

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA



Evaluación de Efectividad de Organismos Biológicos, para el Control del Nematodo de la Raíz de Escobilla *Dorylaimus carteri* Carter, en Cafeto *Coffea arabica* bajo Condiciones de Laboratorio y en Tomate *Solanum lycopersicum* bajo Condiciones de Invernadero

Por:

JOAN GERARDO ZARATE SOLORIO

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Saltillo, Coahuila, México

Diciembre del 2013

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA

Evaluación de Efectividad de Organismos Biológicos, para el Control del Nematodo de la Raíz de Escobilla *Dorylaimus carteri* Carter, en Cafeto *Coffea arabica* bajo Condiciones de Laboratorio y en Tomate *Solanum lycopersicum* bajo Condiciones de Invernadero

Por:

JOAN GERARDO ZARATE SOLORIO

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Aprobada:

Dr. Melchor Cepeda Siller

Asesor Principal

Dr. Fidel Antonio Cabezas Melar

Coasesor

M.C. Catalina Chávez Betancourt

Coasesor

Dr. Leobardo Bañuelos Herrera
Coordinación
Coordinador de la División de Agronomía

Saltillo, Coahuila, México

Diciembre del 2013

DEDICATORIA

A Dios nuestro Señor. Por darme salud y sabiduría para llegar a culminar una meta más en mi carrera profesional y por guiarme siempre por el camino del bien en mi vida.

A mis padres

Sr. Víctor Hugo Zárate Ayala.

Sra. Rosa Isalía Solorio Ledesma.

A mi familia

Gabriela Rojo García.

Avril Zarate Rojo.

Quienes con su amor y apoyo, que siempre me brindan en todos los momentos de mi vida, me han ayudado a salir adelante, guiándome por el camino del bien haciendo de mí un hombre de bien, gracias por darme la vida. Los quiero mucho.

A mis hermanos

Hugo, Sofía y Catalina

A mis abuelos

Sr. Francisco Zárate Ramírez.

Sra. Catalina Ayala Alcalá.

Sr. Daniel Solorio Zárate.

Sra. Guadalupe Ledesma M.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro por la oportunidad brindada y los conocimientos que recibí para mi formación profesional.

A la Empresa GreenCorp Biorganiks de México S.A. de C.V., por la oportunidad brindada para llevar a cabo el proyecto: ECO-2010-Co2-147116. Fortalecimiento del Centro de Investigación Biotecnológica de GreenCorp mediante la incorporación de nuevas líneas de desarrollo tecnológico para la generación de Bio-insumos Agrícolas

Al Dr. Melchor Cepeda Siller por compartir sus conocimientos, asesoría y experiencia y su valiosa participación en la estructura de este trabajo.

Al Dr. Fidel Antonio Cabezas Melara por su colaboración en la revisión del presente trabajo.

A la M.C. Catalina Chávez Betancourt por su colaboración en la revisión del presente trabajo.

A todos y cada uno de mis profesores por sus conocimientos recibidos dentro y fuera de las aulas, durante mi formación profesional.

A todas aquellas personas que de alguna u otra forma colaboraron en la realización del presente trabajo.

ÍNDICE GENERAL

	Páginas
ÍNDICE GENERAL.....	i
ÍNDICE DE CUADROS.....	v
ÍNDICE DE FIGURAS.....	viii
INTRODUCCIÓN.....	1
Objetivo General.....	3
Justificación.....	3
Hipótesis.....	3
REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
Origen e Historia del Cultivo del Café.....	4
Producción Mundial.....	4
Producción Nacional.....	5
Botánica y Morfología del Cultivo.....	6
Raíz.....	6
Tallo.....	7
Ramas.....	7
Hojas.....	8
Inflorescencias.....	8
Fruto.....	9
Clasificación Taxonómica.....	10
Requerimientos Climáticos.....	11
Requerimientos Edáficos.....	12
Plagas.....	12
	i
Nemátodos.....	12

Cultivo del Tomate <i>Solanum Lycopersicum</i>	12
Luz.....	13
Temperatura.....	13
Suelo.....	13
Marco de Plantación.....	13
Riego.....	14
Características Generales de los Nemátodos Fitopatógenos.....	15
Nemátodo de la Raíz de Escobilla.....	17
Generalidades.....	17
Ubicación taxonómica.....	18
Especies importantes.....	19
Características generales.....	19
Parasitismo.....	20
Hospederos.....	20
Sintomatología.....	20
Nemátodo <i>Dorylaimus carteri</i>	20
Características generales.....	21
Concentrados Celulares.....	23
<i>Bacillus</i> sp.....	23
Clasificación taxonómica.....	24
Especies.....	24
<i>Bacillus thuringiensis</i>	25
Clasificación taxonómica.....	25
Descubrimiento y estudio.....	26

Usos.....	26
<i>Pseudomonas fluorescens</i>	26
Clasificación taxonómica.....	27
<i>Paecilomyces lilacinus</i>	28
Clasificación taxonómica.....	29
Usos.....	29
Concentrados Enzimáticos.....	30
<i>Beauveria bassiana</i>	30
Descubrimiento.....	30
Ciclo efectivo.....	30
Clasificación taxonómica.....	31
<i>Metarhizium anisopliae</i>	31
Clasificación taxonómica.....	32
MATERIALES Y MÉTODOS.....	33
Muestreo de Nemátodos Filiformes.....	33
Establecimiento del Experimento en Laboratorio.....	36
Experimento A.....	37
Experimento B.....	38
Experimento C.....	39
Establecimiento del Experimento en Invernadero.....	40
Experimento A.....	41
Experimento B.....	42
Experimento C.....	43
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	44

Bajo Condiciones de Laboratorio.....	44
Experimento A.....	44
Experimento B.....	45
Experimento C.....	47
Resultados de la población final del experimento A.....	48
Resultados de la población final del experimento B.....	50
Resultados de la población final del experimento C.....	51
Bajo Condiciones de Invernadero.....	53
Experimento A.....	53
Experimento B.....	54
Experimento C.....	55
Resultados de la población final del experimento A.....	56
Resultados de la población final del experimento B.....	58
Resultados de la población final del experimento C.....	60
CONCLUSIONES.....	63
Bajo Condiciones de Laboratorio.....	63
Experimento A.....	63
Experimento B.....	63
Experimento C.....	63
Bajo Condiciones de Invernadero.....	64
Experimento A.....	64
Experimento B.....	64
Experimento C.....	64
BIBLIOGRAFIA CITADA.....	65

ÍNDICE DE CUADROS

	Página
Cuadro 1. Países productores de café.....	4
Cuadro 2. Distribución por estados de la actividad cafetalera en México.....	6
Cuadro 3. El tiempo que transcurre desde la floración hasta la maduración del grano, varía según la especie.....	10
Cuadro 4. Efectivo para el control de las plagas que se mencionan.....	29
Cuadro 5. Descripción de los tratamientos utilizados (Experimento A).....	37
Cuadro 6. Descripción de los tratamientos utilizados (Experimento B).....	38
Cuadro 7. Descripción de los tratamientos utilizados (Experimento C).....	39
Cuadro 8. Descripción de los tratamientos utilizados (Experimento A).....	41
Cuadro 9. Descripción de los tratamientos utilizados (Experimento B).....	42
Cuadro 10. Descripción de los tratamientos utilizados (Experimento C).....	43
Cuadro 11. Población inicial del nemátodo de raíz de escobilla <i>Dorylaimus</i> spp., en base a la media aritmética, de cada uno de los tratamientos (Experimento A)	44
Cuadro 12. Población inicial del nemátodo de raíz de escobilla <i>Dorylaimus</i> spp, en base a la media aritmética, de cada uno de los tratamientos (Experimento B)	46

Cuadro 13. Población inicial del nemátodo de raíz de escobilla *Dorylaimus* spp,

en base a la media aritmética, de cada uno de los tratamientos (Experimento C).....	47
Cuadro 14. Población final del nemátodo de raíz de escobilla <i>Dorylaimus</i> spp, en base a la media aritmética, de cada uno de los tratamientos (Experimento A).....	49
Cuadro 15. Población final del nemátodo de raíz de escobilla <i>Dorylaimus</i> spp, en base a la media aritmética, de cada uno de los tratamientos (Experimento B).....	50
Cuadro 16. Población final del nemátodo de raíz de escobilla <i>Dorylaimus</i> spp., en base a la media aritmética, de cada uno de los tratamientos (Experimento C).....	52
Cuadro 17. Población inicial del nemátodo de raíz de escobilla <i>Dorylaimus</i> spp., en base a la media aritmética, de cada uno de los tratamientos (Experimento A).....	53
Cuadro 18. Población inicial del nemátodo de raíz de escobilla <i>Dorylaimus</i> spp., en base a la media aritmética, de cada uno de los tratamientos (Experimento B).....	54
Cuadro 19. Población inicial del nemátodo de raíz de escobilla <i>Dorylaimus</i> spp., en base a la media aritmética, de cada uno de los tratamientos (Experimento C).....	55

Cuadro 20. Población final del nemátodo de raíz de escobilla *Dorylaimus* spp., en base a la media aritmética, de cada uno de los tratamientos

(Experimento A)..... **56**

Cuadro 21. Población final del nemátodo de raíz de escobilla *Dorylaimus* spp., en base a la media aritmética, de cada uno de los tratamientos

(Experimento B)..... **58**

Cuadro 22. Población final del nemátodo de raíz de escobilla *Dorylaimus* spp., en base a la media aritmética, de cada uno de los tratamientos

(Experimento C)..... **60**

ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Rutas de entrada y dispersión del cultivo del café en México.....	5
Figura 2. Planta de tomate de la variedad Cherry.....	14
Figura 3. Principales características del nemátodo macho y hembra fitoparásitos.....	15
Figura 4. Morfología y tamaño relativo de los nemátodos fitoparásitos más importantes.....	16
Figura 5. Nemátodo <i>Dorylaimus sp.</i>	18
Figura 6. Generalidades del nemátodo <i>Dorylaimus sp.</i>	19
Figura 7. Nemátodo <i>Dorylaimus carteri</i>	21
Figura 8. Parte terminal (cola) del nemátodo hembra <i>Dorylaimus carteri</i> ...	22
Figura 9. Parte terminal (cola) del nemátodo macho <i>Dorylaimus carteri</i>	23
Figura 10. Nemátodo atrapado por <i>Paecilomyces lilacinus</i>	28

INTRODUCCIÓN

El café *Coffea arabica* es un cultivo permanente, se siembra y empieza a producir después de cuatro años. Su vida productiva puede ser mayor a los 40 años, su producción se da una vez al año durante lo que se llama ciclo cafetalero. Dependiendo de la zona y la altura es la época de corte. En México inicia en septiembre y concluye en marzo.

Los nemátodos pertenecen al reino animal, los cuales tienen un aspecto vermiforme pero taxonómicamente son bastante distintos de los verdaderos gusanos. La mayoría de los varios de miles de especies de nematodos viven libremente en gran número en aguas saladas o dulces o en el suelo alimentándose de plantas y animales microscópicos. Numerosas especies de ellos atacan y parasitan al hombre y a los animales, en los que producen diversas enfermedades. Sin embargo, se sabe que varios centenares de sus especies se alimentan de plantas vivas en las que producen enfermedades.

Los nemátodos son de particular importancia en las plantas y en cafetales localizados en áreas cuyos suelos son arenosos. Estos organismos atacan las raíces jóvenes afectando la absorción de agua y minerales y en consecuencia los cafetos infectados manifiestan clorosis en las hojas, defoliación y pobre desarrollo. En casos de alta severidad, y después del estrés de sequía, los cafetos infectados se marchitan y mueren.

Dentro de las plagas que atacan al cultivo del cafeto *C. arabica*, se encuentran los nemátodos de la raíz, los síntomas presentados varían de acuerdo al nemátodo que se trate; el nematodo agallador *Meloidogyne* sp se caracteriza por la presencia de nódulos; nemátodo de la raíz de escobilla *Dorylaimus* sp se manifiestan en pudrición de la raíz, nemátodo reniforme *Rotylenchulus reniformis* afecta el desarrollo de la raíz pivotal, nemátodo lesionado *Pratylenchus coffeae* por lesiones pardas que eventualmente causan pudrición de las raíces, nemátodo barrenador *Radopholus similis* por asperezas a manera de verrugas en la superficie de las raíces infectadas, nemátodo de la daga *Xiphinema americanum* se puede expresar en muerte regresiva de las ramas.

Objetivo General

Evaluar la efectividad biológica, de concentrados celulares, metabolitos secundarios, concentrados enzimáticos y mezclas, para el control del nemátodo de raíz de escobilla *Dorylaimus carteri*, bajo condiciones de laboratorio e invernadero.

Justificación

El cultivo del café ha tenido muchos problemas en su desarrollo a consecuencia del daño del nemátodo de la raíz de escobilla *Dorylaimus carteri*, por eso el planteamiento de este proyecto.

Hipótesis

- **HO:** La aplicación de concentrados celulares, mezclas, metabolitos secundarios, mezclas y concentrados enzimáticos promoverán la reducción de la población y control del nemátodo de la raíz de escobilla *Dorylaimus sp.*
- **HA:** La aplicación de concentrados celulares, mezclas, metabolitos secundarios, mezclas y concentrados enzimáticos no reducen la población y control del nemátodo de la raíz de escobilla *Dorylaimus sp.*

REVISIÓN DE LITERATURA

Origen e Historia del Cultivo del Cafeto *Coffea arabica*

El café *C. arabica* es originario de Arabia, cerca del mar Rojo. No obstante, este cultivo fue raro hasta los siglos XV y XVI, cuando se establecieron extensas plantaciones en la región árabe del Yemen. El consumo de la infusión aumentó en Europa durante el siglo XVII, lo que animó a los holandeses a cultivarlo en sus colonias. En 1714, los franceses lograron llevar un esqueje vivo de cafeto a la isla antillana de la Martinica; esta única planta fue el origen de los extensos cafetales de América Latina (Morton *et al.*, 1980).

Producción mundial

Cuadro: 1. Países productores de cafeto *C. arabica*.

Posición	País	Toneladas
1	 Brasil	2.249.010
2	 Vietnam	961.200
3	 Colombia	697.377
4	 Indonesia	676.475
5	 Etiopía	325.800
6	 India	288.000
7	 México	268.565
8	 Guatemala	252.000
9	 Perú	225.992
10	 Honduras	217.951
11	 Costa de Marfil	170.849
12	 Uganda	168.000
13	 Costa Rica	124.055
14	 Filipinas	97.877

15	 El Salvador	95.456
16	 Nicaragua	90.909
17	 Papúa Nueva Guinea	75.400
18	 Venezuela	70.311
19	 Madagascar	62.000
20	 Tailandia	55.660
	Mundial	7.742.675

Producción nacional

México ocupa el séptimo lugar mundial en la producción del grano, después de haber ocupado el cuarto. Este producto agrícola es uno de las principales fuentes de ingresos del sector primario en la economía nacional (Samiiento, 1979), (Figura 1).

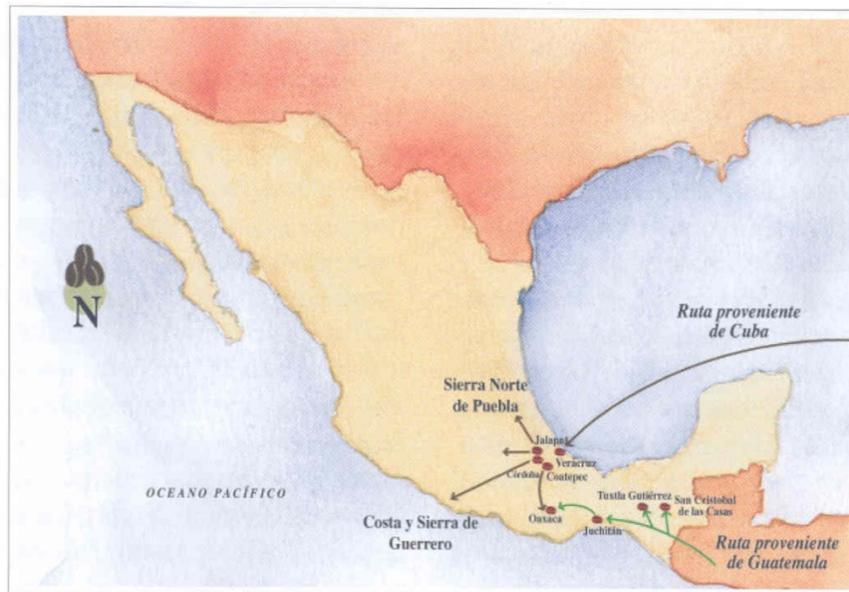


Figura 1. Rutas de entrada y dispersión del cultivo del cafeto en México.

Cuadro: 2. Distribución por estados de la actividad cafetalera en México.

Estados	Productores	Predios	Superficie
Querétaro	295	400	207
Colima	800	1,047	1,444
Jalisco	1,094	1,333	2,843
Tabasco	1,209	1,407	977
Nayarit	5,282	9,261	15,927
San Luis Potosí	16,920	25,749	12,844
Guerrero	21,087	26,970	38,328
Hidalgo	32,345	42,893	23,040
Puebla	45,273	61,563	66,126
Veracruz	84,725	128,814	140,931
Oaxaca	98,788	138,380	133,037
Chiapas	171,298	179,810	230,134
Total general	479,116	617,627	665,837

Botánica y Morfología del Cultivo

Raíz

En el sistema radical del café, hay un eje central o raíz pivotante que crece y se desarrolla en forma cónica. Esta puede alcanzar hasta un metro de profundidad si las condiciones del suelo lo permiten (Carvajal, 1992).

De la raíz pivotante salen dos tipos de raíces: unas fuertes y vigorosas que crecen en sentido lateral y que ayudan en el anclaje del arbusto y otras que salen de éstas de carácter secundario y terciario. Normalmente éstas se conocen como raicillas o pelos absorbentes (Carvajal, 1992).

El sistema radical del cafeto es uno superficial, ya que se ha constatado que alrededor del 94% de las raíces se encuentran en el primer pie de profundidad en el suelo. Las raíces laterales pueden extenderse hasta un metro alejadas del tronco. Generalmente la longitud de las raíces coincide con el largo de las ramas (Carvajal, 1992).

Tallo

El arbusto de café está compuesto generalmente de un solo tallo o eje central. El tallo exhibe dos tipos de crecimiento. Uno que hace crecer al arbusto verticalmente y otro en forma horizontal o lateral. El crecimiento vertical u ortotrópico es originado por una zona de crecimiento activo o plúmula en el ápice de la planta que va alargando a ésta durante toda su vida, formando el tallo central, nudos y entrenudos (Carvajal, 1992).

Ramas

Las ramas laterales primarias se originan de yemas en las axilas de las hojas en el tallo central. Estas ramas se alargan continuamente y son producidas a medida que el eje central se alarga y madura. El crecimiento de éstas y la emisión de nuevas laterales en forma opuesta y decusada van dando lugar a una planta de forma cónica (Carvajal, 1992).

Las ramas primarias plagiotrópicas dan origen a otras ramas que se conocen como secundarias y terciarias. En estas ramas se producen hojas, flores y frutos. Si a una rama lateral se le poda su ápice, no se induce la formación de otras ramas laterales en la misma axila, o sea, no tiene poder de renovación.

Hojas

Las hojas aparecen en las ramas laterales o plagiotrópicas en un mismo plano y en posición opuesta. Tiene un pecíolo corto, plano en la parte superior y convexo en la inferior. La lámina es de textura fina, fuerte y ondulada. Su forma varía de ovalada (elíptica) a lanceolada. El haz de la hoja es de color verde brillante y verde claro mate en el envés. En la parte superior de la hoja las venas son hundidas y prominentes en la cara inferior. Su tamaño puede variar de 3 a 6 pulgadas de largo (Carvajal, 1992).

La vida de las hojas varía de acuerdo a la especie, por ejemplo; en la especie *arábiga* es de 7 a 8 meses mientras que en la *canephora* es de 7 a 10 meses.

Inflorescencias

Se les encuentra formando grupos en las axilas de las hojas de las ramas plagiotrópicas y ocasionalmente en ramas ortotropicas de madera tierna (Carvajal, 1992).

Las flores son pequeñas, de color blanco y de olor fragante. Los cinco pétalos de la corola se unen formando un tubo. El número de pétalos puede variar de 4 a 9 dependiendo de la especie y la variedad. El cáliz está dividido en 4 a 5 sépalos.

La inflorescencia del café es una cima de eje muy corto que posee un número variado de flores. En los arábigos es de 2 a 9 y en los robustoides de 3 a 5. Como regla general se forman en la madera o tejido producida el año anterior. En las partes lignificadas del arbusto que posean de uno a tres años aparecen en gran número (Carvajal, 1992).

Fruto

El fruto del cafeto es una drupa, es de forma ovalada o elipsoidal ligeramente aplanada, contiene normalmente dos semillas plano convexas separadas por el tabique (surco) interno del ovario. Pueden presentarse tres semillas o más en casos de ovarios tricelulares o pluricelulares o por falsa poliembrionía (cuando ovarios bicelulares presentan más de un óvulo en cada célula). A causa del aborto de un óvulo se puede originar un fruto de una sola semilla (caracolillo).

El fruto es de color verde al principio, luego se torna amarillo y finalmente rojo aunque algunas variedades maduran color amarillo. El tiempo que transcurre desde la florecida hasta la maduración del grano varía según la especie (Carvajal, 1992).

Cuadro: 3. El tiempo que transcurre desde la florecida hasta la maduración del grano, varía según la especie.

Especie	Tiempo
<i>C. arábica</i>	6 a 8 meses
<i>C. canephora</i>	9 a 11 meses
<i>C. liberica</i>	11-14 meses

Clasificación taxonómica

Las plantas que producen café, comercialmente pertenecen al género *Coffea*. Linneo clasificó el cafeto en un grupo de plantas afines y creó para él el género *Coffea*. Más tarde Jussie incorporó ese grupo de plantas dentro de la familia de las Rubiáceas. A esta familia pertenecen la gardenia y la ipecacuana.

La especie *arabica* es la más difundida en el país, de mayor calidad y de gran aceptación en el mercado nacional e internacional.

La clasificación taxonómica para ambas especies de café es la siguiente:

Reino	Plantae
Tipo	Espermatofitas
Sub-tipo	Angiospermas
Clase	Dicotiledóneas
Subclase	Gamopétalas inferiovariadas
Familia	Rubiáceas
Género	<i>Coffea</i>
Especie	<i>arabica</i>

Requerimientos climáticos

El café se cultiva en lugares con una precipitación que varía desde los 750 mm anuales (7.500 m^3 /ha) hasta 3000 mm (30.000 m^3 /ha), si bien el mejor café se produce en aquellas áreas que se encuentran en altitudes de 1200 a 1700 metros, donde la precipitación pluvial anual es de 2000 a 3000 mm y la temperatura media anual es de 16° a 22°. Pero aún más importante es la distribución de esta precipitación en función del ciclo de la planta. Podemos decir que el cultivo requiere una lluvia (o riego) abundante y uniformemente distribuida desde comienzos de la floración hasta finales del verano (Noviembre - Septiembre) para favorecer el desarrollo del fruto y de la madera. En otoño sin embargo es conveniente un período de sequía que induzca la floración del año siguiente (Fournier, 1978).

La temperatura es el componente más relacionado con el crecimiento de la planta. Bajas temperaturas propician un desarrollo lento y una maduración de frutos tardía. De otra parte, las temperaturas altas aceleran la senescencia de los frutos, disminuyen la fotosíntesis, reducen el crecimiento y producción. Además, pueden causar: anomalías en la flor; fructificación limitada; la ocurrencia de enfermedades y plagas; afectar la longevidad de la planta, su productividad y rendimiento (Fournier, 1978). Existe una tendencia a que ocurran tallos múltiples en localidades donde las temperaturas son altas (Fournier, 1978).

Requerimientos edáficos

El café prospera en un suelo profundo, bien drenado, que no sea ni demasiado ligero ni demasiado pesado. Los limos volcánicos son ideales.

La reacción del suelo debe ser más bien ácida. Una variación del pH de 4.2-5.1 se considera lo mejor para el café (Fournier, 1978).

Plagas

Nemátodos

Están diseminados en todas las zonas cafetaleras, su propagación está relacionada con el uso de materiales infestados. Algunas especies de *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Dorylaimus*, han sido citadas como patógenos sobre cafetales (Zhang, 1995; Carneiro *et al.*, 1996).

El Cultivo del Tomate *Solanum lycopersicum* Variedad Cherry

Es una planta anual, herbácea, muy ramificada y con abundante follaje, tiene una vara floral con muchas flores pequeñas, que luego se convertirán en los frutos. Se puede sembrar por semillas, en sustrato liviano, turba y tierra fértil y compost, a 1cm de profundidad, cubrir con una fina capa de tierra y humedecer el sustrato. La germinación tarda entre 8-10 días, si el clima es templado, se pueden cubrir las semillas con un protector plástico, para que puedan germinar (Berenguer *et al.*, 2000).

Por medio de plántulas, se obtiene más rápidamente el cultivo. Se deben colocar en surcos o líneas, se deben colocar tutores para dar sostén a la planta.

Luz

Muy exigente. Pleno sol.

Temperatura

Entre 15°C y 40°C, siendo una temperatura optima de 25°C a 35°C (Márquez y Cano, 2005).

Suelo

Poco exigente, lo favorece un suelo suelto y bien abonado, con buen drenaje. Conviene remover el suelo periódicamente para mantenerla planta en condiciones óptimas de cultivo y evitar la aparición de malas hierbas (Márquez y Cano, 2005).

Marco de plantación

Distancia entre plantas 35 cm.

Distancia entre líneas o surcos 80 cm.

Apto para cultivar en maceta o jardinera mínimo de ancho 30 cm, largo 30 cm y alto 30 cm (Márquez y Cano, 2005).

Riego

Debido a su elevada masa foliar, esta debe de estar en un estado de humedad óptimo. Riego frecuente pero en pequeña cantidades (Márquez y Cano, 2005).

Al regar trata de no mojar las hojas y frutos, es mejor hacerlo por debajo, no muy cerca del tallo, para evitar los hongos, no se debe regar a pleno sol del mediodía, hacerlo por la tarde o las primeras horas de la mañana.

Es una planta que se debe tutorar o rodear de una malla, para evitar que sus ramas se quiebren, las ramas se deben atar al soporte (Márquez y Cano, 2005), (Figura 2).



Figura 2. Planta de tomate de la variedad Cherry.

Características Generales de los Nemátodos Fitopatógenos

Los nemátodos Fitopatógenos son organismos pequeños de 300 a 1000 micras, siendo algunos mayores a 4 micras de longitud por 15 a 35 micras, de ancho. Su diámetro pequeño hace que no sean observables a simple vista, pero se pueden ver con facilidad en el microscopio. Los nemátodos tienen, en general, forma de anguila y en corte transversal se ven redondos, presentan cuerpos lisos no segmentados y carecen de patas u otros apéndices (figura 3). Sin embargo, las hembras de algunas especies se hinchan en la madurez y adquieren la forma de una pera o de cuerpos esferoides (Agrios, 1995), (figura 4).

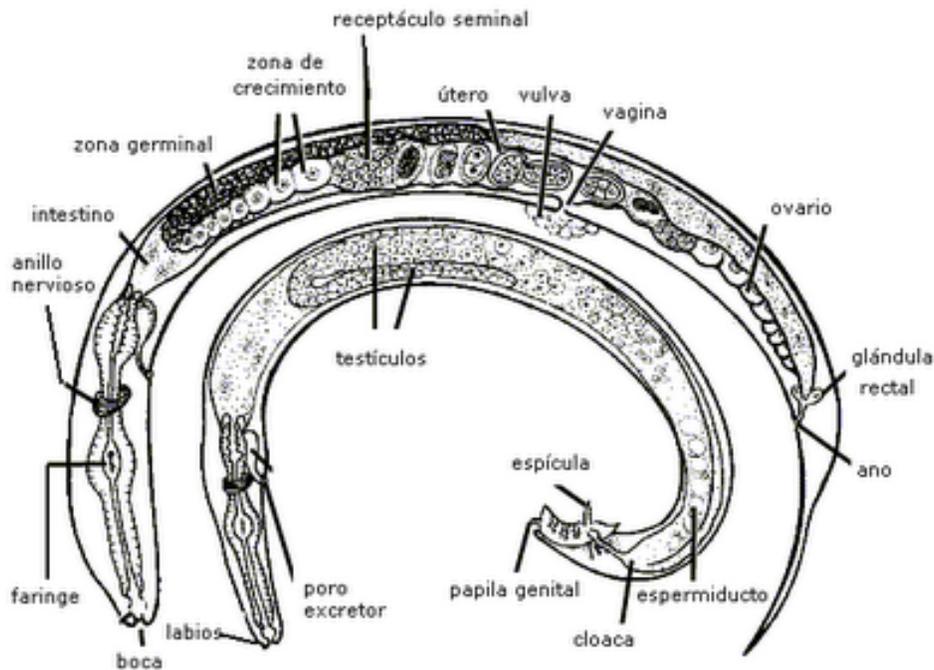


Figura 3. Principales características de los típicos nemátodos macho y hembra fitoparásitos.

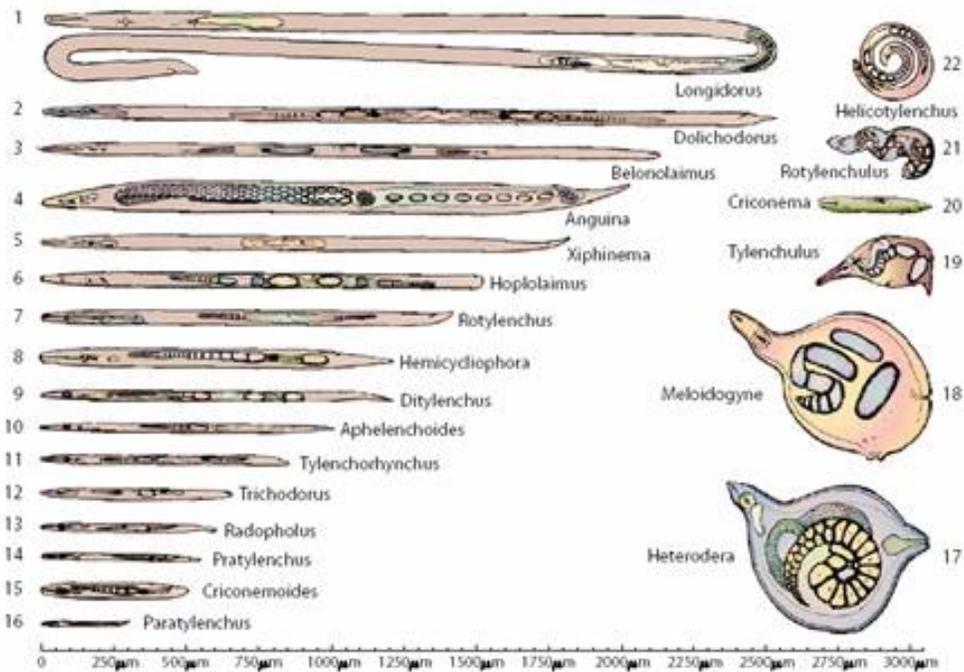


Figura 4. Morfología y tamaño relativo de los nemátodos fitoparásitos más importantes.

El cuerpo de un nemátodo es más o menos transparente. Está cubierto por una cutícula incolora que a menudo presenta estrías u otros detalles. Esta cutícula presenta la muda cuando los nemátodos pasan a través de sus etapas larvarias sucesivas. Dicha cutícula se produce por la hipodermis, la cual consta de células vivas y se extiende en la cavidad del cuerpo a manera de 4 cordones que separan 4 bandas de músculos longitudinales. Estos músculos permiten que el nematodo pueda moverse. En la boca y a lo largo del tracto digestivo y de las estructuras reproductoras hay otros músculos especializados (Agrios, 1995).

La cavidad del cuerpo contiene un líquido a través del cual se efectúa la circulación y respiración del nemátodo. El sistema digestivo es un tubo hueco que se extiende desde la boca, pasando por el esófago, el recto y el ano. Todos los

nemátodos fitoparásitos poseen un estilete hueco que lo utilizan para perforar las células vegetales (Agrios, 1995).

Los sistemas reproductores están bien desarrollados, los nematodos hembras tienen de uno a dos ovarios seguidos por un oviducto y un útero que terminan en la vulva. La estructura reproductora del macho es semejante a la de la hembra solo que en el macho hay un testículo, una vesícula seminal y termina en un orificio común con el intestino. La reproducción se efectúa por medio de huevecillos y puede ser sexual, hermafrodita o partenogénica (Agrios, 1995).

Nemátodo de la Raíz de Escobilla *Dorylaimus* sp

Generalidades

Este nemátodo fue descrito por primera vez por Dujardin, en 1845. Se encuentra en suelos húmedos y su distribución es cosmopolita. Este género es omnívoro pues devora tanto vegetales como animales, algunas especies de este género son predadores como *D. serpentinus* y *D. carteri* y otros se alimentan de raíces, por lo que forman la escobilla y reducen así, el tamaño del sistema radicular, además retardan el desarrollo de los cultivos (Cepeda, 1996) (Figura 5).

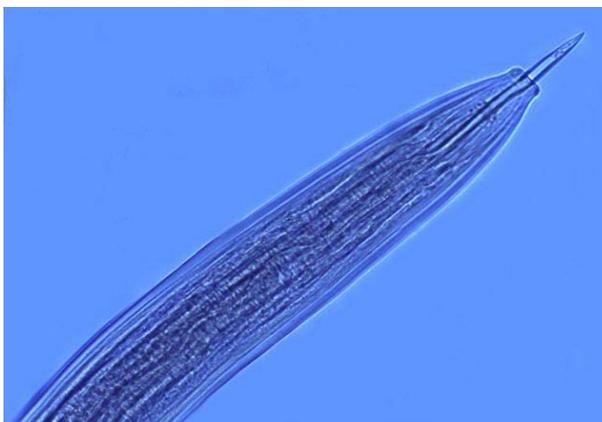


Figura 5. Nemátodo *Dorylaimus* sp.

Ubicación taxonómica

Thorne (1961) ubicó al género *Dorylaimus* de la siguiente manera:

Clase	Adenophorea
Subclase	Enoplia
Orden	Dorylaimida
Suborden	Dorylaimina
Superfamilia	Dorylaimoidea
Familia	Dorylaimidae
Subfamilia	Dorylaiminae
Género	<i>Dorylaimus</i>

Especies importantes

- *Dorylaimus carteri*
- *Dorylaimus serpentinus*
- *Dorylaimus bastiani*
- *Dorylaimus primitivus*

Características generales

Las características generales son: presenta falso estilete que en su parte apical es biselado; región cefálica con un diente; el esófago presenta una expansión gradual en forma de botella; vulva al 60%; ovario didelfico-antidelífico no reflejado; cola redonda en algunas especies y otras en ángulo de 60 grados con un mucro; longitud aproximada: machos 3 a 5mm y hembras 3 a 4.2 mm (Cepeda, 1996) (Figura 6).

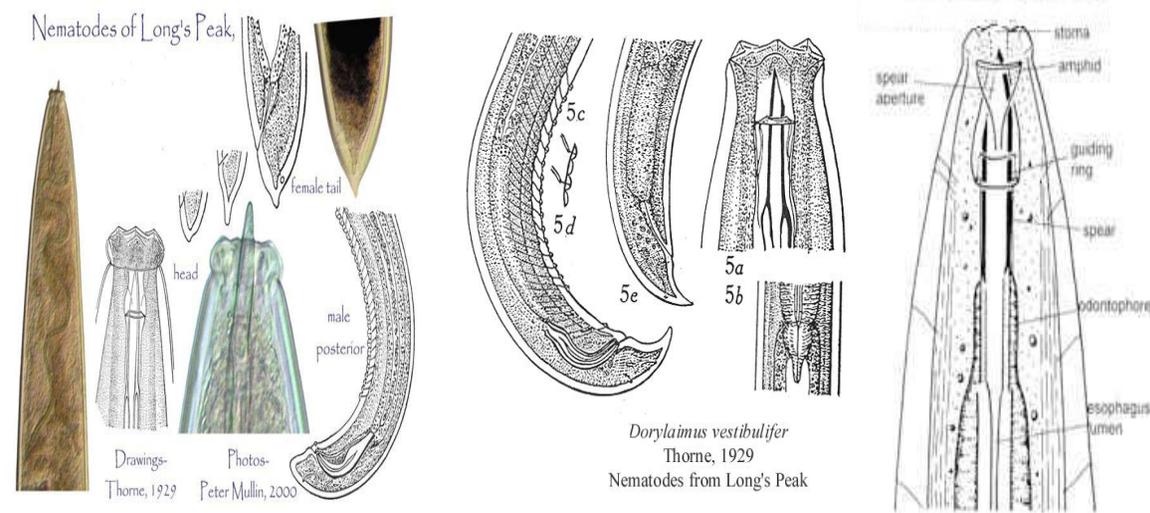


Figura 6. Generalidades del nemátodo *Dorylaimus*.

Parasitismo

Nemátodo ectoparásito cosmopolita (Cepeda, 1996).

Hospederos

Debido a su carácter cosmopolita tiene una amplia gama de hospederos (Cepeda, 1996).

Sintomatología

Se le encuentra en la mayoría de los suelos considerándose un nemátodo cosmopolita. En cultivos donde la densidad de población de *Dorylaimus* es alta, ocasiona raíz de escobilla, lo que origina un escaso desarrollo de la planta y por consiguiente, baja producción (Cepeda, 1996).

Nemátodo *Dorylaimus carteri*

Esta especie se caracteriza por tener el cuerpo alargado dentro del género. Esta especie causa daños importantes en cierto cultivo tales como el café y juega un papel importante en el control del ciclo de nutrientes del suelo. Se puede utilizar como bio-indicador de la sostenibilidad del suelo. Esta especie también se puede utilizar para medir el impacto de diversas perturbaciones en los ecosistemas del suelo, tales como la contaminación, el enriquecimiento orgánico y la alteración física.

Características generales

Thorne (1974), señaló las siguientes características para esta especie:

- Cuerpo y cola arqueados.
- Vulva, transversal, con labios prominentes esclerotizado.
- La vagina se extiende a través del cuerpo.
- Presenta dos pares de poros caudales inconspicuos (Figura 7).

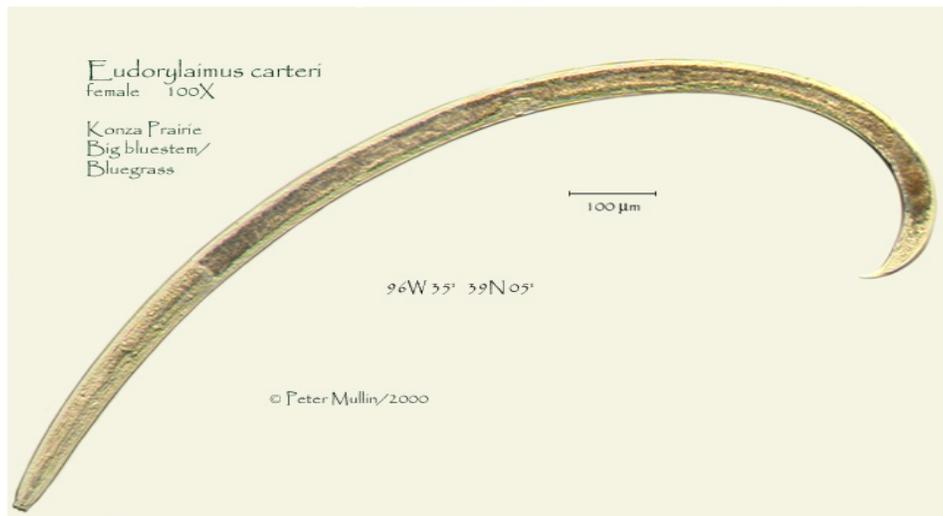


Figura 7. Nemátodo *Dorylaimus carteri*.

Choi *et al.* (1997) describió las siguientes características para la especie:

Para las hembras (Figura 8)

- Hembra con cuerpo curvado.
- Hembra con odontoestilete ligeramente más largo que ancho de la región de labio.
- En la hembra el anillo rodea al esófago en un 36% de su longitud.

Para los machos (ver Figura 9)

- Presenta dos testículos.
- Las espículas con piezas laterales de guía.
- Cola conoide-arqueada.

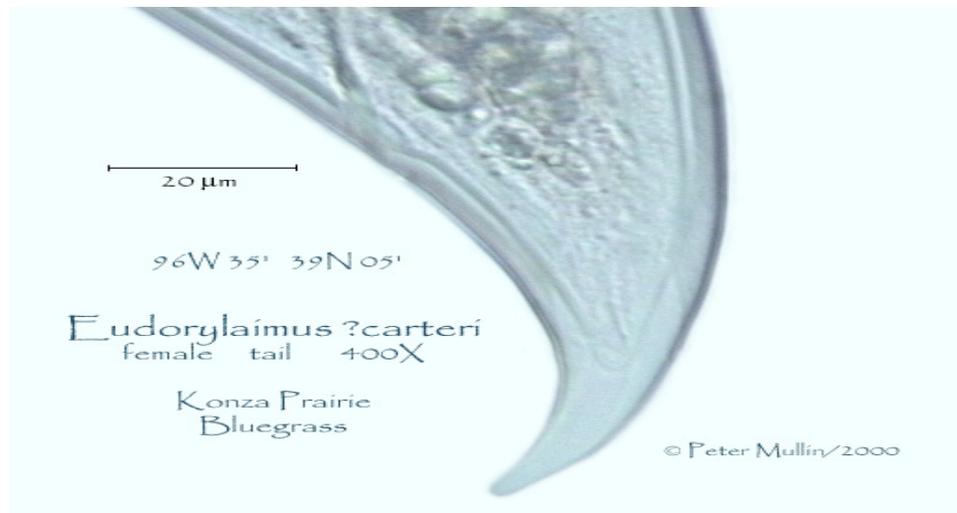


Figura 8. Parte terminal (cola) del nemátodo hembra *Dorylaimus carteri*.

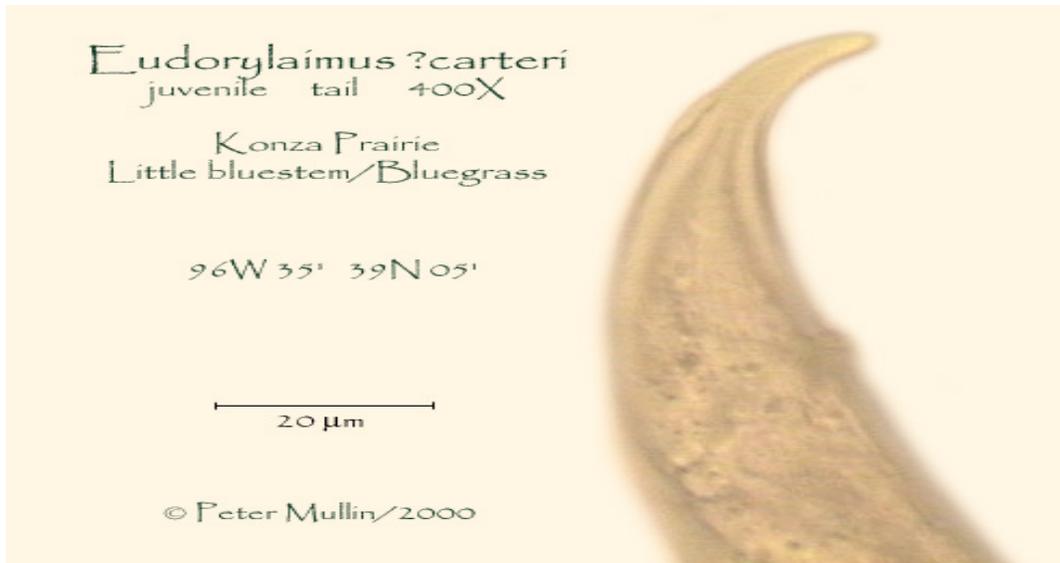


Figura 9. Parte terminal (cola) del nemátodo macho *Dorylaimus carteri*.

Concentrados Celulares

Bacillus

Es un género de bacterias en forma de bastón y Gram positiva. El género *Bacillus* pertenece a la División Firmicutes. Son aerobios estrictos o anaerobios facultativos. En condiciones estresantes forman una endospora de situación central, que NO deforma la estructura de la célula a diferencia de las endosporas clostridiales. Dicha forma esporulada es resistente a las altas temperaturas y a los desinfectantes químicos corrientes (Bravo *et al.*, 1998).

Clasificación taxonómica

Cohn (1872) clasificó al género *Bacillus* de la siguiente manera:

Dominio	Bacteria
Filo	Firmicutes
Clase	Bacili
Orden	Bacillales
Familia	Bacillaceae
Género	<i>Bacillus</i>

Especies

Bacillus anthracis, *Bacillus cereus*, *Bacillus coagulans*, *Bacillus natto*, *Bacillus subtilis*, *Bacillus thuringiensis*.

Bacillus thuringiensis

Es una bacteria Gram positiva que habita en el suelo, y que se utiliza comúnmente como una alternativa biológica al pesticida. También se le puede extraer la toxina Cry y utilizarla como plaguicida. La *B. thuringiensis* también aparece de manera natural en el intestino de las orugas de diferentes tipos de polillas y de mariposas, así como en las superficies poco iluminadas de las plantas (Bravo *et al.*, 1998).

Clasificación taxonómica

Según Berliner (1915):

Dominio	Bacteria
Filo	Firmicutes
Clase	Bacili
Orden	Bacillales
Familia	Bacillaceae
Genero	<i>Bacillus</i>
Especie	<i>thuringiensis</i>

Descubrimiento y estudio

La bacteria *Bacillus thuringiensis* fue descubierta en 1902 por el biólogo japonés Shigetane Ishiwatari. En 1911, la bacteria fue redescubierta en Alemania por Ernst Berliner, quien la aisló como causante de una enfermedad que contraían las orugas de polilla gris de la harina (llamada “Schalffsucht”). En 1976, Robert A. Zakharyan informó de la presencia de un plásmido en una cepa de *B. thuringiensis* y sugirió que éste participaba en la formación de endosporas y de cristales (Armengol *et al.*, 2007).

Usos

Desde 1920 se han utilizado las esporas y los cristales de proteína insecticidas producidos por la *B. thuringiensis* en el control de plagas. Actualmente se utilizan como insecticidas específicos bajo nombres comerciales como Dipel y Thuricide. Estos pesticidas son considerados respetuosos con el medio ambiente por su especificación, ya que su efecto sobre los humanos, sobre la vida silvestre, sobre los polinizadores y sobre muchos otros insectos beneficiosos es mínimo o casi nulo (Armengol *et al.*, 2007).

Pseudomonas fluorescens

Es un bacilo Gram-negativo, recto o ligeramente curvado pero no vibrioide, es saprófito, (todo lo que ingiere pasa a través de la pared de su citoplasma). Se puede encontrar en suelo y agua (Valverde *et al.*, 2010).

Es incapaz de formar esporas y crece aeróbicamente. La temperatura óptima para su funcionamiento es de 25 a 30 °C, aunque puede crecer desde los 5 hasta los 42 °C aproximadamente. No crece bajo condiciones ácidas ($\text{pH} \leq 4.5$) y necesita preferentemente pH neutro. Tiene movimiento activo en líquido por sus

flagelos polares (más de 1). Su pigmento fluorescente (fluoresceína) la hace reaccionar frente a la luz ultravioleta, aunque recién cultivada o después de varios cultivos de laboratorio, puede ser que no reaccione (Valverde *et al.*, 2010).

Una propiedad complementaria de la *Pseudomonas fluorescens* es la de producir ciertas sustancias -antibióticos y sideróforos- que actúan limitando el crecimiento y desarrollo de los patógenos, como lo pueden ser los nematodos, que pueden afectar al cultivo (Valverde *et al.*, 2010).

Clasificación taxonómica

Según Migula (1895):

Dominio	Bacteria
Filo	Proteobacteria
Clase	Gammaproteobacteria
Orden	Pseudomanadales
Familia	Pseudomonadaceae
Género	<i>Pseudomonas</i>
Especie	<i>fluorescens</i>

Paecilomyces lilacinus

Paecilomyces lilacinus ataca tanto a estados móviles de los nematodos como a las hembras sedentarias, pero es especialmente agresivo contra los huevos. Parasita las hembras de los nematodos patógenos, deforma su estilete, destruye sus ovarios y disminuye la eclosión de los huevos. Además, si el pH es ligeramente ácido, produce toxinas que afectan al sistema nervioso de los nemátodos, (Figura 10). El crecimiento de *Paecilomyces lilacinus* es muy rápido. Los conidioforos tienen hasta 600 μm de longitud y producen conidias en cadena de 2.5-3.0 μm de longitud y 2.0-2.2 μm de anchura, son elipsoides y de color violeta; se difunden en grandes cantidades por efecto del viento (Schenck, 2002).



Figura 10. Nemátodo atrapado por *Paecilomyces lilacinus*.

Clasificación taxonómica

Según Samson (1974):

Reino	Fungi
Clase	Ascomycetes
Orden	Eurotiales
Familia	Trichocomaceae
Género	<i>Paecilomyces</i>
Especie	<i>lilacinus</i>

Uso

Cuadro 4. Efectivo para el control de las plagas que se mencionan.

CULTIVO	ORGANISMO	EPOCA
Banano, cafeto, flores, frutales, plátano, tomate, arroz y otros.	Diferentes tipos de Nematodos fitopatógenos: <i>Radopholus</i> sp. <i>Helicotylenchus</i> sp. <i>Meloidogyne</i> sp. <i>Dorylaimus</i> sp. <i>Pratylenchus</i> sp. <i>Globodera</i> sp	Presencia de plaga

Concentrados Enzimáticos

Beauveria bassiana

Es un hongo deuteromiceto que crece de forma natural en los suelos de todo el mundo. Su poder entomopatógeno le hace capaz de parasitar a insectos de diferentes especies, causando la conocida enfermedad blanca de la muscardina. Pertenece a los hongos entomopatógenos y actualmente es utilizado como insecticida biológico o biopesticida controlando un gran número de parásitos de las plantas (Hernández *et al.*, 2010).

Descubrimiento

La especie lleva el nombre del entomólogo italiano Agostino Bassi, el cual observó en 1835 la aparición de la enfermedad muscardina sobre los cuerpos de algunos gusanos de seda *Bombyx mori*.

Ciclo infectivo

El modo de acción de este hongo entomopatógeno consta de diferentes etapas. Cuando las esporas microscópicas del hongo entran en contacto con las células de la epicutícula del insecto o patógeno, éstas se adhieren e hidratan. Las esporas germinan y penetran la cutícula del parásito. Una vez dentro, las hifas crecen destruyendo las estructuras internas del parásito produciendo su muerte al cabo de unas horas. Tras ello, si las condiciones ambientales son favorables, pueden emerger del cadáver esporas del hongo con capacidad para ser propagadas de nuevo y reinfectar a nuevos parásitos (Hernández *et al.*, 2010).

Clasificación taxonómica

Reino	Fungi
División	Ascomycota
Clase	Sordariomycetes
Orden	Hypocreales
Familia	Clavicipitaceae
Género	<i>Beauveria</i>
Especie	<i>bassiana</i>

Metarhizium anisopliae

Es un hongo parásito facultativo, cuya reproducción asexual se realiza a partir de conidios, que al germinar sobre la cutícula del insecto y patógeno producen una toxina, causando la muerte de éste al ocurrir la invasión de su cuerpo por el hongo (Vicentini *et al.*, 1996).

El proceso se inicia cuando la espora o conidia se adhiere a la cutícula del insecto, luego desarrolla un tubo germinativo y un apresorio, con éste se fija en la cutícula y con el tubo germinativo o haustorio (hifa de penetración) se da la penetración al interior del cuerpo del insecto. La germinación ocurre aproximadamente a las 12 horas post-inoculación y la formación de apresorios se presenta de 12 a 18 horas post-inoculación (Vicentini, *et al.*, 1996).

Clasificación taxonómica

Reino	Fungi
División	Ascomycota
Clase	Sordariomycetes
Orden	Hypocreales
Familia	Clavicipitaceae
Género	<i>Metarhizium</i>
Especie	<i>anisopliae</i>

MATERIALES Y MÉTODOS

En las instalaciones de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, en el Departamento de Parasitología, en el laboratorio de Nematología, se establecieron tres experimentos; A (concentrados celulares y mezclas), B (metabolitos secundarios y mezclas) y C (concentrados enzimáticos y mezclas), bajo condiciones de laboratorio, fundamentado en un diseño estadístico de bloques al azar, cada experimento constó de 6 tratamientos y 3 repeticiones, las 18 unidades experimentales del experimento, quedaron distribuidas en concavidades de material plástico (tipo prueba de Elisa), representando cada concavidad una unidad experimental.

Muestreo de nemátodos filiformes en cafeto

Para el muestreo de nemátodos se procede a utilizar herramientas de campo como picos, palas, reglas graduadas, cintas métricas, cordones y materiales de uso común como bolsas plásticas, etiquetas colgantes, etiquetas adheribles, marcadores y plumas, a la vez se realizan muestreos bajo modelos de plantación, como rectángulo abierto o simplemente siguiendo el diseño de plantación del cafeto, la muestra se toma a una distancia de 20 cm del tallo del cafeto, donde se localiza el mayor número de raíces secundarias, se procede a obtener un total de 20 a 25 sub muestras por ha., las sub muestras de suelo se obtienen a distancias de 20 m. y a una profundidad de 0 – 30 cm, las sub muestras obtenidas son mezcladas y solo se obtiene una muestra representativa de 2.0 kg., la cual se coloca en bolsa plástica de color negro, esta muestra es trasladada al laboratorio de nematología de la UAAAN, donde se conserva bajo condiciones de laboratorio, de esta muestra se pesan 100 g., la cual es procesada y analizada por el método de embudo de Baerman, el cual se describe a continuación:

1) En un equipo de extracción de nematodos, denominado embudo de Baerman que está compuesto (de un embudo de plástico, varilla, aro soporte metálico, una manguera de hule y una pinza de presión), una vez montadas las citadas partes, se colocan 200 ml de agua destilada en un embudo, en la parte superior del agua y haciendo contacto con el embudo, se coloca una malla plástica y sobre ésta un papel secante (pañuelos faciales de hoja doble de 21.0 x 23.0 cm); en una balanza de 3 kg, se coloca suelo y solo se pesan 100 g., esta cantidad de suelo es colocada sobre el papel secante, para que permanezca húmeda y se deja reposar por 48 horas.

2) Transcurridas las 48 horas, se toma la manguera plástica, se retira la pinza y deja fluir 2 ml de agua más nematodos, los cuales son depositados en un tubo de ensaye, este se tapa y se etiqueta, para ser colocado en un gradilla metálica bajo condiciones de laboratorio.

3) La muestra obtenida que se encuentra reposando en el tubo de ensaye, se pasa en pequeñas cantidades a un vidrio de reloj, para observar bajo el microscopio estereoscópico la presencia de los nematodos a estudio; utilizando agujas de bambú se realiza la captura y el conteo de cada uno de los nematodos presentes en la muestra, a la vez se tienen disponibles portaobjetos lisos de vidrio, donde se coloca una pequeña gota de lactofenol para inactivar los nematodos y una pequeña gota de azul de metileno para dar color a las partes externas e internas del nematodo, en seguida se realiza el montaje del nematodo, el cual consiste en pasar de uno en uno del agua contenida en el vidrio de reloj al portaobjeto, colocando el nematodo en el centro de la gota.

4) Se toma un cubre objeto de vidrio y se coloca sobre el nematodo y la gota de lactofenol y azul de metileno, el efecto físico hace que la gota se expanda y el nemátodo queda dentro del área del cubre objeto, con papel secante se limpia el exceso de líquido, para ser sellada con esmalte cristalino para uñas, se deja secar y queda terminada lo que comúnmente se denomina monta, en seguida se coloca una etiqueta adherible sobre la parte izquierda del portaobjeto, con los datos del número de muestra.

Las montas son colocadas en cajas de rejillas individuales, estas son observadas bajo el microscopio compuesto, utilizando los objetivos y oculares correspondientes, para observar la morfología del nemátodo, su anatomía, órganos internos y en base a las características que presenta y con el apoyo de claves taxonómicas, podemos identificar el organismo a estudio a nivel de clase, orden, superfamilia, subfamilia, género y algunas especies; al lado derecho de la monta se coloca una etiqueta adherible, donde se describe el género y de ser posible la especie. Las montas son colocadas y ordenadas en cajas con rejillas individuales, bajo condiciones de laboratorio, para ser parte de la colección de referencia, la cual tiene como finalidad ser fuente de información técnica – científica.

Establecimiento del Experimento en Laboratorio

Para el establecimiento del experimento, se procedió a colocar en cada una de las 18 concavidades, 0.45 ml de agua destilada estéril y 25 machos y hembras adultos del nemátodo de raíz de escobilla *Dorylaimus* spp., (el cual fue identificado previamente), a continuación se procedió a colocar dentro de la concavidad cada uno de los tratamientos, descritos en el Cuadro 5, después de 24 horas se procedió a obtener los datos de población final, realizando el conteo del número de nemátodos vivos y muertos, bajo los microscopios estereoscópico y compuesto y así poder definir que producto presenta los mejores resultados en base al análisis estadístico y porcentaje de mortandad.

Los tratamientos se aplicaron bajo las siguientes dosis que se describen a continuación (Cuadro 5, 6, 7).

Experimento A

Género *Dorylaimus* spp.

Cuadro 5. Descripción de los tratamientos utilizados.

TRATAMIENTO	NEMATICIDA	DOSIS.
1	Concentrado celular <i>Bacillus</i> sp.	0.45 ml
2	Concentrado celular <i>Bacillus thuringiensis</i>	0.45 ml
3	Concentrado celular <i>Pseudomonas fluorescens</i>	0.45 ml
4	Concentrado celular <i>Paecilomyces lilacinus</i>	0.45 ml
5	Mezcla de 1+2+3+4	0.45 ml
6	Testigo – agua	Testigo

Experimento B

Género *Dorylaimus* spp.

Cuadro 6. Descripción de los tratamientos utilizados.

TRATAMIENTO	NEMATICIDA	DOSIS.
1	Metabolitos secundarios <i>Bacillus</i> spp	0.45 ml
2	Metabolitos secundarios de <i>Bacillus thuringiensis</i>	0.45 ml
3	Metabolitos secundarios <i>Pseudomonas fluorescens</i>	0.45 ml
4	Metabolitos secundarios <i>Paecilomyces lilacinus</i>	0.45 ml
5	Mezcla de 1+2+3+4	0.45 ml
6	Testigo – agua	Testigo

Experimento C

Género *Dorylaimus* spp.

Cuadro 7. Descripción de los tratamientos utilizados.

TRATAMIENTO	NEMATICIDA	DOSIS.
1	Concentrado enzimático de quitinasa de <i>Beauveria bassiana</i>	0.45 ml
2	Concentrado enzimático de quitinasas de <i>Metarhizium anisopliae</i>	0.45 ml
3	Concentrado enzimático de proteasa de <i>Beauveria bassiana</i>	0.45 ml
4	Concentrado enzimático de proteasa de <i>Metarhizium anisopliae</i>	0.45 ml
5	Mezcla de 1+2+3+4	0.45 ml
6	Testigo – agua	Testigo

Establecimiento del Experimento en Invernadero

Se llevó a cabo en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, en el invernadero correspondiente al Departamento de Parasitología. Para el establecimiento del experimento se procedió a colocar en cada uno de las 18 vasos de plástico, el tratamiento correspondiente y 25 machos y hembras adultos del nematodo de raíz de escobilla *Dorylaimus* spp. Se establecieron tres experimentos a (concentrados celulares y mezclas), b (metabolitos secundarios y mezclas) y c (concentrados enzimáticos y mezclas), bajo condiciones de invernadero y utilizando un diseño estadístico de bloques al azar, cada experimento consto de 6 tratamientos y 3 repeticiones, las 18 unidades experimentales de cada uno de los experimentos, quedaron distribuidas en vasos de plástico del No. 12, representando cada vaso una unidad experimental., en cada vaso se procedió a colocar 50 g., de suelo la cual se mezcló con 50 g. de sustrato (pitmost), después se le agrego agua con la finalidad de mantener la humedad y sembrar a los tres días siguientes 2 semillas de tomate de la variedad Cherry, en cada unidad, a una profundidad de 2 cm, posteriormente los vasos fueron colocados en el invernadero del Departamento de Parasitología, las plantas de tomate alcanzaron una altura de 10 cm y 4 hojas.

A continuación se procedió a colocar dentro de cada unidad experimental una población estimada del nematodo 119 a 136 nemátodos de raíz de escobilla *Dorylaimus* spp., después de 10 días de establecidos los nemátodos, se aplicaron los tratamientos (realizando una mezcla de 2 ml del extracto en 100 ml de agua destilada estéril, de la mezcla se tomaron 25 ml para aplicarse en cada una de las tres repeticiones), a los 60 días de establecido el tomate se procede a obtener la planta y el suelo de cada unidad experimental, colocando solamente 100 gramos de la muestra de suelo, sustrato y tratamiento, en el embudo de Baerman obteniendo los nemátodos después de 48 horas, los cuales fueron contados bajo el microscopio estereoscópico y compuesto para obtener el resultado de la población final y el porcentaje de mortandad, en base a un análisis estadístico y porcentaje de mortandad.

Los tratamientos se aplicaron bajo las siguientes dosis que se describen a continuación (cuadro 8, 9, 10).

Experimento A

Género *Dorylaimus* spp.

Cuadro 8. Descripción de los tratamientos utilizados.

TRATAMIENTO	NEMATICIDA	DOSIS.
1	Concentrado celular <i>Bacillus</i> sp.	25 ml
2	Concentrado celular <i>Bacillus thuringiensis</i>	25 ml
3	Concentrado celular <i>Pseudomonas fluorescens</i>	25 ml
4	Concentrado celular <i>Paecilomyces lilacinus</i>	25 ml
5	Mezcla de 1+2+3+4	25 ml
6	Testigo – agua	Testigo

Experimento B

Género *Dorylaimus* spp.

Cuadro 9. Descripción de los tratamientos utilizados.

TRATAMIENTO	NEMATICIDA	DOSIS.
1	Metabolitos secundarios <i>Bacillus</i> spp	25 ml
2	Metabolitos secundarios de <i>Bacillus thuringiensis</i>	25 ml
3	Metabolitos secundarios <i>Pseudomona fluorescens</i>	25 ml
4	Metabolitos secundarios <i>Paecilomyces lilacinus</i>	25 ml
5	Mezcla de 1+2+3+4	25 ml
6	Testigo – agua	Testigo

Experimento C

Género *Dorylaimus* spp.

Cuadro 10. Descripción de los tratamientos utilizados.

TRATAMIENTO	NEMATICIDA	DOSIS.
1	Concentrado enzimático de quitinasas de <i>Beauveria bassiana</i>	25 ml
2	Concentrado enzimático de quitinasa de <i>Metarhizium anisopliae</i>	25 ml
3	Concentrado enzimático de proteasas de <i>Beauveria bassiana</i>	25 ml
4	Concentrado enzimático de proteasa de <i>Metarhizium anisopliae</i>	25 ml
5	Mezcla de 1+2+3+4	25 ml
6	Testigo – agua	Testigo

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Bajo Condiciones de Laboratorio

Experimento A

Resultados de la población inicial de los nemátodos filiformes machos y hembras de estado adulto de *Dorylaimus* spp.

Con la finalidad de conocer la población inicial, al momento de la instalación del experimento y apegado a la metodología, los resultados obtenidos se presentan a continuación, en base a una media aritmética de cada uno de los tratamientos (Cuadro 11).

Cuadro 11. Población inicial del nemátodo de raíz de escobilla *Dorylaimus* spp., en base a la media aritmética, de cada uno de los tratamientos.

TRATAMIENTO	NEMÁTODOS DE GÉNERO <i>Dorylaimus carteri</i> .	COMPARACIÓN ESTADÍSTICA
1	25.666666	A
2	25.000000	A
3	25.333333	A
4	26.000000	A
5	24.333333	A
6	26.000000	A

Lo anterior nos indica, que la población inicial del citado nematodo es considerada como homogénea, existiendo una población igual en los 6 tratamientos.

En el Apéndice 1, podemos observar la concentración de datos, el análisis de varianza, el coeficiente de variación, la tabla de medias, la comparación estadística por la prueba de Tukey y los valores de tabla de (0.05) y (0.01).

Experimento B

Resultados de la población inicial de los nemátodos filiformes machos y hembras de estado adultos de *Dorylaimus* spp.

Con la finalidad de conocer la población inicial, al momento de la instalación del experimento y apegado a la metodología, los resultados obtenidos se presentan a continuación, en base a una media aritmética de cada uno de los tratamientos (Cuadro 12).

Cuadro 12. Población inicial del nemátodo de raíz de escobilla *Dorylaimus carteri*., en base a la media aritmética, de cada uno de los tratamientos.

TRATAMIENTO	NEMÁTODOS DE GÉNERO <i>Dorylaimus carteri</i> .	COMPARACIÓN ESTADÍSTICA
1	25.666666	A
2	25.000000	A
3	26.000000	A
4	24.333334	A
5	25.666666	A
6	26.666666	A

Lo anterior nos indica, que la población inicial del citado nemátodo es considerada como homogénea, existiendo una población igual en los 6 tratamientos.

En el Apéndice 1, podemos observar la concentración de datos, el análisis de varianza, el coeficiente de variación, la tabla de medias, la comparación estadística por la prueba de Tukey y los valores de tabla de (0.05) y (0.01).

Experimento C

Resultados de la población inicial de los nemátodos filiformes machos y hembras de estado adulto de *Dorylaimus carteri*.

Con la finalidad de conocer la población inicial, al momento de la instalación del experimento y apegado a la metodología, los resultados obtenidos se presentan a continuación, en base a una media aritmética de cada uno de los tratamientos (Cuadro 13).

Cuadro 13. Población inicial del nemátodo de raíz de escobilla *Dorylaimus carteri*, en base a la media aritmética, de cada uno de los tratamientos.

TRATAMIENTO	NEMÁTODOS DE GÉNERO <i>Dorylaimus carteri</i> .	COMPARACIÓN ESTADÍSTICA
1	24.333334	A
2	26.333334	A
3	26.666666	A
4	25.333333	A
5	24.000000	A
6	25.333333	A

Lo anterior nos indica, que la población inicial del citado nemátodo es considerada como homogénea, existiendo una población igual en los 6 tratamientos.

En el Apéndice 1, podemos observar la concentración de datos, el análisis de varianza, el coeficiente de variación, la tabla de medias, la comparación estadística por la prueba de Tukey y los valores de tabla de (0.05) y (0.01).

Resultados de la población final del experimento A

Resultados de la población final de los nemátodos filiformes machos y hembras de estado adulto de *Dorylaimus carteri*.

Con la finalidad de conocer la población final y apegado a la metodología, los resultados obtenidos se presentan a continuación, en base a una media aritmética de cada uno de los tratamientos (Cuadro 14).

Cuadro 14. Población final del nemátodo de raíz de escobilla *Dorylaimus carteri.*, en base a la media aritmética, de cada uno de los tratamientos.

TRATAMIENTO	NEMÁTODOS DE GÉNERO <i>Dorylaimus carteri.</i>	COMPARACIÓN ESTADÍSTICA
6	26.00000	A
3	3.6667	B
2	2.3333	B
4	2.0000	B
5	2.0000	B
1	2.0000	B

Tukey = 2.535

Valores de tablas (0.05) = 4.91, (0.01) = 6.43

En el Apéndice 1, podemos observar la concentración de datos, el análisis de varianza, el coeficiente de variación, la tabla de medias, la comparación estadística por la prueba de Tukey y los valores de tabla de (0.05) y (0.01).

Lo anterior nos indica, que en la población inicial del citado nemátodo existe diferencia entre los tratamientos y el testigo.

Resultados de la población final del experimento B

Resultados de la población final de los nemátodos filiformes machos y hembras de estado adulto de *Dorylaimus carteri*.

Con la finalidad de conocer la población final y apegado a la metodología, los resultados obtenidos se presentan a continuación, en base a una media aritmética de cada uno de los tratamientos (Cuadro 15).

Cuadro 15. Población final del nemátodo de raíz de escobilla *Dorylaimus carteri*, en base a la media aritmética, de cada uno de los tratamientos.

TRATAMIENTO	NEMÁTODOS DE GÉNERO <i>Dorylaimus carteri</i> .	COMPARACIÓN ESTADÍSTICA
6	26.6667	A
2	3.3333	B
1	2.3333	B
5	2.0000	B
3	2.0000	B
4	1.6667	B

Tukey = 2.5878

Valores de tablas (0.05) = 4.91, (0.01) = 6.4

En el Apéndice 1, podemos observar la concentración de datos, el análisis de varianza, el coeficiente de variación, la tabla de medias, la comparación estadística por la prueba de Tukey y los valores de tabla de (0.05) y (0.01).

Lo anterior nos indica, que la población final del citado nemátodo, existe diferencia entre los tratamientos y el testigo.

Resultados de la población final del experimento C

Resultados de la población final de los nemátodos filiformes machos y hembras de estado adulto de *Dorylaimus carteri*.

Con la finalidad de conocer la población final y apegado a la metodología, los resultados obtenidos se presentan a continuación, en base a una media aritmética de cada uno de los tratamientos (Cuadro 16).

Cuadro 16. Población final del nemátodo de raíz de escobilla *Dorylaimus carteri.*, en base a la media aritmética, de cada uno de los tratamientos.

TRATAMIENTO	NEMÁTODOS DE GÉNERO <i>Dorylaimus carteri.</i>	COMPARACIÓN ESTADÍSTICA
6	24.3333	A
5	3.333	B
3	3.333	B
2	2.666	B
1	2.333	B
4	2.000	B

Tukey = 2.3718

Valores de tablas (0.05) = 4.91, (0.01) = 6.43

En el Apéndice 1, podemos observar la concentración de datos, el análisis de varianza, el coeficiente de variación, la tabla de medias, la comparación estadística por la prueba de Tukey y los valores de tabla de (0.05) y (0.01).

Lo anterior nos indica, que en la población final, existe una diferencia entre los tratamientos y el testigo.

Bajo Condiciones de Invernadero

Experimento A

Con la finalidad de conocer la población inicial, al momento de la instalación del experimento y apegado a la metodología, los resultados obtenidos se presentan a continuación, en base a una media aritmética de cada uno de los tratamientos (Cuadro 17).

Cuadro 17. Población inicial del nemátodo de raíz de escobilla *Dorylaimus carteri.*, en base a la media aritmética, de cada uno de los tratamientos.

TRATAMIENTO	NEMÁTODOS DE GÉNERO <i>Dorylaimus carteri.</i>	COMPARACIÓN ESTADÍSTICA
1	126.000000	A
2	123.000000	A
3	126.666666	A
4	125.000000	A
5	130.000000	A
6	123.000000	A

Lo anterior nos indica, que la población inicial del citado nemátodo es considerada como homogénea, existiendo una población igual en los 6 tratamientos.

En el Apéndice 1, podemos observar la concentración de datos, el análisis de varianza, el coeficiente de variación, la tabla de medias, la comparación estadística por la prueba de Tukey y los valores de tabla de (0.05) y (0.01).

Experimento B

Con la finalidad de conocer la población inicial, al momento de la instalación del experimento y apegado a la metodología, los resultados obtenidos se presentan a continuación, en base a una media aritmética de cada uno de los tratamientos (Cuadro 18).

Cuadro 18. Población inicial del nemátodo de raíz de escobilla *Dorylaimus carteri.*, en base a la media aritmética, de cada uno de los tratamientos.

TRATAMIENTO	NEMÁTODOS DE GÉNERO <i>Dorylaimus carteri.</i>	COMPARACIÓN ESTADÍSTICA
1	126.666666	A
2	124.333333	A
3	129.666666	A
4	128.000000	A
5	129.333333	A
6	125.000000	A

Lo anterior nos indica, que la población inicial del citado nemátodo es considerada como homogénea, existiendo una población igual en los 6 tratamientos.

En el Apéndice 1, podemos observar la concentración de datos, el análisis de varianza, el coeficiente de variación, la tabla de medias, la comparación estadística por la prueba de Tukey y los valores de tabla de (0.05) y (0.01).

Experimento C

Con la finalidad de conocer la población inicial, al momento de la instalación del experimento y apegado a la metodología, los resultados obtenidos se presentan a continuación, en base a una media aritmética de cada uno de los tratamientos (Cuadro 19).

Cuadro 19. Población inicial del nemátodo de raíz de escobilla *Dorylaimus carteri.*, en base a la media aritmética, de cada uno de los tratamientos.

TRATAMIENTO	NEMÁTODOS DE GÉNERO <i>Dorylaimus carteri.</i>	COMPARACIÓN ESTADÍSTICA
1	128.000000	A
2	124.666666	A
3	126.000000	A
4	126.666666	A
5	127.333333	A
6	124.666666	A

Lo anterior nos indica, que la población inicial del citado nemátodo es considerada como homogénea, existiendo una población igual en los 6 tratamientos.

En el Apéndice 1, podemos observar la concentración de datos, el análisis de varianza, el coeficiente de variación, la tabla de medias, la comparación estadística por la prueba de Tukey y los valores de tabla de (0.05) y (0.01).

Resultados de la población final del experimento A

Resultados de la **población final** de los nemátodos filiformes machos y hembras de estado adulto de *Dorylaimus carteri* (Cuadro 20).

Cuadro 20. Población final del nemátodo de raíz de escobilla *Dorylaimus carteri*.

TRATAMIENTO	1	2	3
1	0.0000	1.0000	0.0000
2	2.0000	1.0000	2.0000
3	0.0000	2.0000	3.0000
4	2.0000	1.0000	2.0000
5	1.0000	3.0000	2.0000
6	120.0000	121.0000	119.0000

ANÁLISIS DE VARIANZA

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	5	49145.167969	9829.033203	2520.3911	0.000
BLOQUES	2	4.333984	2.166992	0.5557	0.595
ERROR	10	38.998047	3.899805		
TOTAL	17	49188.500000			

C.V. = 7.95 %

Tabla de Medias (Nivel de Significancia= 0.01)

TRATAMIENTO	MEDIA	
6	120.0000	A
5	2.0000	B
4	1.6667	B
2	1.6667	B
3	1.6667	B
1	0.3333	B

Tukey = 7.3311

Valores de tablas (0.05) = 4.91, (0.01) = 6.43

Tabla de Medias (Nivel de Significancia= 0.05)

TRATAMIENTO	MEDIA	
6	120.0000	A
5	2.0000	B
4	1.6667	B
2	1.6667	B
3	1.6667	B
1	0.3333	B

Tukey = 5.5981

Valores de tablas (0.05) = 4.91 (0.01) = 6.43

Resultados de la población final del experimento B

Resultados de la **población final** de los nemátodos filiformes machos y hembras de estado adulto de *Dorylaimus carteri* (Cuadro 21).

Cuadro 21. Población final del nemátodo de raíz de escobilla *Dorylaimus carteri*

TRATAMIENTO	1	2	3
1	2.0000	0.0000	1.0000
2	2.0000	1.0000	2.0000
3	2.0000	2.0000	0.0000
4	3.0000	2.0000	1.0000
5	1.0000	2.0000	2.0000
6	122.0000	124.0000	123.0000

ANÁLISIS DE VARIANZA

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	5	58881.777344	11776.355469	170.8643	0.000
BLOQUES	2	116.777344	58.388672	0.8472	0.540
ERROR	10	689.222656	68.922264		
TOTAL	17	59687.777344			

C.V. = 30.62 %

Tabla de Medias (Nivel de Significancia= 0.01)

TRATAMIENTO	MEDIA	
6	123.0000	A
4	2.0000	B
5	1.6667	B
2	1.6667	B
3	1.3333	B
1	1.0000	B

Tukey = 30.8198

Valores de tablas (0.05) = 4.91, (0.01) = 6.43

Tabla de Medias (Nivel de Significancia= 0.05)

TRATAMIENTO	MEDIA	
6	123.0000	A
4	2.0000	B
5	1.6667	B
2	1.6667	B
3	1.3333	B
1	1.0000	B

Tukey = 23.5343

Valores de tablas (0.05) = 4.91, (0.01) = 6.43

Resultados de la población final del experimento C

Resultados de la **población final** de los nemátodos filiformes machos y hembras de estado adulto de *Dorylaimus carteri* (Cuadro 22).

Cuadro 22. Población final del nemátodo de raíz de escobilla *Dorylaimus carteri*.

TRATAMIENTO	1	2	3
1	0.0000	2.0000	4.0000
2	8.0000	7.0000	15.0000
3	3.0000	4.0000	2.0000
4	3.0000	2.0000	4.0000
5	2.0000	3.0000	4.0000
6	118.0000	121.0000	123.0000

ANÁLISIS DE VARIANZA

FV	GL	SC	CM	F	P>F
TRATAMIENTOS	5	49455.609375	9891.122070	371.9997	0.000
BLOQUES	2	10.777344	5.388672	0.2027	0.821
ERROR	10	265.890625	26.589062		
TOTAL	17	49732.277344			

C.V. = 18.68 %

Tabla de Medias (Nivel de Significancia= 0.01)

TRATAMIENTO	MEDIA	
6	120.6666	A
2	10.0000	B
4	3.0000	B
5	3.0000	B
3	3.0000	B
1	2.0000	B

Tukey = 19.1426

Valores de tablas (0.05) = 4.91, (0.01) = 6.43

Tabla de Medias (Nivel de Significancia= 0.05)

TRATAMIENTO	MEDIA	
6	120.6666	A
2	10.0000	B
4	3.0000	B
5	3.0000	B
3	3.0000	B
1	2.0000	B

Tukey = 14.6175

Valores de tablas (0.05) = 4.91, (0.01) = 6.43

Discusión

Jiménez M. *et al*, expresa los resultados obtenidos en los ensayos experimentales establecidos para determinar la efectividad del hongo entomopatógeno *Paecilomyces lilacinus* sobre las especies de *Meloidogyne* y *Dorylaimus*. En promedio obtuvo un 89.44% de eficacia sobre masas de huevos de *Meloidogyne* y un 94.93% de eficacia sobre adultos de *Dorylaimus*.

Por otro lado, se evaluó el efecto de *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae* en el control de nemátodos de la raíz en cafeto. Se realizaron pruebas en laboratorio y en campo. En las pruebas en laboratorio el análisis de varianza mostró diferencias significativas entre los tratamientos de un 5%, resultando mejor el control con *Metarhizium anisopliae* (Leguizamón *et al.*, 2001).

Para el presente experimento donde se evaluaron extractos de diferentes hongos, bacterias y la mezcla de los mismos, ambos con acción nematicida. Se realizaron pruebas en laboratorio para el cultivo de cafeto y en invernadero para el cultivo de tomate con los mismos extractos pero a diferentes concentraciones para cada etapa.

Los resultados obtenidos en la etapa de laboratorio muestran para el experimento A como mejor tratamiento el concentrado celular de *Paecilomyces lilacinus* y el de *Bacillus*, para el experimento B como mejor tratamiento los metabolitos secundarios de *Paecilomyces lilacinus* y para el experimento C como mejor tratamiento el concentrado enzimático de proteasa de *Metarhizium anisopliae*.

Los resultados obtenidos en la etapa de invernadero muestran para el experimento A como mejor tratamiento el concentrado celular de *Bacillus* sp, para el experimento B como mejor tratamiento el concentrado celular de *Bacillus* sp, y para el experimento C como mejor tratamiento el concentrado enzimático de proteasas de *Beauveria bassiana*.

CONCLUSIONES

Bajo Condiciones de Laboratorio

Para el control del nemátodo de raíz de escobilla *Dorylaimus carteri*, los productos que se describen a continuación fueron los que presentaron el mejor control del nemátodo en estudio:

Experimento A

Los mejores tratamientos fueron el tratamiento 4, concentrados celulares de *Paecilomyces lilacinus*, tratamiento 1, concentrados celulares de *Bacillus subtilis* y tratamiento 5 mezcla de concentrados celulares 1+2+3+4.

Experimento B

Los mejores tratamientos fueron el tratamiento 4 metabolitos secundarios de *Paecilomyces lilacinus*, tratamiento 3 metabolitos secundarios de *Pseudomonas fluorescens* y tratamiento 5 mezcla de metabolitos secundarios 1+2+3+4.

Experimento C

Los mejores tratamientos fueron el tratamiento 1, concentrado enzimático de quitinasas de *Beauveria bassiana*, tratamiento 4, concentrado enzimático de proteasas de *Metarhizium anisopliae* y tratamiento 5 concentrados enzimáticos de la mezcla 1+2+3+4+.

Bajo Condiciones de Invernadero

Para el control del nemátodo de raíz de escobilla *Dorylaimus carteri*, los productos que se describen a continuación fueron los que presentaron el mejor control del nemátodo en estudio:

Experimento A

Los mejores tratamientos fueron el tratamiento 1, concentrados celulares de *Bacillus subtilis*, tratamiento 2, concentrados celulares de *Bacillus thuringiensis*, tratamiento 3, concentrados celulares de *Pseudomonas fluorescens* y el tratamiento 4, concentrados celulares de *Paecilomyces lilacinus*.

Experimento B

Los mejores tratamientos fueron el tratamiento 1, Metabolitos secundarios de *Bacillus* ssp, tratamiento 3, Metabolitos secundarios de *Pseudomonas fluorescens*, tratamiento 2, Metabolitos secundarios de *Bacillus thuringiensis* y tratamiento 5 mezcla de Metabolitos secundarios 1+2+3+4.

Experimento C

Los mejores tratamientos fueron el tratamiento 1, concentrados enzimáticos de quitinasas de *Beauveria bassiana*, tratamiento 3, concentrados enzimáticos de proteasas de *Beauveria bassiana*, tratamiento 4, concentrados enzimáticos de proteasas de *Metarhizium anisopliae* y tratamiento 5, mezcla de concentrados enzimáticos de 1+2+3+4.

BIBLIOGRAFÍA CITADA

Agrios, N.G. 1985. Fitopatología, 1ra Ed., Ed. LIMUSA México, D. F. 734 p.

Ambrosio. 2002. SIB. Clasificación taxonómica de *Metarhizium*.

<http://www.sib.gov.ar/taxonomia/genero/metarhizium>

Andrassy. 1995. Long Peak, Colorado. *Eudorylaimus carteri*.

<http://nematode.unl.edu/specAY912006.htm>

Armengol, G, Escobar M, Maldonado M, Ordúz S. Diversity of Colombian strains of *Bacillus thuringiensis* with insecticidal activity against dipteran and lepidopteran insects. J Appl Microbiol 2007; 102: 77-88.

Bastian. 1865. Long, Peak, Colorado. *Eudorylaimus carter*.

<http://nematode.unl.edu/eucart.htm>

Berenguer, J. J., Escobar I & Cuartero J. 2003. Gastos de cultivos de tomate tipo cereza en invernadero. Actas de horticultura 39:47-48.

Berliner. 1915. *Bacillus thuringiensis*.

[http://es.wikipedia.org/wiki/Bacillus thuringiensis](http://es.wikipedia.org/wiki/Bacillus_thuringiensis)

Bravo, A, Sarabia S, López L, Ontiveros H, Abarca C, Ortiz A, et al.

Characterization of cry genes in a Mexican *Bacillus thuringiensis* strain collection. Appl Environ Microbiol 1998; 64: 4965-72.

Carvajal, J. 1992. Cafeto-cultivo y fertilización. Instituto Internacional de la potasa, Berna. 191 p.

Cepeda, S. M. 1996. Nematología Agrícola. Ed. Trillas, México, D.F. 305 p.

Cepeda, S. M. Bahema F. J. 1996. Nematodos Asociados al Cultivo del Café (*Coffea arabica*) Departamento de Parasitología UAAAN. Buenavista, Saltillo, Coahuila, 26 pp.

Christie, J. R. 1982. Nematodos de los Vegetales su Ecología y Control, Ed. LIMUSA, México. 275 p.

Cohn, 1872. *Bacillus*. <http://es.wikipedia.org/wiki/Bacillus>.

Fournier, L. 1978. Fundamentos ecológicos del cultivo del café. IICA-

PROMECAFE, San José. Publicacion miscelánea No. 230. 29 p.

Hernández, V. V. M. y Berlanga P. A. M. 1997. Uso de *Beauveria bassiana* como insecticida microbial. Ficha técnica CB-03. Centro Nacional de Referencia de Control Biológico. SAGAR Y CONASA. Tecoman , Col. 4p.

López, 2000. Agricultura Orgánica. *Pseudomonas fluorescens*.

http://www.controlbiologico.com/bp_lilacinol.htm

Lujan, M. (s.f). Importancia del hongo *Metarrhizum anisopliae* como insecticida Microbiológico en el control de plagas nocivas. La Habana, Cuba. Centro de Formación y Documentación Agropecuaria. 195 p.

Márquez, C. & Cano P. 2005. Producción orgánica de tomate cherry bajo invernadero. Actas Portuguesas de Horticultura No. 5, Vol 1: 219-224.

Migla. 1895. *Pseudomonas fluorescens*.

[http://es.wikipedia.org/wiki/Pseudomona fluorescens](http://es.wikipedia.org/wiki/Pseudomona_fluorescens)

Pimentel, I.C.; Azevedo, J.L. (1989). Obtenção de mutantes de *Paecilomyces lilacinus* para utilização no controle biológico de nematóides. 3a Reunião sobre Controle Biológico de Doenças de Plantas. Anais da 3a Reunião sobre Controle Biológico de Doenças de Plantas, Piracicaba-SP. p. 105.

Schenck, S. (2004). Control of Nematodes in Tomato with *Paecilomyces lilacinus* Strain 251. Haw. Agricul. Res. Cent. Veg. 5, 1-5.

Soberon, Alejandra. 2002. *Bacillus thuringiensis* y sus Toxinas Insecticidas Instituto Nacional de Tecnología Industrial – Microbiología.

Thim. 2004. PROCAFE. Morfología del Cafeto.
<http://www.procafe.com.sv/menu/Generalidades/AspectosBotanicos.htm>

Thomason, J. I. 1985. "Nematicides" en Fitonematologia I, Colegio de Postgraduados, Montecillos, México. 235-255 p.

Thorne. 1961. Principales of Nematology Generald. University of Wisconsin Formeli serior nematologist. 553 p.

Villasagua. 2012. Nematodos que Afectan al Cultivo del Café.

<http://blogdelagro.blogspot.mx/2012/01/nematodos-que-afectan-al-cultivo-del.html>.

Vicentini, S; Magalhaes, B.P. 1996. Infection of the grasshopper, *Rhammatocerus schistocercoides* Rehn by the entomopathogenic fungus, *Metarhizium flavoviride* Gams & Rozsypal. Anais da Sociedade Entomologica do Brasil 25(2):309-314.