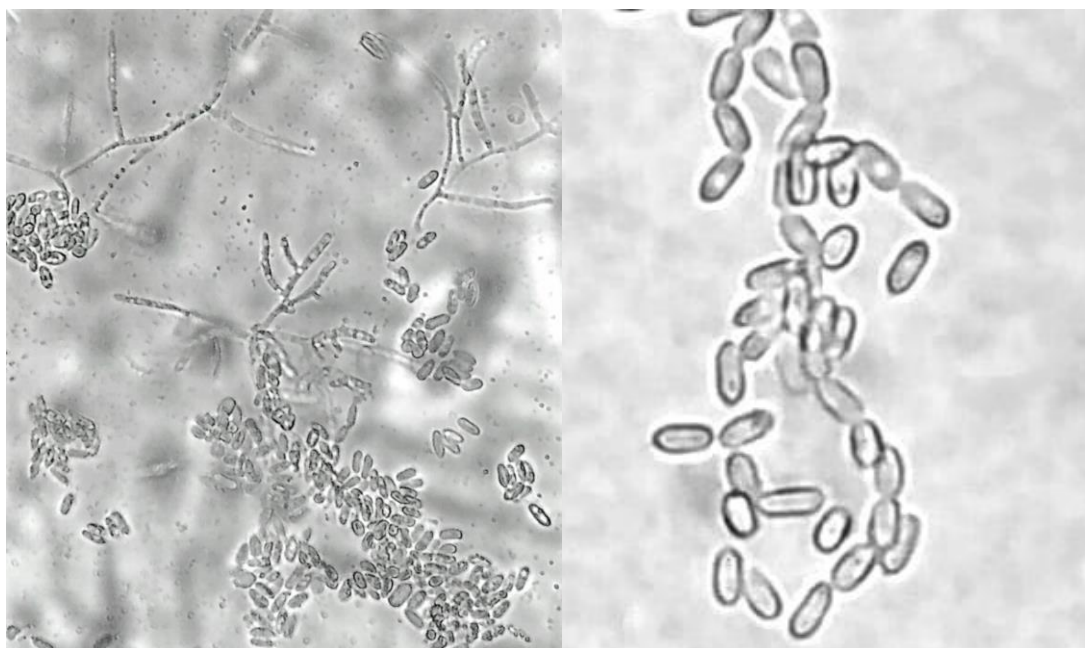


Figura 1G

Vista microscópica de M. anisopliae

**Figura 1H**

Larva de N. desantisi infectada con A. muscarius



Figura 1I

Larva de N. desantisi infectada con M. anisopliae

