

UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA

**APLICACIÓN DE NEMÁTODOS ENTOMOPATÓGENOS CON VANT's
PARA EL MANEJO DE *Spodoptera frugiperda* EN MAIZ**

POR:

JONATHAN DANIEL RODAS BACA

TESIS



CATACAMAS

OLANCHO

MAYO, 2024

APLICACIÓN DE NEMÁTODOS ENTOMOPATÓGENOS CON VANT's
PARA EL MANEJO DE *Spodoptera frugiperda* EN MAIZ.

POR:

JONATHAN DANIEL RODAS BACA

ROY MENJIVAR Ph. D.

Asesor principal

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

INGENIERO AGRÓNOMO

CATACAMAS

OLANCHO

MAYO, 2024

DEDICATORIA

Con gratitud infinita, dedico esta tesis primeramente a Dios, quien me dio fortaleza en cada paso de mi camino, confiando en su sabiduría que iluminó mi sendero en cada desafío y logro.

A mis amados padres; **Francisco Israel Rodas Ávila** y **Juana Mirian Baca** y hermanos; **Kevin Israel Rodas Baca**, **Suany Yanel Rodas Baca** y **Mirian Elizabeth Rodas Baca** pilares inquebrantables de amor, sacrificio y apoyo incondicional. Su dedicación y ejemplo han sido mi mayor inspiración, enseñándome el valor del esfuerzo y la perseverancia en cada jornada.

A través de sus enseñanzas, he aprendido que el éxito no solo se mide en logros académicos, sino en la integridad, la humildad y el servicio a los demás. Su presencia en mi vida ha sido un regalo invaluable que atesoro con profundo cariño y agradecimiento.

Que este trabajo sea un tributo a vuestro legado, reflejando el fruto de vuestro amor y dedicación. Que cada página sea un testimonio de la semilla de valores que sembraron en mí, creyendo en mi potencial y alentándome a alcanzar mis sueños.

A ustedes, mis padres y hermanos, les dedico este logro con todo mi corazón, sabiendo que su amor y guía han sido los cimientos sobre los cuales construí cada paso hacia este momento. ¡Gracias por ser mi mayor fuente de fortaleza y motivación en este viaje hacia el conocimiento y la realización personal!

AGRADECIMIENTOS

Elevo mi gratitud a Dios, fuente de toda sabiduría y guía, por ser mi sostén inquebrantable en cada paso de este viaje. Su luz ha iluminado mi sendero y fortalecido mi espíritu en los momentos de desafío. A mis amados padres y hermanos, cuyo amor incondicional y constante apoyo han sido mi mayor fortaleza. Su confianza en mí ha sido el motor que impulsó cada avance, y su presencia ha sido mi refugio en los momentos de dificultad. Este logro es también es de ustedes, pues cada paso dado ha sido en parte gracias a su incansable dedicación y aliento.

Al Dr. Roy Menjívar, mi asesor principal, le agradezco su invaluable orientación, sabiduría y paciencia a lo largo de este proceso. Su guía experta y compromiso han sido fundamentales para dar forma a esta investigación. A los ingenieros Edwar Rivera e Israel Rodas, mis asesores secundarios, les expreso mi reconocimiento por su valiosa contribución y apoyo en cada etapa de este trabajo. Su experiencia y consejo fueron fundamentales para enriquecer este estudio. Al Ing. Rogelio Trabanino, por abrirme las puertas de la Escuela Agrícola Panamericana El Zamorano y brindarme la oportunidad de llevar a cabo esta investigación en un entorno propicio para el aprendizaje y crecimiento académico.

A la familia Lagos Galindo, por su cálido apoyo y hospitalidad durante mi estancia en el lugar donde desarrollé esta tesis. Su generosidad y amabilidad hicieron posible una experiencia enriquecedora y gratificante. Finalmente, a la Universidad Nacional de Agricultura, mi alma mater, le agradezco por brindarme la oportunidad de estudiar en esta prestigiosa institución. A lo largo de estos cuatro años, esta casa de estudio ha sido mi hogar intelectual, donde he recibido una formación integral que ha sentado las bases para este logro.

También a mis compañeros de cuarto les agradezco por hacer más liviano el peso de estar en la universidad. A todos y cada uno de ustedes, mi más sincero agradecimiento. Este trabajo lleva impregnado el esfuerzo y la colaboración de muchos, y es con humildad y gratitud que lo comparto como fruto de un arduo trabajo en equipo. Gracias por ser parte de este importante capítulo en mi vida académica y profesional.

CONTENIDO

DEDICATORIA.....	i
AGRADECIMIENTOS	ii
CONTENIDO	iii
LISTA DE CUADROS	iv
LISTA DE FIGURAS	v
LISTA DE ANEXOS.....	vi
RESUMEN.....	vii
I. INTRODUCCION.....	1
II. OBJETIVOS	3
III. HIPOTESIS	4
IV. REVISION LITERARIA	5
4.1. Generalidades del cultivo de maíz.....	5
4.2. Plaga del maíz.....	7
4.3. Nemátodo entomopatógeno.....	8
4.4. Vehículo aéreo no tripulado (VANT`s).....	12
4.5. Modelo lineal generalizado	15
V. MATERIALES Y MÉTODOS.....	17
5.1. Localización.....	17
5.2. Material biológico y equipo experimental	18
5.3. Unidad experimental y tratamientos.....	28
5.4. Diseño experimental y análisis estadístico	28
5.5. Variables evaluadas	30
VI. RESULTADOS Y DISCUSION.....	32
VII. CONCLUSIONES.....	39
VIII. RECOMENDACIONES	40
IX. REFERENCIA BIBLIOGRAFICA.....	41
X. ANEXOS	51

LISTA DE CUADROS

Tabla 1. Tratamientos	28
Tabla 2. Fuentes de Variación	30
Tabla 3. Croquis de campo	30
Tabla 4. Estadísticos de Ajuste	32
Tabla 5. ANOVA de efectos principales.	32
Tabla 6. Continuación de ANOVA	33
Tabla 7. Medias de los Tratamientos	33
Tabla 8. Estimación de los tratamientos	34
Tabla 9. Medias de los Tiempos de muestreos	35
Tabla 10. Estimación de los tiempos de muestreo	36
Tabla 11. Interacción de los tratamientos con respecto a los tiempos	37
Tabla 12. Medias de la interacción de los tratamientos con respecto al tiempos.	38

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Lote de Control Biológico.....	17
Figura 2. Recipientes para la producción de Heterorhabditis.....	19
Figura 3. Recipiente para la sedimentación de los nemátodos	19
Figura 4. Siembra del Maíz	20
Figura 5. Instalación de cintas de riego	21
Figura 6. Estaquillado.....	21
Figura 7. Aporcamiento.....	22
Figura 8. Mapeo del área Experimental	22
Figura 9. Marcación de las plantas a muestrear	23
Figura 10. Inoculación de las larvas de Spodoptera	23
Figura 11. Conteo de nemátodos a nivel de laboratorio.....	24
Figura 12. Aplicación de las dosis en las unidades experimentales	25
Figura 13. Muestreos en campo	26
Figura 14. Confirmación de mortalidad de nemátodos a nivel de laboratorio.	27

LISTA DE ANEXOS

Anexo 1. Primera semana del cultivo emergiendo	51
Anexo 2. Contenido de clorofila según el color	52
Anexo 3. Nubosidad	53
Anexo 4. Niveles de clorofila	54
Anexo 5. Vista del cultivo	55
Anexo 6. Índice de clorofila	56
Anexo 7. Cuadriculas representando las unidades experimentales	57
Anexo 8. Media de los tiempos de muestreos con sus respectivas estimaciones	58
Anexo 9. Media de los tratamientos comparada con sus estimaciones	58

Rodas Baca, JD. 2024. Aplicación de nemátodos entomopatógenos con VANT'S para el manejo de *Spodoptera frugiperda* en maíz. Tesis Ing. Agr. Olancho, Honduras, Universidad Nacional de Agricultura 68 Pág.

RESUMEN

La investigación se llevó a cabo en San Antonio de Oriente, Francisco Morazán, en terrenos de la Universidad Panamericana El Zamorano, Honduras, con el propósito de estudiar en el cultivo de maíz (*Zea mays* L.), la efectividad del nemátodo entomopatógeno *Heterorhabditis bacteriophora* a diferentes dosis 2×10^8 y 4×10^8 ; 200 millones y 400 millones, respetivamente. Fueron aplicados con los métodos; dron y bomba de fumigar de espalda sobre el manejo poblacional de la plaga *Spodoptera frugiperda*. El experimento fue conducido bajo un diseño en bloques completos al azar DBCA con arreglo bifactorial 2×2 . Se evaluó un total de cinco tratamientos, la combinación de los niveles de los factores; Método de Aplicación y Nematodo, más un tratamiento testigo que fue control químico, Emamectin benzoato a 68 g. Se hicieron muestreos a los 2, 4, 6 y 8 días posterior a la aplicación. Se utilizó un modelo lineal generalizado mixto GLMM con medidas repetidas, con distribución poisson para datos de conteo. Se generó distintas estructuras de covarianza y estadísticos de ajuste que explicaran el comportamiento de los datos. El análisis de los datos determinó que existe significancia estadística significativa entre los tratamientos ($Pr > F = 0.0286$), el tiempo y la interacción tratamiento x tiempo no tuvo significancia estadística ($Pr > F = 0.4869$) y ($Pr > F = 0.775$), respetivamente. Los nematodos, aunque son efectivos con ambos métodos de aplicación en el control de la plaga se ven limitados por factores ambientales. El método más efectivo fue la bomba de mochila + 4×10^8 400 millones de nemátodos por hectárea con una media y estimación de 1.56 y 0.45, respetivamente. El tratamiento menos efectivo fue dron + 2×10^8 200 millones de nemátodos por hectárea con una media y estimación de 0.33 y -1.10, respetivamente. Los tratamientos bomba de mochila + 4×10^8 400 millones y dron + 4×10^8 400 millones no son estadísticamente diferentes, lo que puede indicar que ambos métodos a esa dosis pueden recomendarse.

Palabras claves: Nemátodo, dosis, *Spodoptera frugiperda*, Dron agrícola

I. INTRODUCCION

El maíz (*Zea mays* L.), es uno de los cultivos más importantes de Honduras ya que la dieta hondureña se ve influenciada al consumo regular de este grano básico, en el año 2020 el consumo per cápita del maíz fue de 179.3 libras y esto va en ascenso debido al aumento poblacional que se da en el país. Según los datos de la SAG, el maíz contribuye al 48% de las calorías consumidas en las áreas urbanas y al 26% de las calorías consumidas en las áreas rurales. Por otro lado, en 2020, los granos básicos ocuparon la cuarta posición en términos de generación de valor agregado, representan 2.502 millones de dólares, lo que equivale al 8,7% del PIB total del país y el área cosechada de maíz según datos del 2018 fueron de 554,563 Mz lo que favorece a la generación de empleo (SAG, 2020).

En países tropicales como Honduras, a menudo se observan pérdidas significativas en los cultivos, lo que tiene un impacto negativo en la economía, la seguridad alimentaria y la estabilidad social. El impacto de las variaciones en los patrones climáticos se suma al impacto de la producción intensiva y continua de monocultivos, que es característica de la agricultura moderna. Es muy importante que los productores comprendan los conceptos fundamentales de manejo integrado de cultivos y plagas adecuados al contexto agroclimático y social actual.

Consigo a eso una de las plagas más importantes y que genera numerosas perdidas en el cultivo de maíz es el gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*) debido a que esta plaga ataca en distintas etapas del cultivo, pero especialmente en etapas jóvenes causando defoliaciones a la planta y asimismo limitándola al proceso de fotosíntesis por ende causando problemas en producción de los granos por los escasos fotoasimilados que pueda usar para dicha producción.

Para el control de esta plaga se han venido aplicando polvos o granulado y algunos de los insecticidas utilizados para el control son: DECIS, RIENDA, RICORP; LARVIN, CIPERMETRINA Y VOLATON, Sin embargo, el control químico no ha sido eficaz porque *S. frugiperda* ha desarrollado resistencia a insecticidas de uso común como lambda-cialotrina, clorpirifos, espinosad y lufenurón también unido a eso ha favorecido a la eliminación de enemigos naturales y a la intoxicación humana al momento de las aplicaciones.

Además, debido a su uso excesivo y la resistencia que producen, se están buscando alternativas más sostenibles y amigables con el medio ambiente. El control biológico de *S. frugiperda* es una alternativa a los pesticidas químicos. El uso de enemigos naturales puede reducir el daño causado por plagas en el suelo y las plantas.

El control biológico se considera una alternativa viable y segura para el medio ambiente porque utiliza organismos vivos sobre insectos plaga. Estos incluyen bacterias y otros microorganismos entomopatógenos, como *Bacillus thuringiensis* (Berlín), *Metarhizium anisopliae* (Metchnikoff) Sorokin agente causal de la muscardina verde, por otra parte, los parasitoides han sido exitosos en el control de insectos plaga como *Telenomus remus* Nixon (Hymenoptera: Platygasteridae), el cual es parasitoide en etapa de huevo. De la misma forma, insectos depredadores, como las catarinitas (Coleoptera: Coccinellidae), crisopas (Neuroptera: Chrysopidae) y sírfidos (Diptera: Syrphidae) como reguladores de poblaciones de insectos plaga.

Los nemátodos entomopatógenos también tienen potencial como agentes de control biológico contra *S. frugiperda* por lo cual el objetivo del siguiente estudio es de gran interés debido a que se evaluó la efectividad de una especie de nemátodo para el manejo de la plaga con dos métodos de aplicación para comparar la efectividad de aplicación también es de gran importancia ya que combina el uso de tecnología de precisión para la aplicación de estos nemátodos con el uso de control biológico que reduce el uso de control químico ya que este es nocivo para la salud humana y el ambiente.

II. OBJETIVOS

- **Objetivo General:**

1. Evaluar la efectividad del nemátodo entomopatógeno *Heterorhabditis bacteriophora* en el cultivo de maíz (*Zea mays* L.) utilizando dron y bomba de fumigar de espalda sobre el manejo poblacional de cogollero (*Spodoptera frugiperda*).

- **Objetivos Específicos**

1. Determinar la eficiencia de aplicación de los nemátodos, *Heterorhabditis bacteriophora* utilizando dos métodos distintos de aplicación.
2. Determinar cuál es el método de aplicación más efectivo, estimando la mortalidad de las larvas de *Spodoptera frugiperda* por infección con nemátodos, confirmándolo a nivel de laboratorio.
3. Evaluar la efectividad de nemátodo entomopatógeno sobre el manejo de *S. frugiperda* a diferentes dosis.

III. HIPOTESIS

3.1. Hipótesis 1.

H₀ = El equipo de aplicación de nemátodos no difiere estadísticamente en la efectividad sobre el manejo de *Spodoptera frugiperda*.

H_a = El equipo de aplicación de nemátodo difiere estadísticamente en la efectividad del manejo de *Spodoptera frugiperda*.

3.2. Hipótesis 2.

H₀ = No existe diferencia estadística significativa entre la eficacia de los tratamientos (mortalidad de las larvas de *Spodoptera frugiperda*) y los distintos muestreos repetidos (tiempo).

H_a = Existe diferencia estadística significativa entre la eficacia de los tratamientos (mortalidad de las larvas de *Spodoptera frugiperda*) y los distintos muestreos repetidos (tiempo).

IV. REVISION LITERARIA

4.1. Generalidades del cultivo de maíz

Uno de los granos alimenticios más antiguos conocidos es el maíz (*Zea mays* L.) de la tribu Maydeas, género *Zea*, y es la única especie cultivada de la familia de las Poáceas (Gramíneas) y su origen está en América. Las especies del género *Tripsacum*, conocidas como arrocillo o maicillo, y las otras especies del género *Zea*, conocidas como teosinte, son consideradas como del Nuevo Mundo debido a que su origen está en América (Paliwal 2001).

Con respecto al área cosechada entre 2015-2018 la superficie cosechada de maíz creció a una tasa de 3.6%, al pasar de 498,670 Manzanas (Mz) en 2015 a 554,563 Mz en 2018. No obstante, se presentó un comportamiento negativo registrando en 2016 una menor superficie cosechada en comparación al año precedente a raíz de factores climáticos. Dadas condiciones del clima la siembra de maíz es mayormente en el ciclo de primera donde suele presentarse abundancia de lluvia y los días son más largos en esa época del año, favoreciendo así el crecimiento de este cultivo. Cabe mencionar que las épocas de siembra varían un poco las fechas, esto dependerá de la región (SAG 2020).

En cuanto a la producción y rendimientos durante el período 2015-2018 la producción de maíz creció a un ritmo medio anual de 4.0%, al pasar de 13,799,342 quintales en 2015 a 15,536,861 quintales en 2018, entre 2015-2018 el rendimiento en campo obtenido en la cosecha de maíz en promedio fue de 28.50 quintales por manzana (Qq/Mz). En el ciclo de primera se suelen registrar rendimientos ligeramente superiores a los mostrados en el ciclo de postrera; el cual estaría explicado principalmente por su privilegio en la producción

obtenida dada su superficie cosechada, sin olvidar que la existencia de abundancia de agua ayuda a la obtención de un mayor rendimiento, entre otros factores como la temperatura ambiente y la variabilidad climática. (SAG 2020)

El maíz es una planta anual de gran desarrollo vegetativo de porte robusto y con un rápido desarrollo, que puede alcanzar hasta 5 metros de altura (lo normal es de 2 a 2,50 metros) (Ortigoza *et al.* 2019). Estas raíces principales funcionan en mantener la planta erecta y prevenir su vuelco en situaciones normales. Está formado por dos tipos de raíces: seminales y adventicias. Las primeras son las que nacen de la semilla al momento de la germinación, y consiste en la radícula (primera estructura seminal en romper el pericarpio), y de un número variable de raíces laterales que se forman en la base del primer entrenudo, encima del nudo escutelar.

El crecimiento inicial, es horizontal a la superficie del suelo para luego dirigirse hacia abajo. Este sistema de raíces es muy importante durante los primeros estados de crecimiento de la plántula, hasta que se establece plenamente el sistema de raíces adventicias permanentes. Las raíces adventicias, se forman en los primeros entrenudos que adoptan la forma de un cono invertido (Feldman 1994; Barandiarán Gamarra 2020).

Ritchie y Hanway (1982), proponen la escala de fases fenológicas de caracteres morfológicos externos o macroscópicos. En ella se identifican dos grandes períodos:

- 4.1.1. El vegetativo, subdividido en estadios identificados con la letra V y un subíndice, correspondiente al orden de la última hoja completamente extendida (lígula visible) al momento de la observación (VE: emergencia, V1, V2, Vn y VT o panojamiento),
- 4.1.2. El reproductivo, identificado con la letra R y un subíndice que comienza en R1 representa la emergencia de los estigmas, R2 representa el estado de cuaje o ampolla, R3 representa el grano lechoso, R4 representa el grano pastoso, R5 representa el grano duro o indentado y R6 representa la madurez fisiológica. El proceso de llenado de

granos se extiende desde los estadios R3 hasta R5.

El maíz se adapta a distintos tipos de suelos, sin embargo, se desarrolla mejor en los suelos que presentan una textura media (franco, franco arcilloso arenoso, franco arcilloso); profundos, bien drenados y de buena estructura que permitan asegurar un buen crecimiento de las raíces, el rango óptimo de pH es de 6,1 a 7,8. El contenido de materia orgánica en el suelo debe ser alto (> 4 por ciento). (MINAGRI 2018). El consumo de agua del maíz convencional (por gravedad) es de 7,000 m³ por hectárea, mientras que el consumo de agua del sistema tecnificado de riego por goteo es de 3,000 a 3,500 m³ por hectárea (MINAGRI, 2018).

El crecimiento óptimo del cultivo ocurre a temperaturas de 24 a 30 °C. Las temperaturas nocturnas altas no favorecen el crecimiento del cultivo, sino que incrementa las tasas de respiración y de esta forma se reduce el peso seco acumulado durante el día por la fotosíntesis (Fassio *et al.* 1998). El ciclo del maíz es una especie de días cortos, es decir, su ciclo se acorta al acortarse la duración del día. Por ello es importante una siembra temprana del cultivo, para que cada etapa tenga un desarrollo óptimo, contribuyendo a un mayor rendimiento (Ortigoza *et al.* 2019).

4.2. Plaga del maíz

Spodoptera frugiperda

Una de las plagas más destacadas en el maíz es el gusano cogollero, *Spodoptera frugiperda* (JE Smith) (Lepidoptera: Noctuidae), es una de las plagas migratorias más importantes (Li *et al.* 2019) y puede atacar >180 especies de plantas, causando graves daños al maíz y otros alimentos. cultivos, particularmente miembros de Poaceae (Casmuz *et al.* 2010). *Spodoptera frugiperda* continúa invadiendo nuevas regiones y las pérdidas de cultivos en las áreas recientemente invadidas atraen gran atención (Wang *et al.* 2019b).

Las larvas de *Spodoptera frugiperda* pueden atacar el maíz durante todo el período de crecimiento, mostrando preferencia por las etapas de plántula y trompeta grande (12 hojas) (Lin *et al.* 2020). En general, las hembras adultas ponen huevos en las hojas del maíz (Niu *et al.* 2022). Cuando los huevos se convierten en larvas, las larvas del primer y segundo estadio no se alimentan mucho (Wang *et al.* 2019a). Las larvas del tercer estadio excavan en el verticilo de la hoja y se alimentan de hojas jóvenes bajo la protección de los tejidos de la planta (Navik *et al.* 2021).

Los estadios larvarios que viven en el verticilo de la hoja (larvas del tercer al sexto estadio) consumen la mayor parte del tejido vegetal (Bao, 2020) y las plantas de maíz siguen sufriendo graves daños hasta que las larvas del quinto al sexto estadio caen a la superficie del suelo para pupar (Wang *et al.* 2019a; Bao, 2020), dando lugar a la próxima generación de adultos.

El control químico ha sido una herramienta efectiva para controlar el gusano cogollero, pero debido a su uso excesivo y la resistencia que producen, se están buscando alternativas más sostenibles y amigables con el medio ambiente. El control biológico de *S. frugiperda* es una alternativa a los pesticidas químicos. El uso de enemigos naturales puede reducir el daño causado por plagas en el suelo y las plantas. (INTA, 2019).

4.3. Nemátodo entomopatógeno

Los NEP'S son particularmente efectivos como resultado de su capacidad superior para cazar activamente a sus huéspedes (Grewal *et al.* 2005, Georgis *et al.* 2006). En estudios previos se ha demostrado una actividad considerable de los NEP en el control de *S. frugiperda* (Andaló *et al.*, 2010, Caccia *et al.* 2014) Es por eso que los nemátodos entomopatógenos (NEP; miembros de Steinernematidae y Heterorhabditidae) son posibles agentes de control biológico contra larvas de insectos fitófagos y se han utilizado para controlar una variedad de insectos que habitan en el suelo y que perforan el tallo, que se benefician del ocultamiento de insecticidas, como *Diabrotica virgifera*. (Toepfer *et al.* 2010), *Bradysia odoriphaga* (Yan

et al. 2019), *Curculio caryae* (Shapiro-Ilan *et al.* 2017) y varios gusanos blancos (Coleoptera: Scarabaeidae) (Koppenhöfer *et al.* 2002, Grewal *et al.* 2004, Guo *et al.* 2014).

Los nemátodos son gusanos de forma redonda sin segmentos que se dividen en entomopatógenos y fitoparásitos. Para completar su ciclo de vida, los nemátodos entomopatógenos requieren un hospedero insecto completamente (parásitos obligados) o parcialmente (facultativo). Los nemátodos entomopatógenos de las familias Heterorhabditidae y Steinernematidae se utilizan para controlar biológicamente. Varios factores, incluida la temperatura, la humedad relativa del ambiente, la susceptibilidad del estadio del hospedero a la infección, el medio donde se desarrolla y la cepa que se produce, determinarán la eficacia del nematodo (Castruita *et al.* 2017).

Las bacterias del género *Photorhabdus* están relacionadas mutuamente con los nemátodos *Heterorhabditis* (Vashisth *et al.* 2013). Estas bacterias pertenecen a la familia Enterobacteriaceae y habitan en el intestino de los nemátodos. El tercer estadio infectivo juvenil es el único estadio en el que vive libremente en el suelo.

Cuando nemátodos juveniles infecciosos ingresan al insecto por las aberturas naturales (boca, espiráculos y ojos) como se estableció previamente en muchos estudios (Kaya 1993; Gaugler 2002; Griffin *et al.* 2005; Kaya *et al.* 2006; Park *et al.* 2001; Stock *et al.* 2017), hasta llegar al hemocele del hospedero, se produce la infección del hospedero. Los nemátodos liberan la bacteria en la hemolinfa dentro del cuerpo del hospedero, donde se reproducen rápidamente y causan la muerte del insecto (Forst *et al.* 1997).

Los nemátodos se reproducen durante 2 o 3 generaciones dentro del insecto y se alimentan de los tejidos dañados del hospedero. Los nuevos agentes infecciosos incorporan bacterias simbiotes en el tracto digestivo y salen del insecto para buscar otro hospedero (Adams y Nguyen 2002). *Heterorhabditis bacteriophora* es uno de los nemátodos entomopatógenos más estudiados y utilizados en el manejo integrado de plagas. Ambos nemátodos se utilizan para control biológico (Vashisth *et al.*, 2013). Estos nemátodos actúan de la misma manera,

pero tienen una forma diferente de buscar hospederos. *H. bacteriophora* busca activamente su presa utilizando una variedad de métodos de forrajeo (Lewis *et al.* 1995), (Campbell y Gaugler 1993).

Los nemátodos entomopatógenos pueden producirse a diferentes escalas in vivo o in vitro, tienen una amplia gama de hospedantes y son ambientalmente seguros (Rodríguez *et al.* 2012). Las condiciones ambientales ideales para su desarrollo oscilan entre 8 y 30 grados Celsius durante la etapa de desarrollo y entre 20 y 30 grados Celsius durante la etapa reproductiva (Grewal *et al.* 1994). El suelo es el hogar natural de los nemátodos entomopatógenos, lo que los convierte en excelentes controladores de plagas subterráneas (Shapiro-Ilan *et al.* 2006).

Varios nemátodos de Heterorhadtidae se utilizan comercialmente para controlar los insectos plaga del suelo. El uso de nemátodos para controlar plagas foliares puede ser poco efectivo, a diferencia del uso de nemátodos para controlar insectos que viven en el suelo. Los factores ambientales donde viven las plagas foliares, como la desecación y la radiación ultravioleta, pueden detener principalmente la actividad de los nemátodos (Shapiro-Ilan *et al.* 2006). Sin embargo, si se utilizan nemátodos en lugares donde están protegidos de factores ambientales como el cogollo del maíz, la supervivencia de los nemátodos podría mejorar y proporcionar un control más adecuado y prolongado. Estudios anteriores han sugerido que los NEP's tienen potencial como agentes de control biológico contra *S. frugiperda* (Andaló *et al.* 2010; Viteri *et al.* 2021; García *et al.* 2008; Caccia *et al.* 2014; Acharya *et al.* 2020).

También los nemátodos entomopatógenos de los géneros *Heterorhabditis* se han utilizado con éxito para controlar varias plagas de insectos que viven en el suelo (Klein, 1990). Igualmente se ha demostrado que controlan plagas foliares y crípticas, aunque, salvo algunas excepciones notables, los ensayos de laboratorio y de campo han estado plagados de problemas (Begley, 1990). Los juveniles infectivos (IJs), la fase vital responsable para buscar e infectar a un hospedador, son sensibles a la inactivación por ambientes físicos extremos, en particular la desecación (Begley, 1990; Womersley, 1990), las altas temperaturas (Molyneux,

1985; Grewal *et al.* 1994) y la radiación UV de ciertas longitudes de onda (Gaugler y Boush, 1978; Gaugler *et al.* 1992).

En la mayoría de los casos, los efectos de la luz solar pueden minimizarse aplicando los nemátodos al atardecer, pero es más difícil mantener una humedad elevada (>80% HR) y agua libre en la superficie de las hojas, especialmente en cultivos al aire libre. (Glazer y Navon 1991); (Kung *et al.* 1991) y algunas aplicaciones foliares de este nematodo han tenido éxito en cultivos protegidos (Begley, 1990).

Un importante campo de investigación se ha pasado por alto, es la aplicación al follaje. Los nemátodos entomopatógenos se han aplicado al suelo y al follaje en grandes cantidades como insecticidas biológicos utilizando diversos sistemas de aplicación (Georgis, 1990). Sin embargo, se ha prestado poca atención a la evaluación de la eficacia de los sistemas de pulverización en cuanto a la forma en que depositan los IJs sobre el sustrato objetivo. Se sabe que factores como el tamaño de las gotas y la distribución de la pulverización son consideraciones importantes cuando se aplican pesticidas convencionales y biopesticidas en el medio foliar (Matthews, 1992).

Los mismos factores serían también relevantes para la aplicación de IJs, con preocupaciones adicionales como el volumen de pulverización que influye en la cantidad de agua libre en las superficies foliares. Se sabe que las boquillas hidráulicas convencionales producen una amplia gama de tamaños de gotas, muchas de las cuales son demasiado pequeñas para transportar un IJ. Basándose en el tamaño medio de una IJ de *H. bacteriophora*, se calculó que el diámetro mínimo de gota necesario para alojar una IJ es de unas 178 μm . Gracias a un estudio realizado en Reino Unido donde investigaron la eficacia de diferentes métodos de pulverización (boquillas hidráulicas estándar de abanico y de cono lleno y un disco giratorio) para la aplicación de juveniles infectivos (IJs) de *Steinernema carpocapsae* contra plagas de insectos en el follaje.

Las larvas de *Plutella xylostella* sobre col china se utilizaron como sistema modelo. Las boquillas hidráulicas de mayor rendimiento depositaron el mayor número de hojas de IJs y proporcionaron la mayor mortalidad de insectos (hasta el 98%). Sin embargo, el disco giratorio proporcionó casi un 50% de mortalidad aplicando menos del 9% del IJs en comparación con la más eficaz de las boquillas hidráulicas. Esto sugiere que está justificado seguir trabajando en sistemas de bajo volumen (disco giratorio), que pueden conducir a aplicaciones rentables de nemátodos. (Lello *et al.* 1996).

Como anteriormente se mencionaba que los nemátodos se ven afectados a condiciones adversas en el follaje de la planta, en una investigación hecha por Sánchez *et al.* (2019). El factor de la desecación tuvo un impacto negativo en la supervivencia de los nemátodos durante la parasitación, por lo que fue necesario usar una solución de agar nutritivo al 0,1% (un rango de pH de 7 y 8). Según Hussein *et al.* (2011), esta solución permite la adherencia de los infecciosos juveniles a las plantas y puede mantener viables para parasitar larvas.

Reportes establecidos por Cajusol y Requejo (2016) nos muestran que, con una concentración de 1 g de agar nutritivo por cada litro, se logra la mortalidad de las larvas de *Galleria mellonella* por *Heterorhabditis bacteriophora* y *Heterorhabditis sp* (nativo) en 76,6% y 86,6%, respectivamente, durante 30 días de almacenamiento indicando que el agar nutritivo mantiene la viabilidad de los nemátodos por más tiempo y evita que la solución se reseque en las plantas. Hay que tener en cuenta que la infectividad de los nemátodos también puede verse afectada por factores como la humedad, el tipo de suelo, las condiciones ambientales y el modo de aplicación.

4.4. Vehículo aéreo no tripulado (VANT's)

Y es aquí donde entra la agricultura de precisión para innovar con la aplicación de estos nemátodos a través de drones, también conocidos como VANT's (Vehículo Aéreo no Tripulado), ya que se utilizan cada vez más para fumigar pesticidas y agentes de control

biológico en todo el mundo. La fumigación con drones es bienvenida porque puede ser utilizada tanto por pequeños agricultores como por grupos de agricultores.

Además, los aspersores con drones tienen la ventaja de una mejor adaptabilidad al campo que los aspersores de mochila y los aspersores de tractor, particularmente en zonas montañosas. (King 2017, Mogili 2018). El VANT tiene muchas ventajas en comparación con los aviones tripulados y la maquinaria de aplicación tradicional, incluida la alta eficiencia, la baja deriva, la ausencia de necesidad de despegar de un aeropuerto, un precio y un costo de operación de mano de obra más bajos y ningún daño a la estructura física de los cultivos y el suelo (Zhang *et al.* 2015).

Además, el uso de un volumen de aspersión bajo o ultra bajo puede reducir el uso de pesticidas entre un 15,0% y un 20,0%, lo que puede utilizarse como un apoyo técnico importante para el programa de reducción de pesticidas (Lan y Chen, 2018; Meng *et al.*, 2019). Es por eso que la siguiente investigación genera interés en la agricultura ya que combina la importancia del uso de tecnologías para el manejo óptimo del cultivo y la reducción del uso de pesticidas para el control de plagas utilizando el control biológico una alternativa eficaz para el manejo de *Spodoptera frugiperda*.

Pero el uso de esta tecnología representa un reto al momento de la aplicación de los nemátodos ya que según un artículo publicado en el *Journal of Economic Entomology* en diciembre de 2019 (Iost *et al.*) realiza una revisión exhaustiva de los artículos científicos sobre el uso de drones en la agricultura, especialmente en lo que respecta al monitoreo y control de plagas. Según el análisis de los autores, hasta el momento no se ha realizado mucha o ninguna investigación revisada por pares sobre la eficacia de la liberación de controladores mediante drones. Es esencial asegurarse de que los enemigos naturales no sufran daños durante el traslado y distribución, y que permanezcan activos después de su liberación.

Por lo tanto, las diversas experiencias mencionadas incluyen dispensadores individuales que emplean varios diseños, los cuales deben compararse de manera objetiva. Además, el desarrollo de mecanismos de hardware y software que pueden distribuir con precisión los enemigos naturales en diferentes condiciones climáticas, especialmente por el viento, plantea desafíos para el impulso de la tecnología.

Sin embargo, hay ciertas investigaciones hechas con tecnología usando boquillas hidráulicas y discos giratorios para la aplicación de los nemátodos entomopatógenos. Como lo determinó Lello *et al.* 1996 que las boquillas hidráulicas de mayor rendimiento depositaron el mayor número de hojas de IJs y proporcionaron la mayor mortalidad de insectos (hasta el 98%). Sin embargo, el disco giratorio proporcionó casi un 50% de mortalidad aplicando menos del 9% del IJs en comparación con la más eficaz de las boquillas hidráulicas.

Debido a eso también en una investigación hecha por Mason *et al* 1998 donde se evaluó la eficacia de sistemas de pulverización de bajo y muy bajo volumen utilizando dos pulverizadores de disco giratorio (Micron Ulva+ y Micron Herbaflex) específicamente para la aplicación de juveniles infecciosos (IJS) de nemátodos entomopatógenos (*Steinernema* spp y *Heterorhabditis* spp.) y demostrando el estudio que podrían depositarse cantidades significativas de IJS/cm² y también la adición de IJS a la pulverización no afectó a los espectros de pulverización producidos por ninguno de los dos pulverizadores independientemente del caudal, la concentración de IJS o la velocidad de rotación del disco.

Sin embargo, varios avances en la investigación nemátodos contra las plagas foliares. Los intentos de mejorar la situación se basaron inicialmente en la pulverización foliar, junto con la adición de tensioactivos para aumentar la cobertura foliar (Head *et al.*, 2004; Williams y Walters, 2000), con algunos resultados positivos.

Además, se han realizado importantes investigaciones para caracterizar (y así superar) los factores ambientales nocivos, como la desecación y la luz ultravioleta (Georgis, 1990; Glazer,

1992; Glazer *et al.* 1992). Se cree que la desecación es el factor clave que influye en la eficacia de los nemátodos en el follaje (Glazer *et al.* 1992). La supervivencia a la desecación de los IJ varía notablemente entre especies y aislados de nemátodos entomopatógenos (Glazer, 1992), y con la aplicación foliar de IJs, hay una exposición inevitable a una creciente pérdida de agua por evaporación y osmótica (Piggott *et al.* 1992). osmótica (Piggott *et al.* 2000).

4.5. Modelo lineal generalizado

En algunos campos de investigación, se registran entre las variables de interés el recuento de eventos, es decir, la cantidad de eventos de interés que ocurrieron en un período de tiempo o espacio determinado. En otros campos de investigación, se utiliza el Modelo Lineal General (ML) para describir la relación entre la variable de respuesta llamada independiente y una o más variables explicativas. Este modelo asume linealidad, normalidad, varianza homogénea e independencia de errores aleatorios, (Draper y Smith 1981).

Para cumplir con estos supuestos, se realizan transformaciones de datos para garantizar la homogeneidad de las varianzas (Kuehl 2000; Melo Martínez *et al.* 2007). Para realizar el análisis, se utiliza estadística no paramétrica cuando no se logra la normalidad (Zar 1996; Lehmann 2006). Las transformaciones son difíciles de entender cuando los resultados no coinciden con la escala inicial de medición de la variable de respuesta.

Los Modelos Lineales Generalizados (MLG), son una extensión del ML, para modelar variables que pertenezcan a la familia de distribución de probabilidad exponencial (Nelder y Wedderburn 1972); esta familia contiene las distribuciones: normal, binomial, Poisson y binomial negativa, entre otras.

El MLG propuesto, en el presente estudio, está conformado por: i) una componente aleatoria dada por la variable de respuesta Y_i y su distribución de probabilidad; ii) una componente

sistemática conformada por las variables explicativas X_i expresadas como una función lineal conocida como el predictor lineal η_i ; iii) una función de enlace denotada por $g(\cdot)$ que relaciona el valor esperado de la variable de respuesta μ_i con las variables explicativas X_i de la siguiente manera: $g(\mu_i) = \beta_0 + \beta_1 x_{i1} + \dots + \beta_p x_{ip}$ para $i = 1, 2, \dots, n$; las p variables del lado derecho de la expresión corresponden a las variables explicativas y pueden ser factores de estudio, covariables e interacciones entre estas. Los parámetros $\beta_0, \beta_1, \dots, \beta_p$ son estimados utilizando máxima verosimilitud.

La diferencia entre el ML y el MLG está en que este último incluye una función de enlace $g(\cdot)$ que relaciona la componente aleatoria y la componente sistemática de tal manera que $g(\mu_i) = \beta_0 + \beta_1 x_{i1} + \dots + \beta_p x_{ip}$ y no como en el ML que $\mu_i = \beta_0 + \beta_1 x_{i1} + \dots + \beta_p x_{ip}$; de esta forma, la función de enlace lo que garantiza es que los valores estimados tomen valores en la misma escala de los esperados de la variable de respuesta, lo que no ocurre en el ML, en el cual los valores estimados pueden tener valores para $\mu_i < 0$.

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Localización

Las prácticas correspondientes se llevaron a cabo en la Escuela Agrícola Panamericana El Zamorano ubicada en el Valle del Yeguaré, en el Municipio de Francisco Morazán, presentando una elevación de 800 metros por sobre el nivel del mar. Presenta un clima cálido y seco, con temperaturas promedio anuales de 24°C y presentando precipitaciones de aproximadamente 1100mm por año, obteniendo así una humedad relativa del 65%. Para este proyecto, se hizo uso del lote continuo a la unidad de Control Biológico, el cual cuenta con las coordenadas 499691.00 m E, 1549260.00 m N. (Jiménez Tobar 2020).

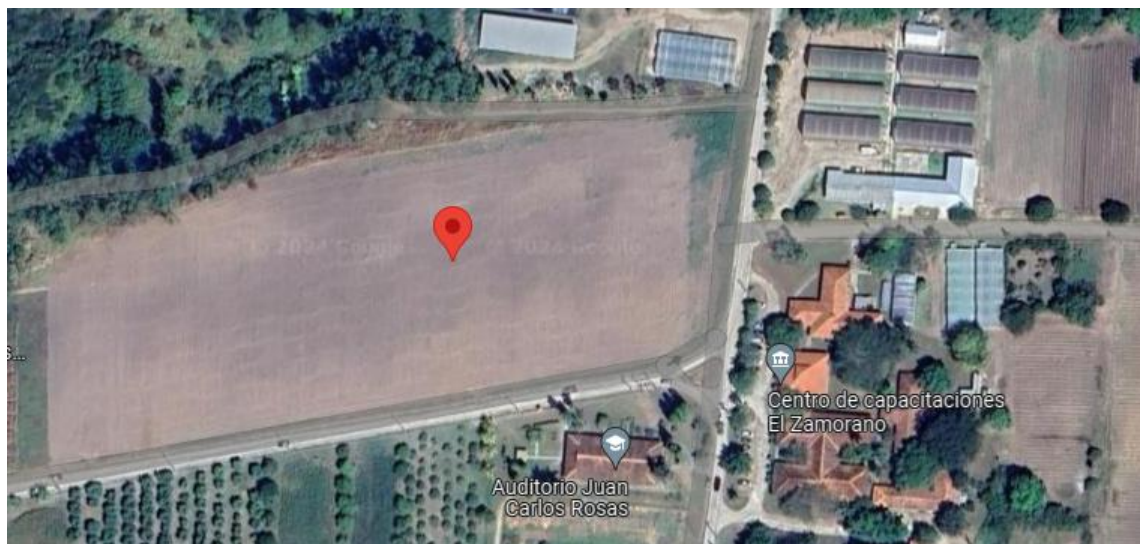


Figura 1. Lote de Control Biológico

5.2. Material biológico y equipo experimental

5.2.1. Nemátodos entomopatógenos

Se utilizaron nemátodos entomopatógenos los cuales son gusanos de forma redonda sin segmentos que se dividen en entomopatógenos y fitoparásitos. Para completar su ciclo de vida, los nemátodos entomopatógenos requieren un hospedero insecto completamente (parásitos obligados) o parcialmente (facultativo), estos nemátodos son producidos en la Escuela Panamericana Zamorano en el laboratorio de Control Biológico de la misma.

Las tres principales categorías de métodos de producción masiva de nemátodos entomopatógenos (NEP) son la producción in vivo, los cultivos monoxénicos semisólidos y los cultivos monoxénicos líquidos. Considerando que la producción de *H. bacteriophora* en presencia de *P. luminescens* se conoce como monoxénico.

5.2.1.1. Producción “in vivo”

La única herramienta biotecnológica que maneja insectos vivos como medio nutritivo para la reproducción de nemátodos entomopatógenos es el método de producción in vivo. *Galleria mellonella* es el insecto más utilizado en laboratorios, pero existen larvas alternativas como *Tenebrio molitor* y *Spodoptera litura* (Prabowo et al. 2019).

Para producir según los protocolos de crianza de la Escuela El Zamorano, para *Heterorhabditis bacteriophora*, generalmente se utilizan cámaras de inoculación donde se infectan las larvas de *Galleria mellonella* con una solución madre de nemátodos, utilizando la técnica de inmersión o pipeteo.



Figura 2. Recipientes para la producción de *Heterorhabditis*

En la evaluación de las larvas de *Galleria mellonella* se depositaron en recipientes (botes) de plástico envuelto en papel absorbente por dentro, para que los nemátodos queden en el papel de modo que cuando la larva se acerque al papel quede infectada, se utilizaron 20 ml de solución de nemátodos.

Después de ocho (8) días la larva está bien infectada, posteriormente se extraen del papel y se depositan en un recipiente para efectuar la maceración de las mismas, consigo a la maceración se filtran hasta a que resulte solo el agua con los nemátodos.



Figura 3. Recipiente para la sedimentación de los nemátodos

Efectuando la filtración hasta que quede el agua libre de cualquier material solido se dejó que los nemátodos se sedimentaran en el fondo del recipiente, luego se procedió a eliminar el agua posicionada en la parte superior, y después los nemátodos fueron colocados en una esponja y empaquetados en bolsas zi-ploc, para después almacenarlos en el refrigerador de manera que se controló la temperatura de estos. Las temperaturas de almacenamiento fueron de 16-17 grados Celsius, debido a que los nemátodos se inactivan a estas temperaturas y así se puede lograr más tiempo de preservación para realizar posteriormente las aplicaciones.

5.2.2. Siembra del maíz

El día de la siembra del maíz fue el tres (03) de febrero del año 2024, anterior a la siembra se hicieron dos (2) pases de rastra en el lote que se sembró. El genotipo de maíz sembrado fue el Tuxpeño, usando el tractor calibrado para depositar seis (6) semillas por metro lineal espaciado a 80 cm entre surco y surco.



Figura 4. Siembra del Maíz

Después de la siembra del material, se instaló el sistema de riego por goteo, se procedió a colocar cinta de riego en toda el área experimental, para mantener el lote con apropiada irrigación para abastecer los requerimientos del cultivo. El cultivo desde la siembra se regó cuatro (4) veces por semana.



Figura 5. Instalación de cintas de riego

5.2.3. Estaquillado

Cuando el maíz ya estaba germinado se hizo el estaquillado y delimitación de cada unidad experimental para favorecer el trabajo que se realizó en cada unidad.



Figura 6. Estaquillado

5.2.4. Aporcado

15 días después del estaquillado se hizo un aporcamiento en las plantas de maíz para ayudar a las raíces adventicias para que pueda crecer más y así favorecer la absorción de nutrientes, también para disminuir el crecimiento de la maleza y así privarla de luz solar para que no siga creciendo.



Figura 7. Aporcamiento

5.2.5. Mapeo

Antes de la aplicación en los tratamientos se realizó un mapeo con el Dron para así asegurar y tener programada cada unidad experimental con las dosis respectivas que se aplicaron.



Figura 8. Mapeo del área Experimental

5.2.6. Marcado de plantas

Anterior a la inoculación se marcaron las plantas del centro de cada unidad experimental dejando las hileras de la orilla como efecto borde para que la aplicación de la unidad contigua no afecte en la otra unidad y así ser veraz con la toma de datos.



Figura 9. Marcación de las plantas a muestrear

5.2.7. Inoculación

Las larvas estaban en vasitos con la dieta específica utilizada por la Escuela luego se sacaba larva por larva y se depositaban en el cogollo de la planta, pero antes asegurando que las larvas estaban vivas.



Figura 10. Inoculación de las larvas de Spodoptera

5.2.8. Conteo de nemátodos

El día de la inoculación en la tarde-noche se realizó el conteo de los nemátodos, colocando cinco (5) gotas de agua con una pipeta en una placa Petri después de la tercera disolución y así contar cuantos nemátodos había en cada gota y así determinar cuántos nemátodos había según el volumen de nemátodos que había, en el caso de la investigación se necesitaron 10 ml de solución de nematodo para la dosis de 200 millones/Ha y 20 ml para la dosis de 400 millones/Ha.



Figura 11. Conteo de nemátodos a nivel de laboratorio.

5.2.9. Aplicación del nemátodo entomopatógeno

Gracias al mapeo realizado anteriormente el día de aplicación se facilitó porque solo se programó el dron para que se desplazara a aplicar la dosis de nemátodos que necesitaba cada unidad, el caudal de aplicación que se utilizó fue de 3 L/min utilizando alrededor de ocho (8) Litros de agua para cada unidad experimental con la dosis de nemátodos anteriormente medida con una probeta utilizando 10 ml de la solución con nemátodos y 20 ml para cada unidad respectivamente tanto con dron como con bomba de mochila.





Figura 12. Aplicación de las dosis en las unidades experimentales

5.2.10. Dron agrícola y bomba de mochila

El dron que se utilizó: Es el Dron pulverizador DJI AGRAS T10

Dron para agricultura de precisión con carga útil de 10 litros y precisión centimétrica, este equipo tiene un tanque de ocho (8) a nueve (9) litros, el dron fitosanitario T10 puede rociar hasta cinco (5) metros con una cobertura de tierra de hasta siete (7) ha por hora de operación.

Las especificaciones técnicas del dron son:

Tanque de pulverización de ocho (8) Litros, Sistema radar esférico, Protección al agua y al polvo IP67, Operación autónoma de alta precisión RTK, Plataforma en la nube de agricultura inteligente, Alcance hasta cinco (5) km, Control remoto de 5.5 pulgadas y una Eficiencia de operación por hora seis (6) Hectáreas

La bomba que se utilizó: La bomba de mochila que se utilizó fue de la marca HIDRA 16 de 20 L

Otros materiales: Libreta de campo, calculadora, computadora, lápiz, teléfono celular.

5.2.11. Muestreos

Los muestreos se realizaron a los dos (2), cuatro (4), seis (6) y ocho (8) días después de la aplicación de los nemátodos en campo, las plantas que se muestrearon fueron 10 plantas por cada unidad por cada día de muestreo haciendo un total de 800 plantas muestreadas a lo largo de la investigación.



Figura 13. Muestreos en campo

5.2.12. Confirmación de Mortalidad

Cuando se recolectaron todas las larvas se llevaron a laboratorio para confirmar que las larvas murieron debido a los nemátodos



Figura 14. Confirmación de mortalidad de nemátodos a nivel de laboratorio.

5.3. Unidad experimental y tratamientos

Cada unidad experimental estuvo constituida con un área de 100 metros cuadrados, con una densidad de 780 plantas en cada unidad experimental, se contó con 13 surcos y 60 plantas por surco, el distanciamiento entre planta es de 17 cm, en promedio fue de seis (6) plantas por metro lineal y el distanciamiento entre surco fue de 80 cm.

Se utilizaron los métodos o equipos de aplicación de nemátodos con: dron agrícola y bomba de mochila. Se usó el nemátodos *Heterorhabditis bacteriophora* el cual se aplicarán a distintas dosis, a doscientos millones de individuos por hectárea y cuatro ciento millones de individuos por hectárea. Las combinaciones de los niveles de cada factor conformaron los tratamientos que se probaron, los cuales se presentan en la siguiente tabla:

Tabla 1. Tratamientos

Trat	MA: Dron y Bomba de Mochila	Nemátodos	C: Dosis/Ha
T1	Dron	<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>	2x10 ⁸
T2	Dron	<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>	4x10 ⁸
T3	Bomba de mochila	<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>	2x10 ⁸
T4	Bomba de mochila	<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>	4x10 ⁸
T5	Testigo (Bomba)	Emamectin benzoato	68 g

Trat= Tratamientos; MA = Método de Aplicación; Dosis/Ha: 2x10⁸= 200,000,000 (doscientos millones de individuos/hectárea) y 4x10⁸ = 400,000,000 (cuatro ciento millones de individuos/hectárea).

5.4. Diseño experimental y análisis estadístico

El experimento estará constituido por cuatro bloques, dentro de los cuales se distribuyen de manera aleatoria los tratamientos, es decir, todas las posibles combinaciones de los niveles de los factores, en los cuales se resultan cuatro (4) tratamientos más el tratamiento testigo, el cual se aplicará dosis química de Emamectin benzoato.

En vista de la naturaleza de los datos recolectados, se aplicó un modelo lineal generalizado mixto GLMM, para datos de conteo que tienen una distribución Poisson, con medidas repetidas. Esto contribuyó a determinar la mortalidad de *Spodoptera* por nematodo en el tiempo, es decir en los distintos muestreos. Se realizó la prueba de normalidad según Kolmogorov-Smirnov y Shapiro Wilk para comprobar si los datos tenían o no una distribución de probabilidad normal.

Los enfoques usados en análisis de medidas repetidas pueden ser categorizados como convencionales o modernos. El enfoque convencional usa análisis univariado de varianza o análisis multivariado de varianza, ambos pueden ser realizados con PROC GLM, y el enfoque moderno se realiza con PROC MIXED de SAS (Gislum et al., 2009). Tuero (2013), indica que los análisis de medidas repetidas con modelos mixtos pueden llevarse a cabo de una manera relativamente fácil con varios paquetes estadísticos de carácter generalista incluyendo los módulos PROC MIXED y PROC GLIMMIX de SAS y la función *lme* de R y *Splus*, así como mediante los comandos *mixed* y *xtmixed* de SPSS y STATA, respectivamente. No obstante, los dos procedimientos de SAS tienen la ventaja de ofrecer un menú más amplio y de incorporar la solución introducida por Kenward y Roger (1997, 2009) para realizar inferencias con muestras pequeñas.

Dado que la variable respuesta es conteo, cuantitativa discreta, se modelará utilizando un GLMM una distribución de probabilidad Poisson, con función de enlace o link = "log", la cual se expresa a continuación:

$$\text{Distribución: } y_{ij}/b_j \sim \text{Poisson}(\lambda_{ij})$$

$$b_j \sim N(0, \sigma_{block}^2)$$

Tabla 2. Fuentes de Variación

Fuentes de Variación	Grados de Libertad
Bloque	$b - 1 = 4 - 1 = 3$
Tratamiento	$t - 1 = 5 - 1 = 4$
Error	$(t - 1) (b - 1) = 12$
Total	$tb - 1 = 19$

Se realizó la prueba de comparación de medias según DMS o Diferencia Mínima Significativa con un nivel de significancia al 5%, desarrollándose con softwares estadísticos The SAS System for Windows V8, para conocer los atributos que están mejor asociados a las variables de interés y la relación que tiene los factores en el experimento.

5.4.1. Croquis de campo para establecimiento del experimento

Tabla 3. Croquis de campo

Bloques	Tratamiento				
I	5	2	4	3	1
II	1	4	3	2	5
III	5	3	1	4	2
IV	2	4	3	5	1

5.5. Variables evaluadas

a. Mortalidad de *Spodoptera*

Para determinar la mortalidad de *Spodoptera* se sembró el maíz y 30 días después de la siembra se inocularon las larvas del 3er estadio larval de la plaga, colocando una larva por planta, al día siguiente de la inoculación se procedió a la aplicación de los tratamientos de control de la plaga después de la aplicación de los tratamientos se hicieron muestreos a los 2, 4, 6 y 8 días posterior a la aplicación para la extracción de las larvas muertas se colocaron en placas Petri y luego se llevaron al laboratorio para asegurar que las larvas están muertas debido a los nemátodos.

b. Dosis evaluadas

Con respecto a las dosis se evaluaron dos dosis de nemátodos una de ellas es de 4×10^8 y la otra es de 2×10^8 de IJs/Ha de nemátodos, para determinar la dosis de cada tratamiento en cada unidad experimental se extrapolo la dosis en hectáreas al área que se posee con cada una de las unidades experimentales que son de 100 m^2 quedando una dosis de 2,000,000 de nemátodos por cada unidad experimental para la dosis de 2×10^8 de nemátodos y 4,000,000 de nemátodos por cada unidad experimental para la dosis de 4×10^8 de nemátodos y así se hizo la comparación para ver si las dosis difieren o no estadísticamente con respecto los tipos de equipo de aplicación; tradicional y con dron agrícola.

VI. RESULTADOS Y DISCUSION

Tabla 4. Estadísticos de Ajuste

Estadísticos de ajuste	AR	SIMPLE	ANTE
Verosimilitud -2 Log	194.23	194.23	193.90
AIC	242.23	240.23	255.90
AICC	264.05	259.94	297.23
BIC	266.13	263.13	286.76
CAIC	290.13	286.13	317.76
HQIC	246.89	244.70	261.92
Chi-cuadrado de Pearson	57.38		
Chi-cuadrado de Pearson / DF	0.72		

Estadísticos de ajuste: **AIC** = Criterio de Información de Akaike, **AICC** = Criterio de Información de Akaike Corregido, **BIC** = Criterio de Información Bayesiano de Schwarz, **CAIC** = Criterio de Información de Akaike Consistente, **HQIC** = Criterio de Información de Hannan y Quinn. AR=Autorregresiva

De todas las estructuras de covarianzas analizadas los datos se ajustaron mejor a estas tres estructuras: AR, SIMPLE y ANTE. Se seleccionó la mejor estructura de covarianza según los criterios estadísticos de ajuste, donde la estructura de covarianza SIMPLE fue la mejor es decir que fue la que presentó los menores valores en la mayoría de los estadísticos de ajuste lo que indica que con pocos parámetros es suficiente para explicar la variabilidad del modelo estadístico usado. Esta estructura demostró que los estadísticos de ajuste AIC, AICC, BIC, CAIC, y HQIC tiene valores de 240.23, 259.94, 263.13, 286.13, 244.70, respectivamente. El estadístico de Chi cuadrado de Pearson / DF de 0.72 indica que las varianzas son menores que las medias, entonces se determinó que la distribución usada es la adecuada para estos datos ya que el valor de Chi es menor que 1.

Tabla 5. ANOVA de efectos principales.

FV	Gl	Valor F	Pr > F	Sig
Bloque	3	4.27	0.0286	**
Trat	4	7	0.0038	***
Tiempo	3	0.83	0.4869	ns
Trat*tiempo	12	0.66	0.775	ns

FV = Fuente de variación, Gl = Grados de Libertad, Pr > F = probabilidad mayor que F, Sig = Significancia Estadística

Este es el Análisis de Varianza de los efectos principales indican determinó que existe significancia estadística significativa entre los tratamientos ($Pr > F = 0.0286$), el tiempo y la interacción tratamiento x tiempo no tuvo significancia estadística ($Pr > F = 0.4869$) y ($Pr > F = 0.775$), respectivamente. Este modelo con estructura simple se observa que también hubo diferencia estadística significativa entre los bloques.

Tabla 6. Continuación de ANOVA

F(AR)	F(SIMPLE)	F(ANTE)	D_NORMAL
0.03	0.03	0.08	0.0244
0.00	0.00	0.02	<.0001
0.49	0.49	0.82	0.0958
0.78	0.77	0.16	0.2620

Se observa que, para la estructura de covarianza Simple, con F calculados de 0.03, 0.00 y 0.49 para bloque, tratamientos y tiempo tiene los valores menores, exceptuando en la interacción con un valor de 0.77.

Tabla 7. Medias de los Tratamientos

Trat	Media	ES	LCI	LCS	GROUP
5	2.30	0.41	1.56	3.40	A
4	1.56	0.31	1.02	2.41	AB
2	1.08	0.26	0.64	1.82	BC
3	0.52	0.19	0.24	1.15	CD
1	0.33	0.14	0.13	0.86	D
<i>DMS</i>	0.89				

ES = Media del Error Estándar, LCI = Limite de control Inferior, LCS = Limite de control Superior

El análisis con respecto a la media de los tratamientos indica según su efectividad y que tuvo mayor mortalidad y la media más alta con un 2.30 fue el tratamiento T5 que corresponde al control químico aplicado con bomba de mochila (representado en el grupo con la letra “A”) esto fue debido a la residualidad del químico ya que este queda más tiempo en el cogollo del maíz lo que facilita que las larvas de *Spodoptera* se vieran afectadas y así morir debido al efecto del ingrediente activo en su sistema (Tabla 7).

El segundo mejor tratamiento que obtuvo mayor efectividad y por ende mayor mortalidad de *Spodoptera* comparado con los menos efectivos fue el tratamiento T4 que corresponde a la dosis de 4×10^8 (cuatro cientos millones de nemátodos) aplicado con Bomba de mochila (representado en el grupo con la letra “AB”).

Los tratamientos 2 (Dron, 4×10^8) “BC”, 3 (Bomba, 2×10^8) “CD”, y 1 (Dron, 2×10^8) “D”, fueron los menos efectivos esto fue debido a que la dosis es muy baja y el dron comparado con la bomba de mochila hace que la mochila tenga mejor aplicación debido a que la persona que va aplicando va más lento y la aplicación va más directa al cogollo de la planta caso contrario con el dron porque las gotas son más pequeñas comparadas con la bomba esto indica que hay que seguir haciendo investigaciones orientándolas al uso de dosis más altas de nemátodos y usar mayores volúmenes de agua con el dron para el control de *Spodoptera*.

También haciendo referencia a las letras que están en la tabla 7 los tratamientos cinco (5) y cuatro (4) comparten letra y el tratamiento cuatro (4) con el dos (2) también, por lo cual se podría sustituir el uso de control químico de la plaga por los nematodos ya que no se encuentra diferencia estadística significativa y por eso se recomienda el uso de los nematodos también comparando el beneficio-costos del producto químico comparado con el biológico ya que es más barato y reduce la degradación del medio ambiente al usar excesivamente los productos químicos.

Tabla 8. Estimación de los tratamientos

Trat	Estimación	ES	LCI	LCS
5	0.83	0.18	0.44	1.22
4	0.45	0.20	0.02	0.88
2	0.08	0.24	-0.44	0.60
3	-0.65	0.36	-1.44	0.14
1	-1.10	0.43	-2.05	-0.15

ES = Media del Error Estándar, LCI = Limite de control Inferior, LCS = Limite de control Superior

La Estimación de tratamientos se refiere al aumento o disminución de la mortalidad que se da en los tratamientos por ejemplo la estimación del tratamiento T5 es de 0.83 lo que refiere a que la mortalidad de *Spodoptera* en el tratamiento incluyendo las medidas repetidas es que la mortalidad en cada muestreo fue de 0.83 larvas y así sucesivamente con los demás tratamientos como el segundo mejor que es el tratamiento T4 con una estimación de 0.45 larvas, y el tratamiento T2 el tercer mejor con una estimación de 0.08 larvas muertas también significa que por cada vez que use el tratamiento va a matar la cantidad de larvas que sale en la estimación.

En la tabla 9 según el tiempo o los tiempos en el que se hicieron los muestreos indican que no tuvieron significancia estadística esto significa que a medida pasaba el tiempo la mortalidad de *Spodoptera* no se vio influenciada en ningún tratamiento. En cuanto al grupo de letras los cuatro (4) tiempos tienen la misma letra, pero según las medias en el tiempo 1 y 2 al ser los primeros muestreos tuvieron la media más alta esto posiblemente debido a que los nemátodos tienen un tiempo específico en el cual hacen daño y es de 2 a 3 días después de la aplicación y a medida va pasando el tiempo los nemátodos pierden viabilidad y por ende reduce su efectividad para infectar.

Tabla 9. Medias de los Tiempos de muestreos

Tiempo	Media	ES	LCI	LCS	Group
1	1.15	0.30	0.68	1.94	A
2	1.13	0.27	0.70	1.82	A
4	0.84	0.21	0.51	1.38	A
3	0.67	0.22	0.35	1.29	A
<i>DMS</i>	0.76				

ES = Media del Error Estándar, LCI = Limite de control Inferior, LCS = Limite de control Superior

La estimación de los tiempos ósea los muestreo en el caso del muestreo 1 es el más alto lo que indica que el muestreo 1 tuvo mayor mortalidad con respecto a los demás. (Tabla 10)

Tabla 10. Estimación de los tiempos de muestreo

Tiempo	Estimación	ES	LCI	LCS
1	0.14	0.26	-0.39	0.66
2	0.12	0.24	-0.36	0.60
4	-0.17	0.25	-0.67	0.32
3	-0.39	0.25	-1.04	0.25

ES = Media del Error Estándar, LCI = Limite de control Inferior, LCS = Limite de control Superior

Según la tabla 11 el mejor tratamiento reportado en el experimento fue el tratamiento cinco (5), bomba de mochila con dosis química en el tiempo uno (1), con una estimación y un error estándar de 1.50 y 0.23, respectivamente. Esto demuestra que de mantenerse igual la efectividad de dicho tratamiento como en el tiempo uno (1), en cada uno de los siguientes muestreos realizados se tendrá una mortalidad de *Spodoptera* de 1.50, Sin embargo, la efectividad decayó en siguientes muestreos o tiempos 2, 3 y 4 con una estimación de 1.26, 0.63 y -0.06, respectivamente.

El segundo mejor tratamiento reportado en el experimento fue el tratamiento cuatro (4) que es la dosis de nemátodos de 400 millones aplicados con bomba de mochila en el tiempo 1, con una estimación y error estándar de 0.75 y 0.33, respectivamente. Esto demuestra que de mantenerse igual la efectividad de dicho tratamiento como en el tiempo 1, en cada uno de los siguientes muestreos realizados se tendrá una mortalidad de *Spodoptera* de 0.75, Sin embargo, la efectividad decayó en siguientes muestreos o tiempos 2, 3 y 4 con una estimación de 0.35, 0.35 y 0.35, respectivamente.

La interacción del tratamiento T4 que corresponde a la dosis más alta de nemátodos aplicada con bomba de mochila es la segunda mejor interacción y eso confirma que la efectividad de los nemátodos en cuanto al tiempo de muerte de *S. frugiperda*, autores como French et al. (2007), Lang et al. (2010), Eleftherianos et al. (2011) y Zhu et al. (2011) refieren que la muerte ocurre dentro de los dos (2) a tres (3) días después de inoculación, tiempo suficiente para que las bacterias al interior del insecto se multipliquen y liberen las distintas toxinas para causar su muerte es por eso por lo que las interacciones con mayor mortalidad ocurrieron en los dos (2) primeros muestreos.

El tercer mejor tratamiento reportado en el experimento fue el tratamiento T2 que refiere a la dosis de nemátodos de 400 millones aplicados con Dron en el tiempo dos (2), con una estimación y error estándar de 0.50 y 0.38, respectivamente. Esto demuestra que de mantenerse igual la efectividad de dicho tratamiento en el tiempo dos (2), en cada uno de los siguientes muestreos realizados se tendrá una mortalidad de *Spodoptera* de 0.50, sin embargo, la efectividad decayó en los siguientes muestreos o tiempo uno (1), tres (3) y cuatro (4) con una estimación de -0.06, -0.06 y -0.06 respectivamente.

Estos resultados, aunque no son los mejores comparados con otros tratamientos llama la atención ya que el objetivo de la investigación era ver si los nemátodos se podían aplicar con dron y los resultados demuestran que pueden aplicarse solo que hay que tener un mejor control al momento de la aplicación y facilitarle los ambientes adecuados a los nemátodos para que sean más efectivos.

Tabla 11. Interacción de los tratamientos con respecto a los tiempos

Trat	tiempo	Estimación	ES	LCI	LCS
5	1	1.50	0.23	1.03	1.97
5	2	1.26	0.26	0.74	1.79
4	1	0.75	0.33	0.08	1.43
5	3	0.63	0.36	-0.08	1.35
2	2	0.50	0.38	-0.26	1.26
4	3	0.35	0.41	-0.48	1.17
4	4	0.35	0.41	-0.48	1.17
4	2	0.35	0.41	-0.48	1.17
2	3	-0.06	0.50	-1.07	0.95
3	1	-0.06	0.50	-1.07	0.95
2	1	-0.06	0.50	-1.07	0.95
5	4	-0.06	0.50	-1.07	0.95
2	4	-0.06	0.50	-1.07	0.95
3	4	-0.35	0.58	-1.51	0.82
3	2	-0.75	0.71	-2.18	0.67
1	2	-0.75	0.71	-2.18	0.67
1	4	-0.75	0.71	-2.18	0.67
1	3	-1.45	1.00	-3.46	0.57
3	3	-1.45	1.00	-3.46	0.57
1	1	-1.45	1.00	-3.46	0.57

ES = Media del Error Estándar, LCI = Limite de control Inferior, LCS = Limite de control Superior

La Tabla 12 hace referencia igual al anterior a la interacción que tuvieron los tratamientos con el tiempo y fueron los mismos resultados que el anterior solo que en este se acompañan con el grupo de letras que refieren a la interacción de los tiempo con el tratamiento mejor representados con letras como por ejemplo el tratamiento mejor que es el cinco (5) (Bomba x Enamectin) en el tiempo uno (1) pertenece a la letra “A” que indica la mejor interacción y el segundo mejor que es el tratamiento 4 (Bomba x 400 millones de nemátodos) el tiempo 1 pertenece al grupo de letras “ABC” que es la segunda mejor interacción y el tercer mejor tratamiento evaluado que fue el tratamiento 2 (Dron x 400 millones de nemátodos) en el tiempo 2 con el grupo de letra “BCD” que es la tercera mejor interacción y así sucesivamente con las demás interacciones representadas en el cuadro.

Tabla 12. Medias de la interacción de los tratamientos con respecto al tiempos.

Trat	Tiempo	Media	ES	LCI	LCS	Letter Group
5	1	4.48	1.04	2.81	7.14	A
5	2	3.54	0.92	2.09	5.97	AB
4	1	2.12	0.71	1.08	4.17	ABC
5	3	1.89	0.67	0.92	3.86	BCD
2	2	1.65	0.63	0.77	3.54	BCD
4	3	1.41	0.58	0.62	3.23	BCD
4	4	1.41	0.58	0.62	3.23	BCD
4	2	1.41	0.58	0.62	3.23	BCD
2	3	0.94	0.47	0.34	2.59	CD
3	1	0.94	0.47	0.34	2.59	CD
2	1	0.94	0.47	0.34	2.59	CD
5	4	0.94	0.47	0.34	2.59	CD
2	4	0.94	0.47	0.34	2.59	CD
3	4	0.71	0.41	0.22	2.27	CD
3	2	0.47	0.33	0.11	1.96	CD
1	2	0.47	0.33	0.11	1.96	CD
1	4	0.47	0.33	0.11	1.96	CD
1	3	0.24	0.24	0.03	1.77	D
3	3	0.24	0.24	0.03	1.77	D
1	1	0.24	0.24	0.03	1.77	D
DMS	1.62					

ES = Media del Error Estándar, LCI = Limite de control Inferior, LCS = Limite de control Superior

VII. CONCLUSIONES

Los dos métodos de aplicación fueron eficientes para aplicar los nematodos, es decir, se evidenció mediante calibración de equipo y ensayos preliminares que ambos métodos se ajustaron bien para la aplicación de las dosis de nematodos establecidas en el experimento.

El método más efectivo fue la bomba de mochila con la dosis de 400 millones de nemátodos por hectárea (T4), debido a que tuvo mayor promedio en cuanto a mortalidad en comparación al resto de tratamientos, exceptuando el tratamiento testigo.

El nematodo fue efectivo, y mayormente en la dosis de 400 millones, lográndose demostrar que, a esta dosis tanto para bomba de mochila como para el dron, se tuvo un mejor control. La mortalidad de *Spodoptera* en el tratamiento mejor T4, que tiene una media de 1.56, comparado con el tratamiento T2, que tiene una media de 1.08, es superior en un 30.77% con respecto al T4.

VIII. RECOMENDACIONES

Se recomienda continuar los estudios utilizando Dron para la aplicación de nemátodos entomopatógenos, pero haciendo más efectivo el uso de estos y considerando la calibración del equipo más adecuada también dándoles las mejores condiciones al nemátodo para que haya una mejor infección y mortalidad de *Spodoptera frugiperda*. También es necesario evaluar distintas condiciones al momento de aplicación de dron como ser la altura sobre el cultivo, la velocidad, el caudal de aplicación, tipo de boquilla entre otros.

Se recomienda que la hora de aplicación de los nemátodos sea en la tarde-noche esto debido a que en esos horarios los nemátodos podrían adaptarse mejor al cambio en el follaje de la planta, beneficiándose de las microgotas del sereno que hace que poco a poco caigan en el cogollo y así asegurar que el nematodo sobreviva por más tiempo en la planta y hacerlo más efectivo, además es recomendable hacer uso de dosis más altas de nemátodos por hectárea para beneficiar el uso de estos y que haya un mejor control de *Spodoptera frugiperda*.

Se recomienda el uso de otras especies de nemátodos para el manejo de *Spodoptera frugiperda* como por ejemplo el nematodo de la especie *Steinernema carpocapsae* ya que esta especie podría ser más eficiente y resistente al momento de hacer la aplicación utilizando el dron agrícola, igualmente es recomendable que en próximas investigaciones se haga uso de un testigo absoluto o sea sin ninguna aplicación de producto ya que esto podría ayudar en la comparación de los tratamientos y concluir que tratamientos son los más efectivos.

Se recomienda hacer estudios de la calidad de agua usada para las aplicaciones con los nematodos ya que el estudio de esta podría asegurar más efectividad al momento de la aplicación y mejorar la eficiencia de estos en campo.

IX. REFERENCIA BIBLIOGRAFICA

- Acharya, R; Hwang, H-S; Mostafiz, MM; Yu, Y-S; Lee, K-Y. 2020. Susceptibility of various developmental stages of the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*, to entomopathogenic nematodes. *Insects* 11(12): 868.
- Acharya, R; Hwang, H-S; Shim, J-K; Yu, Y-S; Lee, K-Y. 2019. Control efficacy of fungus gnat, *Bradysia impatiens*, enhanced by a combination of entomopathogenic nematodes and predatory mites. *Biological Control* 138: 104071.
- Acharya, R; Yu, Y-S; Shim, J-K; Lee, K-Y. 2020. Virulence of four entomopathogenic nematodes against the tobacco cutworm *Spodoptera litura* fabricius. *Biological Control* 150: 104348.
- Adams, BJ; Nguyen, KB. 2002. Taxonomy and systematics. *Entomopathogenic nematology* 2002: 1-33.
- Akutse, KS; Kimemia, JW; Ekesi, S; Khamis, FM; Ombura, OL; Subramanian, S. 2019. Ovicidal effects of entomopathogenic fungal isolates on the invasive fall armyworm *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Journal of Applied Entomology* 143(6): 626-634.
- Andaló, V; Santos, V; Moreira, GF; Moreira, CC; Moino Junior, A. 2010. Evaluation of entomopathogenic nematodes under laboratory and greenhouses conditions for the control of *Spodoptera frugiperda*. *Ciencia Rural* 40(9): 1860-1866.
- Ángel-Ríos, M. D.; Pérez-Salgado, J. y Morales, F. J. 2015. Toxicidad de extractos vegetales y hongos entomopatógenos en el gusano cogollero *Spodoptera frugiperda* J.E. Smith (Lepidoptera: Noctuidae), del maíz en el estado de Guerrero. *Entomol. Mex.* 2:260-265.
- Barandiarán Gamarra, M. Á. 2020. Manual Técnico del Cultivo de Maíz Amarillo Duro.
- Bedding RA. 1981. Low cost in vitro mass production of *Neoaplectana* and *Heterorhabditis* species (Nematoda) for field control of insect pests. *Nematologica*. 27:109-114. doi: 10.1163/187529281X00115

- Begley, J. W. 1990. Efficacy against insects in habitats other than soil. In: Entomopathogenic nematodes in biological control (Ed. by R. Gaugler and H. K. Kaya) pp. 233-246. CRC Press, Boca Raton, Florida
- Bhat, AH; Chaubey, AK; Askary, TH. 2020. Global distribution of entomopathogenic nematodes, *Steinernema* and *Heterorhabditis*. Egyptian Journal of Biological Pest Control 30(1).
- Blanco, CA; Portilla, M; Jurat-Fuentes, JL; Sánchez, JF; Viteri, D; Vega-Aquino, P; Terán-Vargas, AP; Azuara-Domínguez, A; López, JD; Arias, R; Zhu, Y-C; Lugo-Barrera, D; Jackson, R. 2010. Susceptibility of isoforms of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) to cry1ac and cry1fa proteins of *Bacillus thuringiensis*. Southwestern Entomologist 35(3): 409-415.
- Brixey, J. 1997. El potencial del control biológico para reducir el daño de *Hylobius abietis*. Para. Com. Res. inf. Nota, 273, 1–6.
- Caccia, M.G.; Del Valle, E.; Doucet, M.E.; Lax, P. 2014. Susceptibility of *Spodoptera frugiperda* and *Helicoverpa gelotopoeon* (Lepidoptera: Noctuidae) to the entomopathogenic nematode *Steinernema diaprepesi* (Rhabditida: Steinernematidae) under laboratory conditions. *Chil. J. Agric. Res.* , 74, 123–126.
- Cajusol, M.; Requejo, L. 2016. Conservación de nemátodos entomopatógenos (*Heterorhabditis bacteriophora* y *Heterorhabditis* sp., nativa) en tres sustratos a diferentes tiempos y temperaturas de almacenamiento, en laboratorio. Junio 2015 - enero 2016. Tesis de grado, Universidad Nacional Pedro Ruíz Gallo, Lambayeque. Perú. 78 pp.
- Campbell, JF; Gaugler, R. 1993. Nictation behaviour and its ecological implications in the host search strategies of entomopathogenic nematodes (Heterorhabditidae and Steinernematidae). Behaviour 126(3-4): 155-169.
- Cano, E.; Carballo, M.; Chaput, P.; Fernández, O.; González, L.; Grueber, A. K., Guharay, F.; Hidalgo, E.; Narváez, C.; López, P. J. A.; Rizo, C.; Rodríguez, A.; Rodríguez, C. y Salazar, D. 2004. Control biológico de plagas agrícolas. INPASA. Managua. 232 p.
- CAROLI, L; GLAZER, I; GAUGLER, R. 1996. Entomopathogenic nematode infectivity assay: Comparison of penetration rate into different hosts. Biocontrol Science and Technology 6(2): 227-234.
- Carvalho, RA; Omoto, C; Field, LM; Williamson, MS; Bass, C. 2013. Investigating the molecular mechanisms of organophosphate and pyrethroid resistance in the fall Armyworm *Spodoptera frugiperda*. PLoS ONE 8(4).

- Castruita G, Aquino T, Ruiz J. 2017. Nemátodos entomopatógenos, un control biológico para el manejo del gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda* j. e. smith) (Lepidoptera: noctuidae) en maíz, en los Valles de Oaxaca, México. *Entomología mexicana*; (4):132–137. http://www.entomologia.socmexent.org/revista/2017/CB/EM0112017_132-137.pdf.
- Clark, PL; Molina-Ochoa, J; Martinelli, S; Skoda, SR; Isenhour, DJ; Lee, DJ; Krumm, JT; Foster, JE. 2007. Population variation of the fall armyworm, *Spodoptera frugiperda*, in the Western Hemisphere. *Journal of Insect Science* 7(5): 1-10.
- Day, R; Abrahams, P; Bateman, M; Beale, T; Clottey, V; Cock, M; Colmenarez, Y; Corniani, N; Early, R; Godwin, J; Gomez, J; Moreno, PG; Murphy, ST; Oppong-Mensah, B; Phiri, N; Pratt, C; Silvestri, S; Witt, A. 2017. Fall Armyworm: Impacts and implications for Africa. *Outlooks on Pest Management* 28(5): 196-201.
- De Oliveira Giannasi, A; Roque Brambila, C; Zart, M; Guide, BA; Alves, VS. 2018. Assessment of entomopathogenic nematodes in *Agrotis ipsilon* (Lepidoptera: Noctuidae) under laboratory and Greenhouse Conditions. *Revista Colombiana de Entomología* 44(1): 25.
- DIEZ-RODRÍGUEZ, GI; OMOTO, C. 2001. Herança da Resistência de *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) a lambda-cialotrina. *Neotropical Entomology* 30(2): 311-316.
- Dowds, BC; Peters, A. 2002. Virulence mechanisms. *Entomopathogenic nematology* 2002: 79-98.
- DRAPER, N. R.; SMITH, H. 1981. Applied regression analysis. 2nd Edition. John Wiley & Sons. New York, EE. UU. 709 p.
- Eleftherianos, I., Reynolds, S. & Castillo, J. (2011). Insect immune responses to nematode parasites. *Trends in Parasitology*, 27(12), 537–547.
- Farhat, P. A.; De Freitas, B. A.; Oliveira, F. B. R. C.; De Oliveiras, M. J. A. y Prado, F. F. A. C. 2013. Releasing number of *Telenomus remus* (Nixon) (Hymenoptera: Platygasteridae) against *Spodoptera frugiperda* Smith (Lepidoptera: Noctuidae) in corn, cotton and soybean. *Ciencia Rural*. 43(3):377-382.
- Feldman, L. 1994. The maize root. in M. Freeling & v. Walbot, eds. *The maize handbook*, p. 29-37. New York, NY, USA.
- Forst, S; Dowds, B; Boemare, N; Stackebrandt, E. 1997. *Xenorhabdus* and *Photorhabdus* spp.: Bugs that kill bugs. *Annual Review of Microbiology* 51(1): 47-72.

- French, R. H., Dowling, A. & Waterfield, N. R. (2007). Insecticidal toxins from *Photobacterium* bacteria and their potential use in agriculture. *Toxicon* 49(4), 436–451.
- Fuxa, JR; Richter, AR; Acudelo-Silva, F. 1988. Efecto de la edad del huésped y la cepa de nemátodos sobre la susceptibilidad de *Spodoptera frugiperda* a *Steinernema Feltiae*. *J. Nematol.* 20, 91–95.
- García-Gutiérrez, C.; González-Maldonado, M. B. y Cortez-Mondaca, E. 2012. Uso de enemigos naturales y biorracionales para el control de plagas de maíz. *Ra Ximhai*. 8(3b):57-70.
- Gaugler R, Brown I, Shapiro D, Atwa A. 2002. Automated technology for in vivo mass production of entomopathogenic nematodes. *Biological Control*. 24(2): 199–206. doi: 10.1016/S1049- 9644(02)00015-4
- Gaugler, R. and Boush, G. M. 1978. Effects of ultraviolet radiation and sunlight on the entomogenous nematode, *Neoaplectana carpocapsae*. *Invertebr. Pathol.* 32, 291-296
- Gaugler, R. 2002. *Nematología entomopatógena*; CABI: Nueva York, NY, EE.UU.
- Gaugler, R., Bednarek, A. and Campbell, J. F. 1992. Ultraviolet inactivation of *Heterorhabditidae* and *Steinernematidae* nematodes. *J. Invertebr. Pathol.* 59, 155-160
- Georgis, R., Koppenhöfer, A. M., Lacey, L. A., Bélair, G., Duncan, L. W., Grewal, P. S., Samish, M., Tan, L., Torr, P. y van Tol, R. WHM (2006). Éxitos y fracasos en el uso de nemátodos parásitos para el control de plagas. *Control biológico*, 38 (1), 103–123. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2005.11.005>
- Gil G, Choo H, Gaugler R. 2002. Enhancement of entomopathogenic nematode production in invitro liquid culture of *Heterorhabditis bacteriophora* by fed-batch culture with glucose supplementation. *Applied Microbiology and Biotechnology*. 58 (6): 751- 755. doi: 10.1007/s00253-002-0956-1
- Glazer, I. and Navon, A. 1990. Activity and persistence of entomoparasitic nematodes tested against *Heliothis armigera* (Lepidoptera: Noctuidae). *J. Econ. Entomol.* 83, 1795-1800
- González-Maldonado, M. B.; Gurrola-Reyes, J. N. y Chaírez-Hernández, I. 2015. Productos biológicos para el control de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Rev. Colomb. Entomol.* 41(2):200-204.
- Grewal P, Selvan S, Gaugler R. 1994. Thermal adaptation of entomopathogenic nematodes: Niche breadth for infection, establishment, and reproduction. *Journal of Thermal Biology*; [consultado el 5 de ago. de 2021]. 19(4):245–253. doi:10.1016/0306-4565(94)90047-7.

- Grewal, P. S., Selvan, S. and Gaugler, R. 1994. Thermal adaptation of entomopathogenic nematodes: niche breadth for infection, establishment and reproduction. *J. Therm. Biol.* 19, 245-253
- Grewal, P. S., Power, K. T., Grewal, S. K., Suggars, A. y Haupricht, S. (2004). Mayor consistencia en el control biológico de larvas blancas (Coleoptera: Scarabaeidae) con nuevas cepas de nemátodos entomopatógenos. *Control biológico*, 30 (1), 73–82. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2003.09.016>
- Grewal, PS, Koppenhöfer, AM y Choo, HY, 2005. Aplicaciones para césped, césped y pastos, CABI Books. CABI. doi: 10.1079/9780851990170.0115.
- Griffin, CT; Boemare, NE; Lewis, 2005. EE Biología y comportamiento. En Nemátodos como Agentes de Biocontrol; Grewal, PS, Ehlers, RU, Shapiro-Ilan, DI, Eds.; Editorial CABI: Wallingford, Reino Unido; págs. 47–64.
- Guo, W; Wang, X; Men, X; Wang, C; Pan, H; Song, Y; Cui, H; Lv, S; Yu, Y; Li, L. 2023. Field efficacy of *Steinernema carpocapsae* (Rhabditida: Steinernematidae) strain all in the control of Fall Armyworm, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in maize. *Biological Control* 180: 105202.
- Guo, W., Yan, X., Zhao, G., Chen, J., & Han, R. 2014b. Efficacy of entomopathogenic *Steinernema* and *Heterorhabditis* nematodes against *Holotrichia oblita*. *Journal of Pest Science*, 88(2), 359–368. <https://doi.org/10.1007/s10340-014-0626-y>
- Hominick, WM Biogeografía, 2002. En Nematología Entomopatógena; Gaugler, R., Ed.; Editorial CABI: Wallingford, Reino Unido, págs. 115-144.
- Huang, F.; Qureshi, JA; Meagher, RL; Reisig, DD; jefe, médico de cabecera; Andow, DA; Ni, X.; Kerns, D.; Buntin, GD; Niu, Y.; et al. 2014. Resistencia a Cry1F en el gusano cogollero *Spodoptera frugiperda*: gen único versus maíz Bt piramidal. *MÁS UNO*, 9, e112958.
- Hussein, H; Adel, M; Gelbič, I. 2011. Effectiveness of the entomopathogenic nematode *Steinernema feltiae* in agar gel formulations against larvae of the colorado potato beetle, *Leptinotarsa decemlineata* (say.) (Coleoptera: Chrysomelidae). *Open Life Sciences* 7(1): 77-82.
- INTA. 2019. Control biológico, una estrategia tan sostenible como rentable. [sin lugar].
- Iost, F., Heldens, W., Kong, Z. & E. de Lange. 2019. Drones: Innovative Technology for Use in Precision Pest Management. *Journal of Economic Entomology*, Volume 113, Issue 1, February 2020, Pages 1–25. <https://doi.org/10.1093/jee/toz268>

- Jackson, JJ; Brooks, MA. 1995. Parasitismo de larvas y pupas del gusano de la raíz del maíz occidental por *Steinernema carpocapsae*. J. Nematol. 27, 15-20.
- Kalita M, George J, Khataniar L, Bhattacharyya G. 2019. Mass multiplication entomopathogenic nematodes in artificial media. Journal of entomology and zoology studies 7(5): 215-129. ISSN: 2320-7078
- Kaya, HK; Aguilera, MM; Alumai, A; Choo, HY; de la Torre, M; Fodor, A; Ganguly, S; Hazır, S; Lakatos, T; Pye, A; Wilson, M; Yamanaka, S; Yang, H; Ehlers, R-U. 2006. Status of entomopathogenic nematodes and their symbiotic bacteria from selected countries or regions of the world. Biological Control 38(1): 134-155.
- Kaya, HK; Gaugler, R. 1993. Nemátodos entomopatógenos. Año. Rev. Entomol. 181–206.
- KEPENEKÇİ, İ; HAZIR, S; ÖZDEM, A. 2015. Evaluation of native entomopathogenic nematodes for the control of the European Cherry Fruit Fly *Rhagoletis cerasi* L. (Diptera: Tephritidae) larvae in soil. TURKISH JOURNAL OF AGRICULTURE AND FORESTRY 39: 74-79.
- King A, 2017. Tecnología: el futuro de la agricultura. Naturaleza. 544: T21-T23
- Klein, M. G. 1990. Efficacy against soil-inhabiting insect pests. In: Entomopathogenic nematodes in biological control (Ed. by R. Gaugler and H. K. Kaya) pp. 195-214. CRC Press, Boca Raton, Florida
- Koppenhöfer, A. M., Cowles, R. S., Cowles, E. A., Fuzy, E. M. y Baumgartner, L. 2002. Comparación de insecticidas neonicotinoides como sinergistas para nemátodos entomopatógenos. *Control biológico*, 24 (1), 90–97. [https://doi.org/10.1016/s1049-9644\(02\)00008-7](https://doi.org/10.1016/s1049-9644(02)00008-7)
- KUEHL, R. O. 2000. Design of experiments: Statistical principles of research design and analysis. 2nd Edition. Duxbury/Thomson Learning. Belmont, California, EE. UU. 666 p.
- Kung, S.-P., Gaugler, R. and Kaya, H. K. 1991. Effects of soil temperature, moisture and relative humidity on entomopathogenic nematode persistence. J. Invertebr. Pathol. 57, 242-249
- Lan, Y; Chen, S. 2018. Current status and trends of plant protection UAV and its spraying technology in China. International Journal of Precision Agricultural Aviation 1(1): 1-9.

- Lang, A. E., Schmidt, G., Schlosser, A., Hey, T. D., Larrinua, I. M., Sheets, J. J., Mannherz, H. G. & Aktories, K. (2010). Photorhabdus luminescens toxins ADP-ribosylate actin and RhoA to force actin clustering. *Science*, 327(5969), 1139-1142.
- Laznik; Tóth, T; Lakatos, T; Vidrih, M; Trdan, S. 2010. Control of the Colorado potato beetle (*Leptinotarsa decemlineata* [say]) on potato under field conditions: A comparison of the efficacy of foliar application of two strains of *Steinernema Feltiae* (Filipjev) and spraying with thiametoxam. *Journal of Plant Diseases and Protection* 117(3): 129-135.
- LEHMANN, E. L. 2006. Nonparametrics: Statistical methods based on ranks. Springer Science & Business Media. New York, EE. UU. 463 p. NELDER, J. A.; WEDDERBURN, R. W. M. 1972. Generalized linear models. *Journal of the Royal Statistical Society, Series A* 135 (3): 370-384. <https://doi.org/10.2307/2344614>
- Lewis, EE; Selvan, S; Campbell, JF; Gaugler, R. 1995. Changes in foraging behaviour during the infective stage of entomopathogenic nematodes. *Parasitology* 110(5): 583-590.
- Li, X., Wu, M., Ma, J., Gao, B., Wu, Q., Chen, A., Liu, J., Jiang, Y., Zhai, B., Early, R., Chapman, J. W., & Hu, G. 2019. Prediction of migratory routes of the invasive fall armyworm in eastern China using a trajectory analytical approach. *Pest Management Science*, 76(2), 454–463. <https://doi.org/10.1002/ps.5530>
- Malhat, FM; Haggag, Minnesota; Loutfy, 2015. Nuevo México; Osman, MAM; Ahmed, MT Residuos de pesticidas organoclorados y piretroides sintéticos en la miel, un indicador del ambiente, un estudio piloto. *Quimiosfera*, 120, 457–461.
- Mason, JM; Matthews, GA; Wright, DJ. 1998. Appraisal of spinning disc technology for the application of entomopathogenic nematodes. *Crop Protection* 17(5): 453-461.
- MELO MARTÍNEZ, O. O.; LÓPEZ PÉREZ, L. A.; MELO MARTÍNEZ, S. E. 2007. Diseño de experimentos: métodos y aplicaciones. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia. 699 p. <https://www.uneditorial.com/bw-diseno-de-experimentos-metodos-y-aplicaciones-fisica.html>
- Meng, Y; Han, Y; Liang, Z; Su, J; Lan, Y. 2019. Harvest-aid application strategy in different cotton planting densities by unmanned aerial vehicle. *International Journal of Precision Agricultural Aviation* 2(1): 31-41.
- Ministerio de Agricultura y Riego MINAGRI. 2018. Plan Nacional de Cultivos sobre la base de las potencialidades y prioridades productivas nacionales y regionales.
- Mogili UMR y Deepak BBVL, 2018. Revisión sobre la aplicación de sistemas de drones en agricultura de precisión. *Ciencias de la Computación* Proc133:502–509

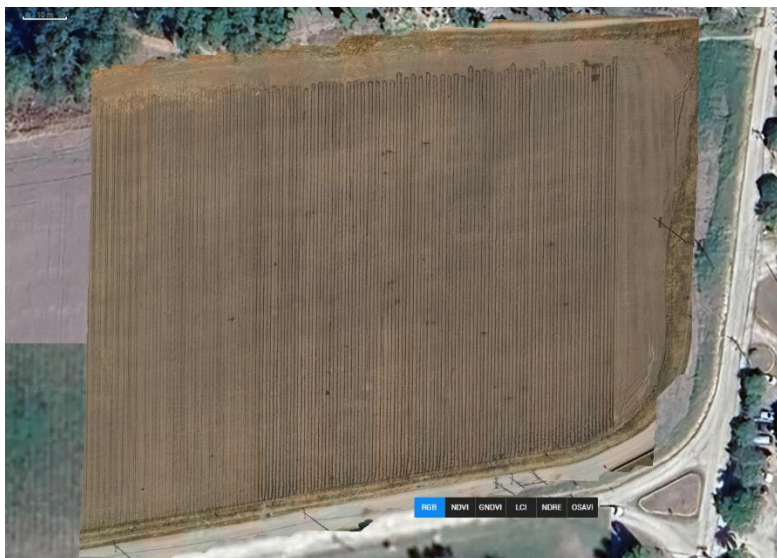
- Molyneux, A. S. 1985. Survival of infective juveniles of *Heterorhabditis* spp. and *Steinernema* spp. (Nematoda: Rhabditida) at various temperatures and their subsequent infectivity for insects. *Rev. Nematol.* 8. 165-170
- Mostafalou, S; Abdollahi, M. 2013. Pesticides and human chronic diseases: Evidences, mechanisms, and perspectives. *Toxicology and Applied Pharmacology* 268(2): 157-177.
- Nagoshi, RN. 2009. ¿Puede la cantidad de superficie cultivada de maíz predecir los niveles de infestación del gusano cogollero (Lepidoptera: Noctuidae) en el algodón cercano? *J. Economía. Entomol.*, 102, 210–218.
- Nascimento, AR; Farias, JR; Bernardi, D; Horikoshi, RJ; Omoto, C. 2015. Genetic basis of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) resistance to the chitin synthesis inhibitor Lufenuron. *Pest Management Science* 72(4): 810-815.
- Oreste, Mónica & Baser, Nuray & Ibouh, Khalid & Verrastro, Vincenzo & Tarasco, Eustachio. 2017. Potential of entomopathogenic fungi and nematodes against *Drosophila suzukii* in laboratory assays. 129.
- Ortigoza, J; Talavera, C.A; González J.D. 2019. Guía técnica de cultivo de maíz. San Lorenzo, Paraguay.
- Paliwal, R.L. 2001. El maíz en los trópicos: Mejoramiento y producción. Roma. Italia.
- Park, SH; Yu, YS; Park, JS; Choo, HY; Bae, SD; Nam, MH. 2001. Biological control of tobacco cutworm, *Spodoptera litura* fabricius with entomopathogenic nematodes. *Biotechnology and Bioprocess Engineering* 6(2): 139-143.
- Prabowo H, Adikadarchi S, Damaiyani J. 2019. Mass production of the entomopathogenic nematode, *Steinernema carpocapsae* on *Tenebrio molitor* and *Spodoptera litura*. *Biodiversitas.* 20 (5): 1344-1349. doi: 10.13057/biodiv/d200525
- Prasanna, B.; Huesing, JE; Eddy, R.; Peschke, 2018. VM El gusano cogollero en África: una guía para el manejo integrado de plagas. En *Manual*, 1ª ed.; CDMX CIMMYT: Texcoco, México; págs. 45–62.
- Ramos-Rodríguez, O; Campbell, JF; Ramaswamy, SB. 2006. Pathogenicity of three species of entomopathogenic nematodes to some major stored-product insect pests. *Journal of Stored Products Research* 42(3): 241-252.
- Ritchie, S.W; Hanway, J.J. 1982. How a corn plant develops. Cooperative extensión service Ames, Iowa. Iowa. USA. Special report N ° 48.

- Rodríguez MG, Hernández D, Gómez L. 2012. Nemátodos entomopatógenos: elementos del desarrollo histórico y retos para su consolidación como biorreguladores en la agricultura en Cuba. *Revista de Protección Vegetal*; [consultado el 5 de ago. de 2021]. 27(3). http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1010-27522012000300001.
- SAG. 2020. Maíz Análisis de Coyuntura IV Trimestre. (s. f.). s.l., s.e. Disponible en <https://www.upeg.sag.gob.hn/wp-content/uploads/2022/03/AC-MAI%CC%81Z-V20.4.pdf>.
- Sánchez, J; Valle, J; Pérez, E; Neira, M; Calderón, C. 2019. Biological control of *Spodoptera frugiperda* in Zea mays culture: Use of entomopathogenic nematodes. *Scientia Agropecuaria* 10(4): 551-557.
- Shapiro D, Gaugler R. 2002. Production technology for entomopathogenic nematodes and their bacterial symbionts. *Journal of Industrial Microbiology y Biotechnology*. 28: 137-146. doi: 10.1038/sj/jim/7000230
- Shapiro-Ilan, DI; Gouge, DH; Piggott, SJ; Fife, JP. 2006. Application Technology and environmental considerations for use of entomopathogenic nematodes in biological control. *Biological Control* 38(1): 124-133.
- Simões, N; Rosa, JS. 1996. Pathogenicity and host specificity of entomopathogenic nematodes. *Biocontrol Science and Technology* 6(3): 403-412.
- Sisay, B., Simiyu, J., Mendesil, E., Likhayo, P., Ayalew, G., Mohamed, S., Subramanian, S. y Tefera, T. 2019. Infestaciones del gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* en África oriental: evaluación de daños y parasitismo. *Insectos*, 10 (7), 195. <https://doi.org/10.3390/insects10070195>
- STOCK, S. P., KUSAKABE, A., & OROZCO, R. A. 2018. Secondary Metabolites Produced by Heterorhabditis Symbionts and Their Application in Agriculture: What We Know and What to Do Next. *Journal of Nematology*, 49(4), 373–383. <https://doi.org/10.21307/jofnem-2017-084>
- Tabassum KA, Shahina F. 2004. In vitro mass rearing of different species of entomopathogenic nematodes in monoxenic solid culture. *Pak. J. Nematol.* 22: 167-175.
- Toepfer, S.; Kurtz, B.; Kuhlmann, U. Influencia del suelo en la eficacia de los nemátodos entomopatógenos en la reducción de *Diabrotica virgifera* en maíz. *J. Ciencia de plagas*. 2010, 83, 257–264.

- Ulug D, Hazir C, Hazir S. 2015. A new and simple technique for the isolation of symbiotic bacteria associated entomopathogenic nematodes. Turkish Journal of Zoology 39: 365-367.
- Vashisth, S., Chandel, Y. S., & Sharma, P. K. 2013. Entomopathogenic nematodes - A review. Agricultural Reviews, 34(3), 163. <https://doi.org/10.5958/j.0976-0741.34.3.001>
- Viteri, D. M., Linares, A. M., & Flores, L. 2018. Use of the Entomopathogenic Nematode *Steinernema carpocapsae* in Combination with Low-Toxicity Insecticides to Control Fall Armyworm (Lepidoptera: Noctuidae) Larvae. Florida Entomologist, 101(2), 327–329. <https://doi.org/10.1653/024.101.0228>
- Womersley, C. 1990. Dehydration survival and anhydrobiotic potential. In: Entomopathogenic nematodes in biological control (Ed. by R. Gaugler and H. K. Kaya) pp. 117-137. CRC Press, Boca Raton, Florida
- Yan X, Shahid Arain M, Lin Y, Gu X, Zhang L, Li J, Han R. 2020. Efficacy of Entomopathogenic Nematodes Against the Tobacco Cutworm, *Spodoptera litura* (Lepidoptera: Noctuidae). J Econ Entomol. Feb 8;113(1):64-72. doi: 10.1093/jee/toz262. PMID: 31602480.
- Yoo K, Brown I, Gaucher R. 2000. Liquid media development for *Heterorhabditis bacteriophora*: lipid source and concentration. App. Microbiol Biotechnol. 54: 759-763. doi: 10.1007/s002530000478
- Yuksel, E., Taskesen, Y.E., Erarslan, D. et al. 2018. Effectiveness of different entomopathogenic nematode species against the variegated cutworm, *Peridroma saucia* (Hubner) (Lepidoptera: Noctuidae). Egypt J Biol Pest Control 28, 8. <https://doi.org/10.1186/s41938-017-0019-7>
- ZAR, J. H. 1996. Biostatistical analysis. 3th Edition. Prentice Hall. New Jersey, EE. UU. 662 p.
- Zhang, Dongyan & Chen, Liping & Zhang, Ruirui & Hoffmann, Clint & Xu, Gang & Lan, Yubin & Wang, Xiu & Xu, Min. 2015. Evaluating effective swath width and droplet distribution of aerial spraying systems on M-18B and Thrush 510G airplanes. International Journal of Agricultural and Biological Engineering. 8. 21-30. 10.3965/j.ijabe.20150802.1493.
- Zhu, H., Grewal, P. S. & Reding, M. E. (2011). Development of a desiccated cadaver delivery system to apply entomopathogenic nematodes for control of soil pests. Applied Engineering for Agriculture, 27(3), 317–324.

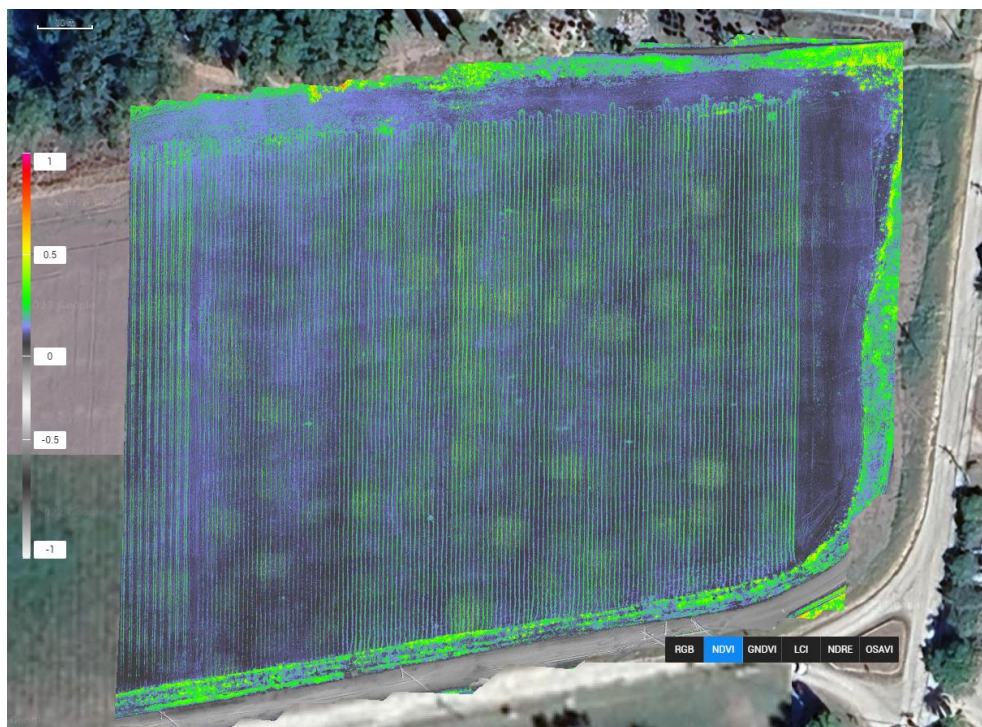
X. ANEXOS

10.1. Informe y descripción de imágenes multiespectrales referentes a la evaluación del control con nemátodos.



Anexo 1. Primera semana del cultivo emergiendo

FECHA	13 DE FEB 2024
Modelo de VANT	DJI PHANTOM 4 MULTIESPECTRAL
ALTURA DE VUELO	50 METROS
TRASLAPE	75%
SOFTWARE DE PROCESAMIENTO DE IMÁGENES	DJI TERRA
VISUALIZACIÓN	ORTMOSAICO RGB
OBSERVACIONES	PRIMERA SEMANA DEL CULTIVO EMERGIENDO



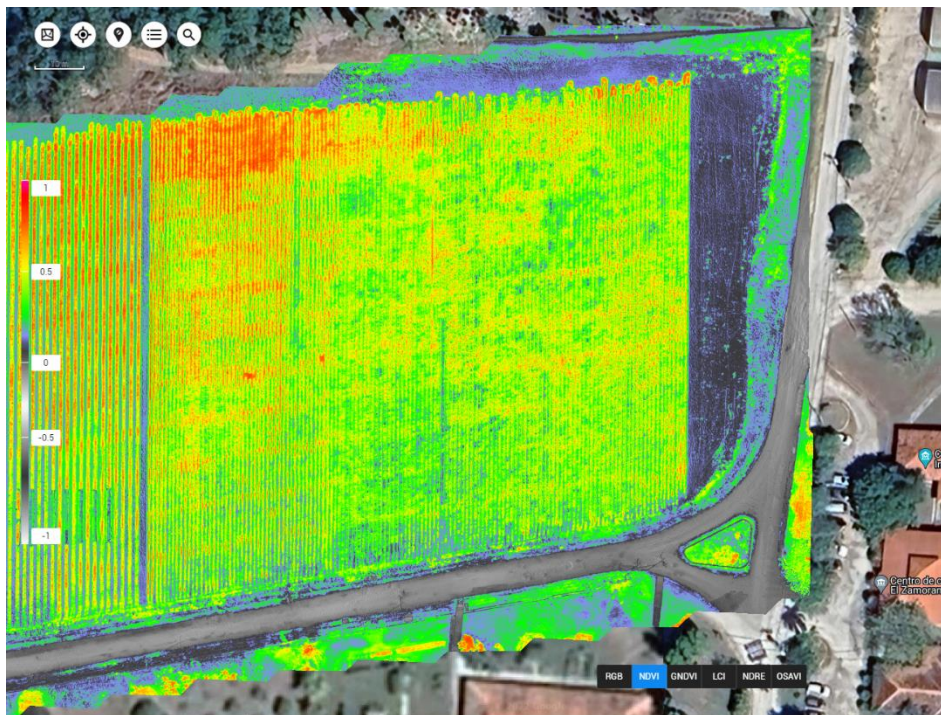
Anexo 2. Contenido de clorofila según el color

FECHA	13 DE FEB 2024
Modelo de VANT	DJI PHANTOM 4 MULTIESPECTRAL
ALTURA DE VUELO	50 METROS
TRASLAPE	75%
SOFTWARE DE PROCESAMIENTO DE IMÁGENES	DJI TERRA
VISUALIZACIÓN	INDICE NDVI
OBSERVACIONES	VALORES MAYORES A 0 INDICAN LA PRESENCIA Y CONTENIDO DE CLOROFILA SEGÚN EL COLOR.



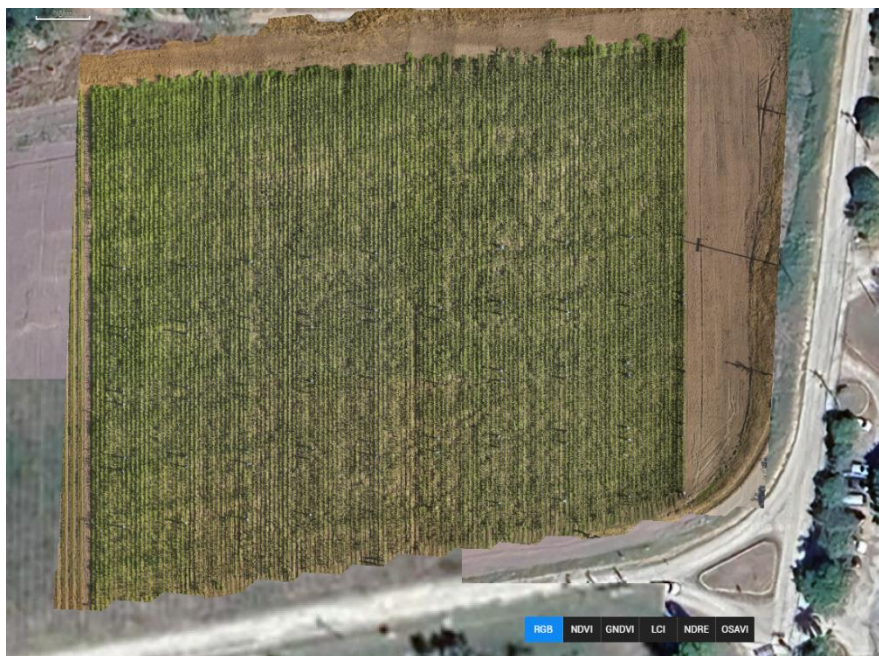
Anexo 3. Nubosidad

FECHA	23 DE FEB 2024
Modelo de VANT	DJI PHANTOM 4 MULTIESPECTRAL
ALTURA DE VUELO	50 METROS
TRASLAPE	75%
SOFTWARE DE PROCESAMIENTO DE IMÁGENES	DJI TERRA
VISUALIZACIÓN	ORTMOSAICO RGB
OBSERVACIONES	ZONAS OSCURAS SE RELACIONAN A LA NUBOSIDAD



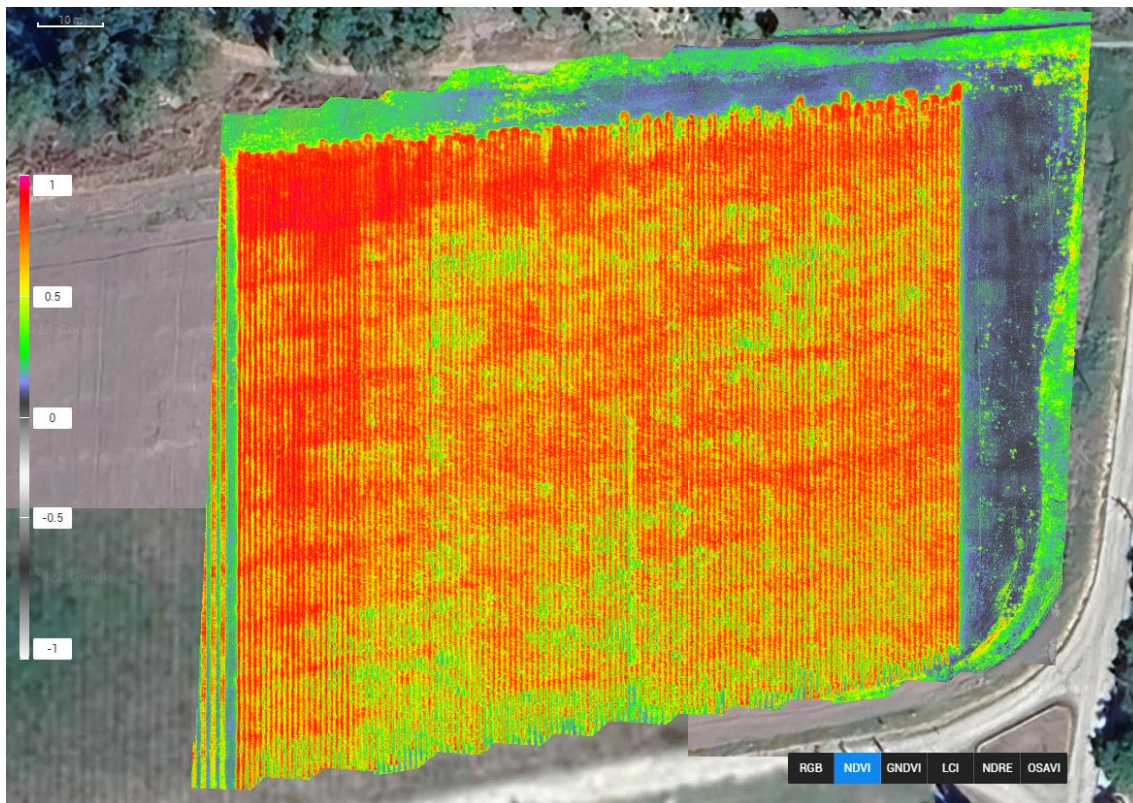
Anexo 4. Niveles de clorofila

FECHA	23 DE FEB 2024
Modelo de VANT	DJI PHANTOM 4 MULTIESPECTRAL
ALTURA DE VUELO	50 METROS
TRASLAPE	75%
SOFTWARE DE PROCESAMIENTO DE IMÁGENES	DJI TERRA
VISUALIZACIÓN	INDICE NDVI
OBSERVACIONES	VALORES MAYORES A 0 INDICAN LA PRESENCIA Y CONTENIDO DE CLOROFILA SEGÚN EL COLOR.



Anexo 5. Vista del cultivo

FECHA	5 DE MAR 2024
Modelo de VANT	DJI PHANTOM 4 MULTIESPECTRAL
ALTURA DE VUELO	30 METROS
TRASLAPE	75%
SOFTWARE DE PROCESAMIENTO DE IMÁGENES	DJI TERRA
VISUALIZACIÓN	ORTMOSAICO RGB
OBSERVACIONES	



Anexo 6. Índice de clorofila

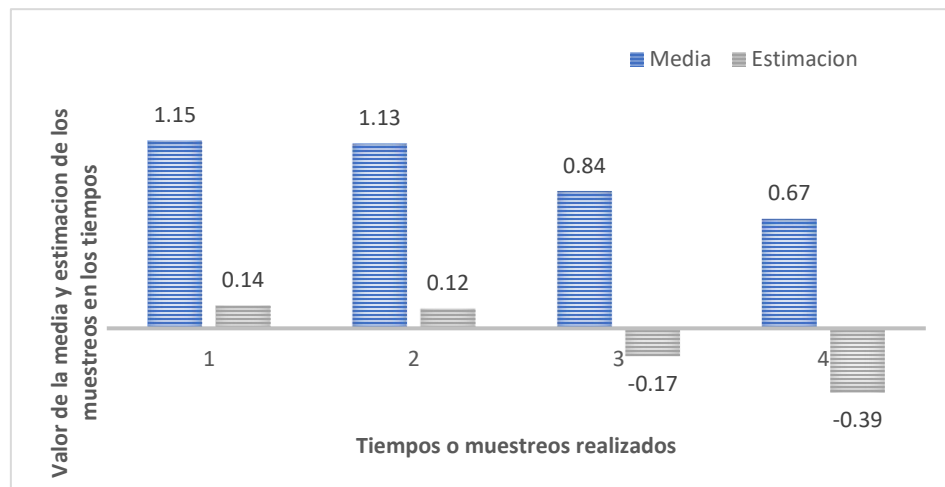
FECHA	5 DE MAR 2024
Modelo de VANT	DJI PHANTOM 4 MULTIESPECTRAL
ALTURA DE VUELO	30 METROS
TRASLAPE	75%
SOFTWARE DE PROCESAMIENTO DE IMÁGENES	DJI TERRA
VISUALIZACIÓN	INDICE NDVI
OBSERVACIONES	VALORES MAYORES A 0 INDICAN LA PRESENCIA Y CONTENIDO DE CLOROFILA SEGÚN EL COLOR.



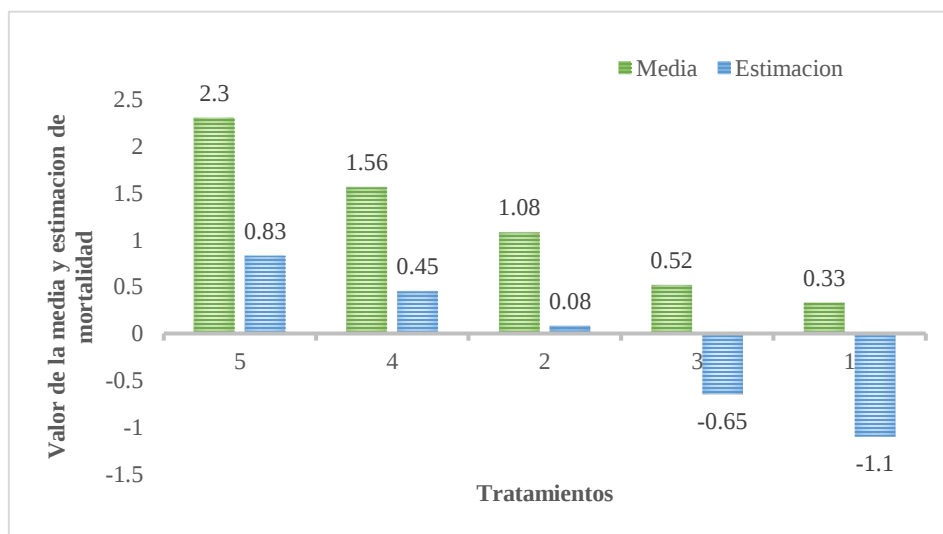
Anexo 7. Cuadriculas representando las unidades experimentales

FECHA	5 DE MAR 2024
Modelo de VANT	DJI PHANTOM 4 MULTIESPECTRAL
ALTURA DE VUELO	30 METROS
TRASLAPE	75%
SOFTWARE DE PROCESAMIENTO DE IMÁGENES	DJI TERRA
VISUALIZACIÓN	ORTMOSAICO RGB
OBSERVACIONES	CUADRÍCULAS REPRESENTAN LAS DIVISIONES PARA APLICACIONES CON TRATAMIENTOS MEDIANTE DRON. AUNQUE HAY TRASLAPE ENTRE CUADRÍCULAS, LA RUTA QUE GENERA EL CONTROL CUBRE UNICAMENTE LAS PLANTAS DEL AREA SELECCIONADA.

10.2. Gráficos



Anexo 8. Media de los tiempos de muestreos con sus respectivas estimaciones



Anexo 9. Media de los tratamientos comparada con sus estimaciones

10.3. Pruebas de Normalidad

H_0 = Los errores o los residuos en el experimento tienen una distribución normal

H_a = Los errores o los residuos en el experimento no tienen una distribución normal

Shapiro-Wilk normality test
data: Conteo
W = 0.71572, p-value = 3.76e-11
One-sample Kolmogorov-Smirnov test
data: Conteo
D = 0.22016, p-value = 0.0008572
alternative hypothesis: two-sided

Lo anterior son salidas de Paquete estadístico R, y demuestra que tanto la prueba de Shapiro-Wilk y como la de Kolmogorov-Smirnov resultan con un p-value de 3.76e-11 y 0.0008572, respectivamente, ambos con un p value < 0.05 de significancia, por tanto, se rechaza la Hipótesis Nula H_0 , y se acepta la Alternativa H_a , indicando que los errores del experimento no provienen de una distribución de probabilidad normal.