



Universidad Autónoma del Estado de México



Facultad de Ciencias Agrícolas

**MONITOREO DE FITONEMATODOS EN VARIOS CULTIVOS DE SEIS ESTADOS
DE MÉXICO Y CONTROL QUÍMICO**

TESIS

QUE COMO TRÁMITE PARCIAL PARA LA EVALUACIÓN PROFESIONAL DE LA
CARRERA DE INGENIERO AGRÓNOMO FITOTECNISTA

PRESENTA

PIAF. EULOGIO OCAMPO GIRÓN

ASESORES: DR. EN C. JESÚS GAUDENCIO AQUINO MARTÍNEZ
DR. EN C. JESÚS RICARDO SÁNCHEZ PALE

Campus Universitario El Cerrillo, Toluca, México.

Octubre de 2019.

CONTENIDO

	Página
ÍNDICE DE CUADROS	vi
ÍNDICE DE FIGURAS	vii
Resumen	ix
Abstract	xi
I. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS E HIPOTESIS	3
2.1. Objetivo general	3
2.2. Objetivos específicos	3
2.3. Hipótesis	3
III. REVISIÓN DE LITERATURA	4
3.1. Importancia de los fitonematodos	4
3.2. Morfología y anatomía	7
3.3. Clasificación	7
3.4. Reproducción	8
3.5. Ciclo biológico	10
3.6. Síntomas y daños	12
3.7. Estrategias de control	14
3.8. Fitonematodos asociados a los cultivos en estudio	22
IV. MATERIALES Y MÉTODOS	25
4.1. Ubicación de las zonas de estudio	25
4.2. Muestreo de suelo y toma de muestras	25
4.3. Análisis de las muestras de suelo	30
4.4. Identificación y diagnóstico de fitonematodos	32
4.5. Presentación de los resultados	32
4.6. Estudio de efectividad biológica de nematicidas en el cultivo de piña	33
4.6.1. Ubicación del experimento	33
4.6.2. Diseño experimental y tratamientos	33

4.6.3. Aplicación de los tratamientos -----	35
4.6.4. Análisis estadístico y eficiencia de los tratamientos -----	36
V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN -----	38
5.1. Distribución de nematodos asociados a los cultivos -----	38
5.2. Descripción de los fitonematodos identificados -----	48
5.2.1. <i>Meloidogyne</i> [(Goeldi, 1887) Chitwood, 1949] -----	48
5.2.2. <i>Pratylenchus</i> Filipjev, 1936 -----	49
5.2.3. <i>Helicotylenchus</i> Steiner, 1945 -----	51
5.2.4. Familia Criconematidae -----	52
5.2.5. <i>Xiphinema</i> Cobb, 1913 -----	55
5.2.6. <i>Hoplolaimus</i> Daday, 1905 -----	57
5.2.7. <i>Tylenchorhynchus</i> Cobb, 1913 -----	58
5.2.8. <i>Paratylenchus</i> Micoletzky, 1922 -----	59
5.2.9. <i>Hemicycliophora</i> de Man, 1921 -----	60
5.2.10. <i>Trichodorus</i> Cobb, 1913 -----	62
5.2.11. <i>Rotylenchus</i> Filipjev, 1936 -----	63
5.2.12. <i>Scutellonema</i> Andrassy, 1958 -----	65
5.2.13. <i>Longidorus</i> [(Micoletzky, 1922) Filipjev, 1934] -----	66
5.2.14. <i>Radopholus</i> Thorne, 1949 -----	67
5.2.15. <i>Nacobbus aberrans</i> (Thorne) Thorne & Allen -----	68
5.2.16. <i>Aphelenchus</i> Bastian, 1865 -----	69
5.3. Estudio de efectividad biológica de nematicidas -----	70
VI. CONCLUSIONES -----	74
VII. RECOMENDACIONES -----	76
VIII. LITERATURA CITADA -----	77

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Relación de cultivos muestreados por localidad, municipio y entidad federativa. 2015. -----	27
2	Tratamientos y dosis evaluados para el control del “nematodo agallador de la raíz” (<i>Meloidogyne arenaria</i>) en Isla, Veracruz.	35
3	Casos positivos de fitonematodos por cultivo y municipio del estado de Veracruz. 2015. -----	42
4	Casos positivos de fitonematodos por cultivo y municipio de los estados de Oaxaca, Chiapas y Morelos. 2015. -----	43
5	Casos positivos de fitonematodos por cultivo y municipio del estado de México. 2015. -----	44
6	Casos positivos de fitonematodos por cultivo y municipio del estado de Puebla 2015. -----	45
7	Casos positivos de fitonematodos por cultivo y municipio del estado de Sinaloa. 2015. -----	45
8	Resumen de casos positivos de fitonematodos y cultivos hospedantes. -----	46
9	Valores promedio de la tasa de reproducción del “nematodo agallador de la raíz” (<i>Meloidogyne arenaria</i>) por tratamiento nematicida en Isla, Veracruz. -----	71

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1	Cultivo de papa afectado por fitonematodos -----	5
2	Morfología de los nematodos fitoparásitos: (1) hembra y (2) macho -----	9
3	Ciclo biológico típico de un nematodo parásito de plantas -----	11
4	Marchitez y muerte de plantas de ajo por el ataque del “nematodo de los bulbos y tallos (<i>Ditylenchus dipsaci</i>)” -----	12
5	Agallas radicales provocadas por el fitonematodo <i>Meloidogyne</i> spp. -----	14
6	Secuencia gráfica del proceso de tamizado de la muestra de suelo. -----	31
7	Localización geográfica de Isla, Veracruz. -----	34
8	Cultivo de piña y trazo de la parcela experimental de estudio de efectividad biológica de nematicidas. -----	34
9	Nematicidas orgánicos y químicos aplicados para el control de <i>Meloidogyne arenaria</i> . -----	35
10	Aplicación foliar de los nematicidas orgánicos y químicos evaluados. -----	36
11	Juvenil 2 (a) y macho (b) de <i>Meloidogyne</i> sp. “Nematodo agallador de la raíz” -----	49
12	Hembra de <i>Pratylenchus</i> sp. “Nematodo lesionante”. -----	50
13	Juvenil y hembra de <i>Helicotylenchus</i> sp. “Nematodo espiralado”.	52
14	Juvenil de <i>Criconemoides</i> sp. “Nematodo anillado”. -----	54
15	<i>Criconema</i> sp. “Nematodo anillado”. -----	55
16	Macho de <i>Xiphinema</i> sp. “Nematodo de daga”. -----	56
17	Hembra de <i>Hoplolaimus</i> sp. “Nematodo de lanza”. -----	58
18	<i>Tylenchorhynchus</i> sp. “Nematodo del raquitismo”. -----	59

19	Hembra de <i>Paratylenchus</i> sp. "Nematodo de alfiler". -----	60
20	Hembra de <i>Hemicycliophora</i> sp. "Nematodo de vaina". -----	61
21	Macho de <i>Trichodorus</i> sp. "Nematodo de la raíz en escobilla". -	63
22	<i>Rotylenchus</i> sp. "Nematodo reniforme". -----	64
23	Hembra de <i>Scutellonema</i> sp. "Nematodo Yam". -----	65
24	<i>Longidorus</i> sp. "Nematodo de aguja". -----	66
25	Hembra de <i>Radopholus similis</i> "Nematodo barrenador". -----	67
26	Hembra (a) y macho (b) de <i>Nacobbus aberrans</i> "Nematodo falso nodulador de la raíz". -----	69
27	Hembra de <i>Aphelenchus</i> sp. "Nematodo parásito de hongos". -	70
28	Tasa de reproducción promedio de <i>M. arenaria</i> a los 45 días de la aplicación de nematicidas orgánicos y químicos -----	71
29	Tasa de reproducción promedio de <i>M. arenaria</i> a los 90 días de la aplicación de nematicidas orgánicos y químicos -----	72

Resumen

Título: “Monitoreo de fitonematodos en varios cultivos de seis estados de México y control químico”.

Tesista: Eulogio Ocampo Girón. Ingeniero Agrónomo Fitotecnista. Universidad Autónoma del Estado de México, Facultad de Ciencias Agrícolas.

Asesores: ¹Dr. Jesús Gaudencio Aquino Martínez y ²Dr. Ricardo Sánchez Pale.

¹Instituto de Investigación y capacitación agropecuaria, Acuícola y Forestal del Estado de México, Laboratorio de Fitopatología; Conjunto SEDAGRO s/n, Metepec, México, C.P. 52140. e-mail: jg_aquino@hotmail.com. ²Universidad Autónoma del Estado de México, Facultad de Ciencias Agrícolas; Campus Universitario El Cerrillo, El Cerrillo Piedras Blancas, Toluca, México. C.P. 50200. e-mail: jrsanchezp@uaemex.mx.

Las pérdidas que sufre la agricultura actual debido al ataque de nematodos fitoparásitos, alcanzan valores relevantes. Aparte del daño directo que estos ocasionan en las plantas, muchas veces provocan heridas para la entrada y establecimiento de hongos, bacterias y virus patógenos. Actualmente, no se han identificado las especies parásitas asociadas a muchos cultivos en nuestro país. Por lo cual, se hizo un estudio con el propósito de identificar los fitonematodos asociados a diversos cultivos en varias regiones agrícolas de seis estados de la República Mexicana, hacer su descripción y generar información sobre el control químico de éstos. En el periodo comprendido de enero a noviembre de 2015, se hicieron muestreos de suelo y raíz en diversos cultivos de los estados de Veracruz, Chiapas, Oaxaca, Morelos, México, Puebla y Sinaloa. Los cultivos muestreados fueron: papa, jitomate, berenjena, lechuga, tomate de cáscara, rosa, clavel, crisantemo, gerbera, lilis, gypsophila, limonium, perritos, ruscus, plátano, piña y caña de azúcar. Las muestras de suelo se enviaron al Laboratorio de Nematología del Colegio de Postgraduados, en donde analizaron y se identificaron los fitonematodos asociados a los cultivos muestreados. También se realizó un

experimento de evaluación de dos nematicidas químicos y uno orgánico para el control del “nematodo agallador de la raíz” (*Meloidogyne arenaria*) en el cultivo de piña, en Isla, Veracruz. Se encontraron 17 fitonematodos asociados a los cultivos muestreados: *Meloidogyne* sp., *Pratylenchus* sp., *Helicotylenchus* sp., *Xiphinema* sp., Familia Criconematidae, *Hoplolaimus* sp., *Tylenchirhynchus* sp., *Paratylenchus* sp., *Hemicycliophora* sp., *Heterodera* J2, *Trichodorus* sp., *Scutellonema* sp., *Rotylenchus* sp., *Radopholus* sp., *Longidorus* sp., *Nacobus aberrans* y *Aphelenchus* sp. Los de mayor importancia, fueron: *Meloidogyne* sp., *Pratylenchus* sp., *Helicotylenchus* sp., Familia Criconematidae, y *Tylenchirhynchus* sp., ya que se encontraron asociados a cultivos tropicales, hortalizas y ornamentales. Los nematicidas químicos Mocap Extra (etotrofos) y Nema-cur 400 (fenamifos), fueron los más eficientes en el control del “nematodo agallador de la raíz” (*M. arenaria*); ambos disminuyeron la población y tasa de reproducción del fitonematodo en el cultivo de piña. Nematrol Plus en dosis de 2.0 L/ha fue el tercer mejor tratamiento y puede ser una alternativa no química en el control de este nematodo en el cultivo de piña; pero, hace falta realizar más estudios sobre su actividad en el suelo para bajar las poblaciones de fitonematodos.

Palabras clave: Fitonematodos, piña, *Meloidogyne arenaria*, nematicida.

Abstract

The losses that the current agriculture undergoes due to the attack of phytoparasitic nematodes reach relevant values. Apart from the direct damage they cause in plants, they often cause wounds for the entry and establishment of fungi, bacteria and pathogenic viruses. Currently, the parasitic species associated with many crops in our country have not been identified. For this reason, a study was made with the purpose of identifying the phytonematodes associated with various crops in several agricultural regions of six states of the Mexican Republic, making their description and generating information on the chemical control of these. In the period from January to November 2015, soil and root samples were taken from various crops in the states of Veracruz, Chiapas, Oaxaca, Morelos, Mexico, Puebla and Sinaloa. The crops sampled were: potato, tomato, eggplant, lettuce, tomato shell, rose, carnation, chrysanthemum, gerbera, lilis, gypsophila, limonium, puppies, ruscus, banana, pineapple and sugar cane. The soil samples were sent to the Nematology Laboratory of the Postgraduate College, where they analyzed and identified the phytonematodes associated with the sampled crops. An experiment was also carried out to evaluate two chemical nematicides and one organic for the control of the "root-knot nematode" (*Meloidogyne arenaria*) in the pineapple crop in Isla, Veracruz. We found 17 phytonematodes associated to the sampled cultures: *Meloidogyne* sp., *Pratylenchus* sp., *Helicotylenchus* sp., *Xiphinema* sp., Family Criconematidae, *Hoplolaimus* sp., *Tylenchirhynchus* sp., *Paratylenchus* sp., *Hemicycliophora* sp., *Heterodera* J2., *Trichodorus* sp., *Scutellonema* sp., *Rotylenchus* sp., *Radopholus* sp., *Longidorus* sp., *Nacobus aberrans* and *Aphelenchus* sp. The most important were: *Meloidogyne* sp., *Pratylenchus* sp., *Helicotylenchus* sp., Family Criconematidae, and *Tylenchirhynchus* sp., since they were found associated with tropical crops, vegetables and ornamentals. The chemical nematicides Mocap Extra (etotrofos) and Nemaicur 400 (fenamifos), were the most efficient in the control of the "root-knot nematode" (*M. arenaria*); both decreased the population and reproduction rate of the phytonematode in the pineapple crop. Nematrol Plus at a dose of 2.0 L/ha was the third best treatment and may be a non-chemical alternative in the control of this nematode in the pineapple crop; but, it is

necessary to carry out more studies on its activity in the soil to lower the populations of phytonematodes.

Key words: Phytonematodes, pineapple, *Meloidogyne arenaria*, nematicide.

I. INTRODUCCIÓN

En los últimos años, las investigaciones realizadas en el campo de los fitonematodos han cobrado especial importancia, considerando los daños y pérdidas económicas que estos organismos ocasionan en cultivos de importancia económica. Si se comparan con los nematodos de vida libre, solo una pequeña cantidad de especies están involucradas en el parasitismo de plantas; sin embargo, atacan una amplia gama de cultivos, desde cultivos anuales hasta árboles frutales y establecen en muchos casos relaciones biotróficas de gran interés científico, superadas únicamente por la simbiosis (Fenoll y Ohi, 1996).

Las pérdidas que sufre la agricultura actual debido al ataque de nematodos endoparásitos sedentarios, alcanzan valores respetables. Por ejemplo, la presencia del “nematodo agallador de la raíz” (*Meloidogyne* sp.) en plantaciones comerciales de guayabo, constituye uno de los factores limitantes del cultivo, debido a las grandes pérdidas producidas; se estima una reducción en los rendimientos entre 48 a 57% (Suárez y Rosales, 1997). Además del daño directo que estos organismos ocasionan en las plantas, muchas veces dejan heridas para la entrada y establecimiento de hongos, bacterias y virus; estas cifras pudieran alcanzar valores aún mayores. Aunque actualmente se tiene claro el daño potencial que los nematodos endoparásitos representan para la agricultura, en general todavía existen dificultades para su control (Gómez y Montes, 2016).

En nuestro país existe una gran diversidad de regiones agrícolas, climas y microclimas, donde se desarrolla una extensa variedad de cultivos que van desde los anuales hasta los perennes, desde las hortalizas hasta los frutales e industriales. Estos cultivos, además de ser atacados por muchos patógenos, entre los que destacan los hongos, las bacterias y los virus, también son afectados por los nematodos; sin embargo, en muchos cultivos no se han identificado las especies parásitas asociadas a estos y mucho menos aquellas que ocasionan daños de importancia económica.

Se ha estudiado ampliamente a los hongos, bacterias y virus patógenos que afectan a los vegetales; prueba de ello, es que el número de especies identificadas se ha incrementado últimamente. Sin embargo, el avance en el estudio de los nematodos parásitos de plantas ha sido más lento. Por lo que, el propósito del presente estudio es proporcionar información sobre los nematodos asociados a cultivos hortícolas, florícolas y frutales que se encuentran comúnmente en climas tropicales, subtropicales y templados de la República Mexicana, para contribuir a mejorar la percepción de aquellos que constituyen un riesgo, así como la forma de enfrentar los problemas que de ellos se derivan.

II. OBJETIVOS E HIPÓTESIS

2.1. Objetivo general

Identificar los fitonematodos asociados a diferentes grupos de cultivos en varias regiones agrícolas de seis estados de la República Mexicana y determinar su distribución, así como generar información sobre sus características morfológicas y el control químico de éstos.

2.2. Objetivos específicos

- a) Muestrear el suelo de cultivos hortícolas, ornamentales, frutícolas e industriales de diferentes regiones agrícolas de seis estados de la República Mexicana.
- b) Identificar las especies de fitonematodos asociados a estos cultivos.
- c) Describir los fitonematodos identificados en los cultivos, y los síntomas y daños causados por éstos.
- d) Realizar una evaluación de insecticidas-nematicidas para el control químico del “nematodo agallador de la raíz” (*Meloidogyne arenaria*) en el cultivo de piña.

2.3. Hipótesis

- a) Existen fitonematodos asociados a los cultivos hortícolas, florícolas, frutales e industriales en zonas tropicales, semitropicales y templadas de seis estados de México.
- b) AL menos un insecticida-nematicida comercial reduce las poblaciones de del “nematodo agallador de la raíz” (*Meloidogyne arenaria*) en el cultivo de piña.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. Importancia de los fitonematodos

Los nematodos son gusanos redondos que constituyen el mayor filo de Asquelmintos con 12,000 especies descritas, aunque probablemente existen muchas más especies por identificar que las referidas actualmente. Hay nematodos de vida libre en el mar, agua dulce y suelo. Existen desde los polos hasta los trópicos; en todo tipo de ambientes, que incluyen desiertos, altas montañas y profundidades oceánicas. Además de los de vida libre, hay muchos nematodos parásitos; estos exhiben todos los grados de parasitismo y atacan generalmente a todos los grupos de plantas y animales. Numerosas especies infestan a los cultivos agrícolas, animales domésticos y al hombre (Ruppert y Barnes, 2000).

Los daños por fitonematodos en cultivos hortícolas pueden reducir hasta un 60% de la producción. El “nematodo agallador de la raíz” (*Meloidogyne* spp.) se encuentra dentro de los nematodos causantes de los daños más importantes en varios cultivos (Monfort *et al.*, 2007). Además, la presencia de fitonematodos en suelos agrícolas es un problema que implica el uso de nematicidas químicos que en muchas ocasiones los productores no aplican cuidadosamente y, en consecuencia, tienden a deteriorar la calidad del suelo, afectan la actividad microbiana de éste y favorecen la generación de resistencia de los patógenos a los productos.

El término nematodo es asociado por los agricultores con daños severos a sus cultivos y, sobre todo, con una plaga difícil de controlar. Múltiples cultivos son afectados por distintas especies de nematodos: Cereales, frutales, hortalizas y ornamentales. Papa, tomate, pimiento, melón, berenjena, sandía, ajo y zanahoria, se encuentran entre los cultivos hortícolas huéspedes de nematodos parásitos (Figura 1). Los problemas ocasionados por los nematodos suelen estar concentrados en áreas definidas de los cultivos, donde las plantas desarrollan poco y decaen (Merino-Pacheco, 2004).



Figura 1. Cultivo de papa afectado por fitonematodos.

Desde el punto de vista agrícola, los nematodos sedentarios son frecuentemente responsables de reducciones en la productividad de muchas cosechas, en ocasiones con efectos catastróficos. Se considera que el género *Meloidogyne* es, sin duda, uno de los agentes principales que afectan las explotaciones hortícolas intensivas, sobre todo en las regiones tropicales del mundo, dado que las altas temperaturas favorecen su desarrollo. Los cultivos atacados generalmente son especies de alto valor en el mercado, por lo que una disminución de la productividad y calidad supone un costo económico elevado (Sanz-Alfárez *et al.*, 1995). *Meloidogyne* spp. y otros fitonematodos, como *Nacobbus* spp., *Pratylenchus* spp. y *Ditylenchus* spp., afectan la producción de cultivos tan importantes como la papa (Hooker, 1980; León, 1988) y el jitomate (Aquino, 2016).

El género *Meloidogyne* incluye un grupo de nematodos del suelo de gran importancia económica, debido a que causan pérdidas significativas en la producción de diversos cultivos. Es un endoparásito sedentario que se caracteriza por tener un estilete

pequeño. Las hembras inmaduras y juveniles entran al tejido de la planta, donde desarrollan un sitio de alimentación fijo e inducen la formación de un sofisticado sistema trófico de células de abrigo, llamado sincitia (células gigantes), las cuales se tornan inmóviles y adquieren una forma abultada para formar y depositar los huevos (Guzmán *et al.*, 2012).

Los fitonematodos del género *Pratylenchus* ocasionan lesiones en la raíz y otras partes del sistema radical de las plantas. Generalmente, *Pratylenchus penetrans* es un parásito de la raíz de la papa; mientras que otras especies, como *P. brachyurus* y *P. scribneri*, causan daños de consideración en los tubérculos, en los que provocan lesiones visibles cuando el número de nematodos es alto en una pequeña área. Los nematodos lesionantes están asociados a menudo con hongos que provocan marchitamientos como *Fusarium* spp. y *Verticillium* spp (Hooker, 1980). Además de la papa *Pratylenchus*, tiene un amplio rango de hospederos que incluye más de 164 especies botánicas (Meza, 2017).

Otro género de nematodo de importancia económica es *Ditylenchus*, de éste destacan las especies *D. destructor* y *D. dipsaci*. El primero ataca al cultivo de papa, en el cual bajo condiciones ambientales favorables en campo y almacén, los tubérculos pueden llegar a destruirse completamente, como consecuencia de una pudrición bacteriana húmeda. Este nematodo no se encuentra en los tallos ni en las hojas, ya que su ataque se confina a las partes subterráneas de la planta, principalmente los estolones y tubérculos; posee un amplio rango de hospedantes entre plantas superiores y hongos del suelo (Hooker, 1980). En cambio *D. dipsaci*, “nematodo de los tallos y bulbos”, es el de mayor importancia económica en la agricultura, por los daños y pérdidas que ocasiona. Es considerado como una de las limitantes para la producción agrícola en zonas templadas y mediterráneas. Los hábitos alimenticios de endoparasitismo migratorio que presenta este nematodo hace que sea considerado un polífago de excelencia, pues tiene alrededor de 500 especies de plantas huéspedes, entre las que destacan cultivos de importancia económica, como papa, remolacha, chícharo, frijol,

alfalfa, cebolla, ajo, narciso y fresa, provocando pérdidas económicas (SENASICA, 2013).

3.2. Morfología y anatomía

Los nematodos parásitos de plantas son organismos pluricelulares que miden generalmente menos de 2 mm de largo. A pesar de su tamaño diminuto, su organización es bastante compleja. Poseen todos los órganos y sistemas de órganos encontrados en los animales superiores, excepto los sistemas circulatorio y respiratorio, los cuales no están definidos. La mayor parte de estos organismos son generalmente alargados y cilíndricos (Figura 2); sin embargo, en el caso de las hembras de algunas especies fitoparásitas, cambian su forma cilíndrica por la de saco, riñón u otras, mostrando así un dimorfismo sexual entre la hembra y el macho, aunque en otros casos el macho es quien presenta diferencias menos marcadas (Bello *et al.*, 1994).

Su sistema digestivo consta de boca, esófago e intestino. La boca en la mayoría de estos organismos esta provista de un estilete. Dicha estructura está habilitada con un conducto interior y una musculatura que permite que el órgano sea retráctil y se pueda introducir en la raíz y los tejidos de la planta para su alimentación (Bello *et al.*, 1994).

3.3. Clasificación

Los nematodos parásitos de plantas pertenecen al Phylum Nematoda. Este filo se divide en dos clases: Adenophorea (Aphasmidia) y Secernentea (Phasmidia). La primera agrupa en su mayoría a especies de vida libre y algunas fitoparásitas. La segunda incluye a la mayoría de especies fitoparásitas (Ruppert y Barnes, 2000). Generalmente se clasifican en dos grandes grupos en relación a su posición en el tejido vegetal, o sea, al tipo de relación biotrófica establecida con la planta hospedera (Bello *et al.*, 1994). En este sentido, se ubican de la siguiente forma: nematodos ectoparásitos y nematodos endoparásitos. Los ectoparásitos son aquellos que atacan

la parte exterior de los tejidos; se alimentan introduciendo su estilete en los tejidos vegetales, pero cumplen todo o casi todo su ciclo de vida en el exterior de la planta huésped (Sijmons, 1993). Los endoparásitos penetran el tejido vegetal (total o parcialmente). Este grupo pasa al menos una etapa de su vida en el interior de los tejidos donde se alimenta y, como consecuencia, produce serias lesiones: nódulos, agallas y deformaciones, entre otras (Escobar *et al.*, 1999). Su persistencia en los tejidos por largos períodos supone el establecimiento de una relación huésped-patógeno muy compleja (Milligans *et al.*, 1998; Sanz-Alfárez *et al.*, 1999).

Los endoparásitos se dividen en: migratorios y sedentarios. Los migratorios, en cualquier estado de desarrollo, excepto el de huevo, se mueven a través y fuera de los tejidos del hospedero. Existen endoparásitos migratorios de partes aéreas y migratorios de partes subterráneas. Los endoparásitos sedentarios pueden ser divididos en dos grupos: los nematodos formadores de quistes y los nematodos formadores de nódulos o agallas en la raíz. Dentro de este último grupo se encuentran ubicados los géneros *Meloidogyne* y *Globodera* (Herreros *et al.*, 2001).

3.4. Reproducción

Generalmente, los nematodos se reproducen de forma sexual, pero algunas especies presentan reproducción partenogenética (Sijmons, 1993). En la mayoría de casos se pueden distinguir los dos sexos, aunque algunas especies son hermafroditas. Durante el acto sexual, una espícula sale de la cloaca del macho y se introduce en el poro genital de la hembra, por lo tanto se trata de una fecundación interna. La hembra es capaz de gestar desde centenares de crías hasta varios millones, siempre a través de la formación de huevos.

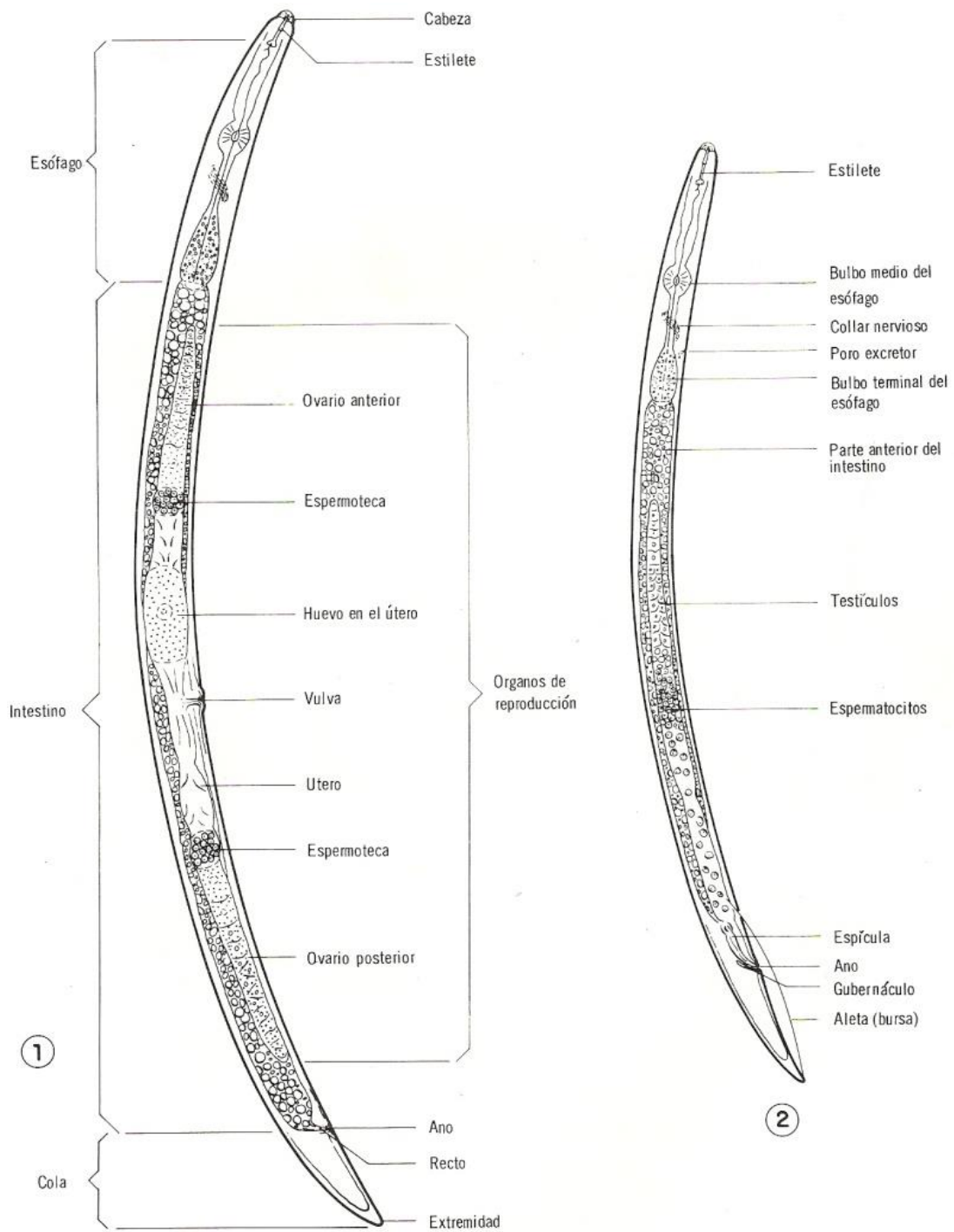


Figura 2. Morfología de los nematodos fitoparásitos: (1) hembra y (2) macho. Fuente: Taylor, 1971.

3.5. Ciclo biológico

El ciclo de vida es simple y se divide en seis estadios: huevo, cuatro estados larvarios y adulto (Sijmons, 1993) (Figura 3). Inicia con la eclosión de los huevos y luego la invasión de la raíz por los estadios infectivos. Estos estadios son larvas de vida libre que habitan en la micela de agua presente en los suelos y que necesitan penetrar en la raíz para completar su ciclo reproductivo. Cuando estos estadios alcanzan la raíz, comienzan a explorar su superficie y seleccionan una región particular para penetrar. Esta región es la zona de elongación, donde las células del meristemo apical se preparan para la diferenciación celular. Han sido propuestas algunas posibilidades para la selección de este sitio, desde el reconocimiento de moléculas específicas en la superficie de la raíz, hasta señales físicas o químicas (Perry, 1997). Una vez que se produce el reconocimiento de esta región entonces se produce la invasión. Al penetrar la raíz se produce una migración intercelular o intracelular según el tipo de nematodo, que concluye en el cilindro vascular. Los nematodos seleccionan entonces una célula específica como precursora para la formación de un sitio de alimentación, estructura en la que permanecen durante su desarrollo, hasta completar su reproducción (Fenoll *et al.*, 1997; Wyss, 1997; Herreros *et al.*, 2001). Las células que conforman estas estructuras dejan de manifestar su patrón normal de crecimiento, su maquinaria biosintética se pone al servicio del nematodo. Poco después de iniciada la alimentación los nematodos comienzan a inmovilizarse. En el interior de los tejidos sufren tres mudas, hasta alcanzar su madurez sexual. Los machos abandonan la raíz y las hembras comienzan a engrosar su cuerpo. Como resultado de este engrosamiento provocan la ruptura de los tejidos quedando conectados con sus estilete al sitio de alimentación y el resto del cuerpo expuesto en la superficie de la raíz (Sijmons, 1993).

Los huevos igualmente quedan en el exterior de los tejidos hasta su eclosión. Pueden estar dentro de la hembra formando quistes (nematodos formadores de quistes) o inmersos en una matriz gelatinosa (nematodos productores de agallas). Dentro de los huevos se forma el primer estadio larval y se produce la primera muda antes de alcanzar el estado en el cual eclosionan. La producción de huevos es un proceso muy

perjudicial para la planta infectada; la formación de los mismos supone una gran demanda de agua, nutrientes y fotosintatos (Fenoll y Del Campo, 1998).

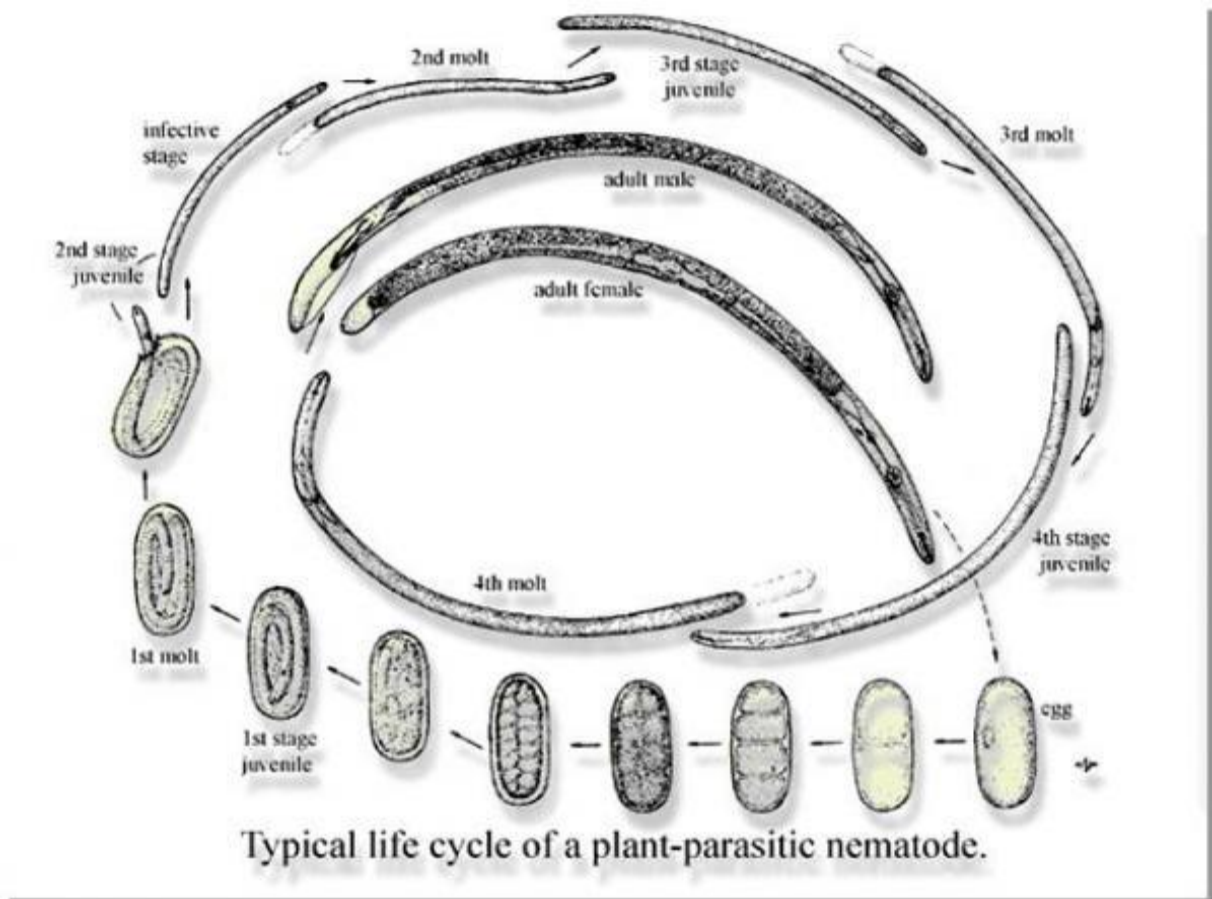


Figura 3. Ciclo biológico típico de un nematodo parásito de plantas.

En el caso de los nematodos formadores de quistes, el macho se desarrolla más rápido. Se plantea que deja de alimentarse después de la tercera muda y emerge de la cutícula en estado de J3, moviéndose hacia las hembras guiado por la atracción de feromonas. La mayoría de las especies exhiben una reproducción sexual. El ciclo se desarrolla entre 3 y 8 semanas, dependiendo del hospedero y de las condiciones ambientales. Con el tiempo, el cuerpo del nematodo se endurece dando lugar a la formación de un quiste (Sijmons, 1993). En los nematodos formadores de nódulos la reproducción es partenogenética, aunque se encuentran machos. Como resultado de la infección se forma una agalla o nódulo en la raíz, frecuentemente empleado para

diagnosticar la infección. La extensión de la agalla depende de la población de nematodos en particular y de la especie hospedera. El ciclo de vida dura aproximadamente 6 semanas. Al finalizar, el nematodo muere y la célula gigante degenera (Fenoll y Del Campo, 1998).

3.6. Síntomas y daños

El daño ocasionado en las plantas por los fitonematodos, se caracteriza por enanismo, marchitamiento prematuro, amarillamiento de las hojas (Figura 4), malformación de raíces y signos típicos de deficiencias nutricionales frecuentemente muy evidentes que, generalmente, ocurren en zonas específicas o rodetes en el campo, como resultado de la distribución irregular de los nematodos en el suelo (Crozzoli, 2009).



Figura 4. Marchitez y muerte de plantas de ajo por el ataque del “nematodo de los bulbos y tallos (*Ditylenchus dipsaci*)”.

En el caso de los nematodos formadores de quistes el macho se desarrolla más rápido. Se plantea que deja de alimentarse después de la tercera muda y emerge de la cutícula en estado de J3 moviéndose hacia las hembras guiado por la atracción de feromonas.

La mayoría de las especies exhiben una reproducción sexual. El ciclo se desarrolla entre 3 y 8 semanas, dependiendo del hospedero y de las condiciones ambientales. Con el tiempo, el cuerpo del nematodo se endurece dando lugar a la formación de un quiste (Sijmons, 1993). En los nematodos formadores de nódulos la reproducción es partenogenética, aunque se encuentran machos. Como resultado de la infección se forma una agalla o nódulo en la raíz frecuentemente empleado para diagnosticar la infección. La extensión de la agalla depende de la población de nematodos en particular y de la especie hospedera. El ciclo de vida dura aproximadamente 6 semanas, al finalizar el nematodo muere y la célula gigante degenera (Fenoll y Del Campo, 1998).

Los nematodos endoparásitos agrupan especies altamente polífagas que producen afectaciones en diversos cultivos que incluyen temporales y perennes (Del Campo *et al.*, 1996). Se reportan daños en tomate, pepino, pimiento, guayabo, melón de agua, café, papa, entre otros (Fernández, 1991; Talavera *et al.*, 1999; Rodríguez *et al.*, 2001). Dependiendo del tipo de nematodo que parasite la planta, en las raíces se pueden observar síntomas específicos, como la formación de nódulos, en el caso del género *Meloidogyne* (Figura 5); pequeños engrosamientos en los ápices radicales, se llegan a formar nódulos o “agallas”; necrosis en el punto de alimentación, con carácter general cuando se trata de nematodos ectoparásitos, y putrefacción, en situaciones de interacciones de nematodos con bacterias u hongos (Abad *et al.*, 2003).

El daño que ocasionan a los vegetales se debe principalmente a la alteración de los tejidos vasculares de la raíz, que reduce sustancialmente la absorción de nutrientes y agua con el consiguiente debilitamiento de la planta y disminución del rendimiento. Además, los efectos negativos de *Meloidogyne* se agravan en algunas ocasiones por interacciones con otros patógenos (Diez *et al.*, 2010). Los fitonematodos que provocan agallas, como *Meloidogyne*, rompen las células de la planta, disuelven la pared celular o inducen cambios fisiológicos en el tejido radical como resultado de la inyección de sustancias fitotóxicas a través de su estilete (Malakeberhan y Ferris, 1989). Esto se refleja en los tejidos aéreos como crecimiento deficiente de tallos y clorosis de hojas,

provocado por una predisposición de la planta al ataque de otros microorganismos patógenos, como hongos, bacterias y virus que penetran la planta (Brown *et al.*, 1995; Guzmán *et al.*, 2012).



Figura 5. Agallas radicales provocadas por el fitonematodo *Meloidogyne* spp.

3.7. Estrategias de control

El control de los nematodos parásitos de plantas debe considerar medidas complejas, como: a) medidas sanitarias y de cuarentena; b) prácticas culturales, especialmente aquellas que controlan la temperatura y humedad del suelo; c) resistencia y tolerancia que realmente tienen eficacia limitada, debido a la gran variedad de formas bajo las cuales aparecen estos parásitos; d) agentes de control biológico; e) controles físicos como solarización y aplicación de vapor de agua; y f) el control químico basado en fumigaciones y aplicaciones líquidas de desinfectantes del suelo (Merino-Pacheco, 2004).

Hasta hace muy pocos años, el control de fitonematodos se realizaba mediante el empleo de agroquímicos, uso de cultivares resistentes (resistencia natural) y determinadas prácticas de manejo agronómico. El control químico en muchos casos resultó insuficiente, con la agravante de la contaminación ocasionada por el uso indiscriminado de productos demasiado tóxicos y residuales. Existe una tendencia mundial hacia evitar los riesgos de la aplicación de plaguicidas para los agricultores y

los consumidores. Una estrategia promisoría para el control de estos organismos puede ser el uso de cultivares resistentes la cual se ha ido fortaleciendo a medida que ha evolucionado el conocimiento científico en estos últimos años.

Control cultural. La reducción de las poblaciones de nematodos en el suelo antes de la siembra y el uso de material vegetal libre de nematodos, son factores de gran importancia para el manejo de los nematodos endoparásitos, especialmente *R. similis*. Cormos o hijuelos ligeramente infestados pueden ser tratados para eliminar los nematodos (Sarah *et al.*, 1996); es por ello que la limpieza de los colinos mediante la técnica de “pelado”, seguido por inmersión en agua caliente (52-55°C por 15-20 min), ha sido una práctica común y muy efectiva en América Central y en Australia. Sin embargo, los tratamientos con agua caliente requieren mano de obra abundante y control cuidadoso siendo la temperatura y el tiempo de exposición críticos para que sean efectivos y no causen daño a los cormos (Sarah *et al.*, 1996; Hauser, 2003; Guzmán y Castaño, 2004).

Control genético. La aparición de la ingeniería genética ha permitido obtener plantas resistentes por medio de la introducción de genes. Esta innovación empleada en la fitonematología, ha tenido sus limitaciones, porque en muchos casos las plantas confieren sólo resistencia a una especie de nematodo en cuestión. Existen proyectos de investigación que persiguen obtener plantas resistentes, que confieran resistencia a más de una especie de nematodo. El primer reporte ha sido en remolacha azucarera, confiriendo resistencia a nematodos formadores de quites (Cai *et al.*, 1997; Fenoll y Del Campo, 1998).

El incremento del conocimiento de eventos precisos que tienen lugar durante el proceso de infección provocado por algunos nematodos está posibilitando designar nuevas estrategias basadas en el empleo de plantas resistentes obtenidas por ingeniería genética. Las investigaciones deberían enfocarse sobre los sitios de alimentación, ya sea bloqueando su inducción o interfiriendo en su normal funcionamiento, de manera que los nematodos no puedan completar su ciclo

reproductivo (Del Campo *et al.*, 1996; Fenoll y Del Campo, 1998; Herreros *et al.*, 2001). Para ello las investigaciones se han dirigido en dos sentidos, ambos basados en el uso de promotores más o menos específicos de los SA y estas son: 1) prevenir la acumulación del producto de determinados genes que son esenciales para la alimentación del nematodo, y 2) provocar la expresión de proteínas citotóxicas en estos sitios.

Biofumigación del suelo. La biofumigación se define como el control de plagas y patógenos edáficos por medio de la liberación al suelo de compuestos, en su mayoría volátiles, originados por la descomposición de restos orgánicos; las sustancias generadas tienen actividad biocida, ya que incluyen compuestos de amonio, ácido acético y azufrados (Bello *et al.*, 2000; Perniola *et al.*, 2012). Los materiales orgánicos empleados para realizar la biofumigación en el manejo de patógenos de la raíz de las plantas, suelen ser heterogéneos, no solo en cuanto a su composición química, sino también en relación a su composición microbiana, así como a su grado de madurez, lo cual puede hacer que su acción en la biodesinfección de suelos sea totalmente diferente, por lo que pueden variar los procesos o compuestos que regulan las poblaciones de organismos patógenos (Castro *et al.*, 2011).

El término biodesinfección de suelos se fundamenta en el uso de las sustancias volátiles u otros procesos químicos o biológicos generados durante la descomposición de la materia orgánica para el manejo de organismos patógenos de los vegetales de origen edáfico. La biofumigación es una biodesinfección que se puede utilizar para contrarrestar los daños causados por *Meloidogyne* y otros fitonematodos; produce efectos supresivos asociados a la liberación de isotiocianatos, generados durante la hidrólisis de los glucosinolatos mediante la acción de la enzima mirosinasa, presente en las Brassicas (Lazzeri y Manici 2000; Lazzeri *et al.*, 2004).

La biofumigación del suelo con nabo aventurero *Brassica* spp. en el cultivo de jitomate bajo invernadero, ejerció un control sobre el número de agallas por planta, número de hembras por agalla y número de J2 por planta de *Meloidogyne enterolobi*,

encontrando, que a mayor dosis de *Brassica*, el control del fitonematodo aumentó. Las dosis de 3 y 4 kg.m⁻² de nabo incrementaron el peso de fruto por planta y el rendimiento por unidad de superficie (Rodríguez, 2016).

Solarización. Este método consiste en el uso de la energía solar como fuente de calor para conseguir una desinfección física del suelo, al cubrirlo con una lámina de polietileno transparente (de distinto grosor), en donde previamente se ha realizado un riego abundante. El calor generado por la radiación solar es absorbido por el suelo húmedo bajo el plástico. Dicho proceso hidrotérmico hace que la solarización sea una medida de control eficaz contra los organismos fitopatógenos del suelo.

Al respecto, Mejías *et al.* (1995) realizaron un estudio empleando láminas de polietileno transparente de 0.05 mm (200 galgas) de grosor en una sola lámina o con doble lámina y distinto periodo de duración del tratamiento. Los resultados del experimento indicaron que el empleo de la energía solar es una medida eficaz y no contaminante contra el nematodo agallador de la raíz (*M. incognita*). La eficacia obtenida es similar a la conseguida por tratamientos químicos, pero con mayor persistencia y con la ventaja de suprimir la presencia de residuos tóxicos en el suelo. Sin embargo, la necesidad de altas temperaturas para lograr un buen resultado limita esta técnica durante el periodo de meses de altas temperaturas; asimismo, el tiempo de exposición se fija en un mes. Por lo que, es un inconveniente para su empleo. La solarización del suelo no puede considerarse como un tratamiento de desinfección completa, sino que debe complementarse como un procedimiento para reducir las poblaciones de fitonematodos.

Control biológico. La selección de la fuente de cormos-semilla, el nuevo campo y el uso de insumos biológicos son esenciales para el manejo adecuado de los nematodos fitoparásitos. Estos últimos tienen varias ventajas, tanto en el ámbito económico como en el ámbito ecológico, puesto que al utilizarlos se disminuyen los costos de producción y se reduce la contaminación del medio ambiente. Entre los insumos biológicos más utilizados se encuentran las micorrizas arbusculares (MA), y las bacterias promotoras de crecimiento vegetal (BPCV), las cuales contribuyen

positivamente en la nutrición y crecimiento de las plantas, y al mismo tiempo, en el manejo de patógenos radicales y aéreos (Sánchez, 2007).

Las BPCV son bacterias de vida libre o asociativa que habitan la rizosfera y pueden estimular el crecimiento de las plantas a través de varios mecanismos como síntesis de sustancias reguladoras del crecimiento vegetal, fijación de nitrógeno, solubilización de nutrientes, producción de sideróforos y control de fitopatógenos del suelo. Los microorganismos más estudiados pertenecen a los géneros *Azospirillum*, *Azotobacter*, *Klebsiella*, *Beijerinckia*, *Pseudomonas* y *Bacillus*; algunos de los cuales sobreviven en condiciones de estrés (Loredo *et al.*, 2004). Las BPCV pueden ser de vida libre o asociativas, aerobias, anaerobias o anaerobias facultativas (Rodríguez, 1995).

Los mecanismos de acción de *Bacillus* spp. incluyen competencia por espacio y nutrientes, antibiosis e inducción de resistencia. Además, *Bacillus* tiene un efecto comprobado en la promoción de crecimiento de las plantas. La capacidad de *Bacillus* de formar esporas que sobreviven y permanecen metabólicamente activas bajo condiciones adversas, las hace apropiadas para la formulación de productos viables y estables para el control biológico. *B. subtilis* es uno de los más eficientes agentes de biocontrol, el cual exhibe actividad antagonista contra varios hongos y bacterias patogénicas. Este antagonismo se ha atribuido a la producción de antibióticos y a la capacidad de colonización en las plantas (Chaves, 2007).

B. subtilis es una bacteria Gram positiva, que produce endosporas termo resistentes y también resistentes a factores físicos perjudiciales como la desecación, la radiación, los ácidos y los desinfectantes químicos, además produce enzimas hidrofílicas extracelulares que descomponen polisacáridos y ácidos nucleicos, permitiendo que el organismo emplee estos productos como fuente de carbono; produce antibióticos como la bacitracina, polimixina, gramicidina y circulina; fermenta la caseína y el almidón, y sobrevive dentro de los límites de 55 a 70°C. *B. subtilis* promueve el desarrollo de las plantas y previene las enfermedades originadas en el suelo causadas por *Sclerotium rolfsii*, *Fusarium* spp., *Verticillium* spp., *Sclerotinia sclerotiorum*,

Phytophthora capsici, *Pythium* spp., el nematodo formador de nudos en raíces (*Meloidogyne* spp.), y *Rhizoctonia solani*, agente causante de la enfermedad denominada “Mal del talluelo” del algodónero (Cuervo, 2010).

Paecilomyces lilacinus (Thom) Samson, reclasificado como *Purpureocillium lilacinum* (Thom) Luangsa-Ard *et al.* (2011), es un hongo que controla fitonematodos, principalmente especies del nematodo formador de nudos *Meloidogyne* spp. Este hongo parasita huevos, adultos y quistes de nematodos. También puede afectar nematodos móviles que están fuera de las raíces. De modo que puede infectar cualquiera de estos estadios del nematodo, causándoles la muerte o evitando que el nematodo complete su ciclo de vida, disminuyendo de esa manera las poblaciones en el campo. En ausencia de nematodos el hongo puede sobrevivir como saprófito en el suelo (FUNICA, 2009). En la naturaleza *P. lilacinum* se encuentra como habitante del suelo. Este hongo tiene la habilidad de sobrevivir en materia orgánica y siempre se encuentra presente en el campo, principalmente en zonas húmedas y donde hay bastantes insectos plaga. *P. lilacinum* es también patógeno de insectos, pero su mayor relevancia es como patógeno de fitonematodos, ya que causa una tasa de mortalidad alta de estos, reduciendo sus poblaciones en los cultivos (FUNICA, 2009; Vergara *et al.*, 2012).

Valencia *et al.* (2014), realizaron un estudio sobre manejo integrado de nematodos parásitos del plátano dominico, ensayando los siguientes tratamientos: cormos con limpieza sanitaria sin aplicación de productos (T1), cormos con limpieza sanitaria + MA (T2), cormos con limpieza sanitaria + *P. lilacinum* (T3), cormos con limpieza sanitaria + *B. subtilis* (T4), y cormos con limpieza sanitaria + MA + *P. lilacinum* + *B. subtilis* (T5). El anterior procedimiento también se aplicó a cormos tradicionales sembrados en suelo sin esterilizar (T6 a T10, respectivamente). En los tratamientos que fueron establecidos en suelo esterilizado y cormos con limpieza sanitaria, no hubo presencia de nematodos fitoparásitos del plátano de los géneros *Radopholus*, *Meloidogyne* y *Helicotylenchus*. Los tratamientos en los cuales se usó suelo infestado y cormos con limpieza sanitaria, presentaron una disminución de hasta un 64% en la población de nematodos

fitoparásitos en comparación con la inicial y mostraron una cantidad de nematodos menor al testigo. De estos tratamientos el que menor población presentó fue el T10 (Suelo infestado + cormos con limpieza sanitaria + MA + *P. lilacinum* + *B. subtilis*) con una población promedio de 472 nematodos fitoparásitos en 100 g de suelo.

Con el fin de demostrar la eficacia de *Paecilomyces lilacinus* sobre la nodulación radicular producida por *Meloidogyne incognita* que parasita a *Capsicum annum*, “pimiento piquillo”, cultivado en condiciones de invernadero, se ensayaron cuatro grupos experimentales dos semanas antes del trasplante, *P. lilacinus* a 10, 20, 30 y 40 kg/ha. Los resultados mostraron que los tratamientos con *P. lilacinus* a dosis de 30 y 40 kg/ha presentaron los más bajos niveles de severidad y los más altos niveles de eficacia. La aplicación de este agente de control biológico es una alternativa como parte del manejo integrado del nematodo del nódulo radical (Fernández-Santillán, 2016).

Control químico. Es otro método efectivo para controlar nematodos, en el cual se emplean productos químicos denominados nematicidas. El objetivo del control químico es reducir las poblaciones hasta un nivel que no limite el funcionamiento normal de raíces y raicillas, de manera que se asegure un buen crecimiento y desarrollo de las plantas tratadas. Los tratamientos pueden ser de pre y postplantación. Existen diferentes productos que se pueden aplicar para el control de nematodos en tomate y pimiento; por ejemplo, en la desinfección de los almácigos, se recomiendan los productos: Carbodan 10% G (carbofuran), Curater 10% G (carbofuran), Nematicur 40% EC (fenamifos), Furadan 4F (carbofuran), Mocap 6% EC (etoprofos), Cierito 900 EC y Temik, 15% G (aldicarb). El Carbodan 10% G, Curater y Temik son productos granulares y deben aplicarse localizados e incorporados al suelo a 20 cm de profundidad, tapando y regando en forma lenta. Furadan, Nematicur, Mocap y Cierito 900 son solubles en agua, por lo cual pueden aplicarse con aspersora de mochila, motobomba, o bien, incorporados más eficientemente en el sistema de riego por goteo

(EcuRed). El insecticida-nematicida Temik está prohibido en México y en otros países (Aquino, 2014).

Entre los ingredientes activos más utilizados como nematicidas en nuestro país, están los siguientes: Cadusafos (Rugby 10G), carbofuran (Furadan 5G y Furadan 350), fenamifos (Nemacur 400), terbufos (Counter 5G y Counter 15G), y oxamil (Vydate-L) (Aquino, 2014). Un ingrediente activo relativamente nuevo en México es fluopyram, registrado con el nombre comercial de Verango Prime (Fluopyram) (Bayer de México, 2017).

Calvo y López (1980) evaluaron cinco nematicidas en dos cultivares de tabaco para el control de *Meloidogyne incognita*: Etoprofos (Mocap 5% G), el fenamifos (Nemacur 5% G), el carbofuran (Furadan 5% G), el fensulfotión (Terracur P 5% G) y oxamyl (Vydate L 24% C.E.), en dosis de 7.5, 6, 4 y 3 kg ia/ha, respectivamente. Todos los productos causaron una reducción significativa del índice de nódulos radicales de ambos cultivares a los 45 y 115 días después del trasplante. Sin embargo, la densidad poblacional de larvas del nematodo en el suelo aumentó considerablemente al momento de la cosecha.

Peláez-Arroyo *et al.* (2015), evaluaron dos nematicidas químicos: Furadan (Carbofuran 2 mL L⁻¹) y Vydate-L (Oxamil 2 mL L⁻¹) para el control del “nematodo agallador de las raíces” (*Meloidogyne incognita*) de papayo cv. Maradol. Los resultados evaluados señalan que ambos productos químicos fueron eficientes en el control del nematodo.

Abuslin y Vaca (2017), evaluaron el control del nematodo nodulador de la raíz *Meloidogyne incognita* en el cultivo de tomate utilizando los hongos *Pochonia chlamydosporia*, *Paecilomyces lilacinus*, el extracto botánico *Tagetes patula* y el nematicida oxamyl. Los tratamientos oxamil y *Paecilomyces lilacinus* redujeron la población inicial de nematodos en 100%, los tratamientos de *Pochonia chlamydosporia* y *Tagetes patula*, redujeron la población inicial en 84 y 88%, respectivamente.

3.8. Fitonematodos asociados a los cultivos en estudio

Según Montes (1979), los fitonematodos asociados a los cultivos de jitomate, piña, plátano y ornamentales son los siguientes:

Jitomate: *Aphelenchoides* sp., *Aphelenchus* sp., *Globodera rostochiensis*, *Helicotylenchus* sp., *Hemicycliophora* sp., *Meloidogyne* sp., *Meloidogyne incognita*, *Nothotylenchus* sp., *Pratylenchus* sp., *Psilenchus* sp., *Quinisulcius* sp., *Trophurus* sp., *Tylenchorhynchus* sp., *Tylenchus* sp. y *Xiphinema* sp.

Papa: *Aphelenchoides* sp., *Aphelenchus* sp., *Aphelenchus radicolus*, *Ditylenchus* sp., *Ditylenchus dipsaci*, *Ditylenchus destructor*, *Globodera rostochiensis*, *Helicotylenchus* sp., *Helicotylenchus dogonicus*, *Helicotylenchus nannus*, *Hemicycliophora* sp., *Hoplolaimus tylenchiformis*, *Meloidogyne* sp., *Meloidogyne incognita*, *Meloidogyne hapla*, *Pratylenchus* sp., *Pratylenchus pratensis*, *Tylenchulus* sp., *Tylenchorhynchus claytoni*, *Tylenchus costatus*, *Tylenchus davainei* y *Xiphinema* sp.

Pepino: *Macrosposthomia caballeroi*, *Meloidogyne incognita*, *Criconema* sp., *Criconema palmatum*, *Criconemoides* sp. y *Xiphinema* sp.

Plátano: *Aphelenchus avenae*, *Belonolaimus* sp., *Helicotylenchus* sp., *Helicotylenchus multicine*, *Helicotylenchus erythrinae*, *Helicotylenchus dyhiste*, *Hoplolaimus* sp., *Meloidogyne* sp., *M. incognita*, *Pratylenchus* sp., *P. pratensis*, *P. brachyurus*, *Radopholus similis*, *Scutellonema* sp., *Scutellonema brachyurum*, *Tylenchorhynchus* sp., *Tylenchorhynchus crassi*, *Tylenchus* sp., *Tylenchulus semipenetrans* y *Xiphinema* sp.

Piña: *Criconema* sp., *Criconemoides* sp., *Helicotylenchus* sp., *Longidorus* sp., *Macrosposthomia ferniae*, *M. ornata*, *Meloidogyne* sp., *Pratylenchus* sp., *Psilenchus* sp., *Trophurus* sp., *Tylenchorhynchus* sp., *Tylenchus* sp. y *Xiphinema* sp.

Cafeto: *Aphelenchoides* sp., *Aphelenchus* sp., *Helicotylenchus* sp., *Meloidogyne* sp., *M. exigua*, *M. incognita*, *Pratylenchus coffeae*, *Psilenchus* sp., *Radopholus* sp., *Tylenchus* sp. y *Xiphinema* sp.

Clavel: *Aphelenchus* sp., *Helicotylenchus* sp., *Macrosposthomia* sp., *Meloidogyne* sp., *Paratylenchus* sp. *Pratylenchus* sp., *Tylenchorhynchus* sp., y *Xiphinema* sp.

Rosal: *Rotylenchus* sp.

En un estudio de monitoreo de enfermedades que afectan a los cultivos ornamentales en la zona florícola en los años 2011-2012, Aquino *et al.* (2013), encontraron los siguientes fitonematodos a estos cultivos:

Clavel: *Meloidogyne* sp. “nematodo agallador de la raíz”, *Tylenchus* sp. “nematodo cola de ratón” y *Aphelenchus* sp. “nematodo parásito de hongos”.

Crisantemo: *Meloidogyne* sp. “nematodo agallador de la raíz”, *Pratylenchus* sp. “nematodo de las lesiones radicales”, *Criconemoides* sp. “nematodo anillado”, *Tylenchus* sp. “nematodo cola de ratón”, y *Aphelenchus* sp. “nematodo parásito de hongos”.

Gerbera: *Meloidogyne* sp. “nematodo agallador”, *Pratylenchus* sp. “nematodo lesionante”, *Criconemoides* sp. “nematodo anillado”, *Tylenchus* sp. “nematodo cola de ratón” y *Aphelenchus* sp. “nematodo parásito de hongos”.

Rosa: *Meloidogyne* sp. “nematodo agallador”, *Ditylenchus* sp. “nematodo de los tallos y bulbos”, *Pratylenchus* sp. “nematodo lesionante”, *Criconemoides* sp. “nematodo anillado”, *Helicotylenchus* sp. “nematodo espiralado”, *Tylenchorhynchus* sp., *Tylenchus* sp. “nematodo cola de ratón” y *Aphelenchus* sp. “nematodo parásito de hongos”.

Solidago: *Criconemoides* sp. “nematodo anillado”, *Helicotylenchus* sp. “nematodo espiralado”, *Tylenchus* sp. “nematodo cola de ratón” y *Aphelenchus* sp. “nematodo parásito de hongos”.

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. Ubicación de las zonas de estudio

Este estudio se llevó a cabo durante el 2015, en varias regiones agrícolas de seis estados de la República Mexicana: Veracruz, Chiapas, Oaxaca, Morelos, México, Puebla y Sinaloa. La identificación de los fitonematodos de la raíz se hizo en 20 cultivos de importancia económica en cada entidad: cinco especies hortícolas (papa, jitomate, berenjena, lechuga y tomate de cáscara); 9 ornamentales (rosa, clavel, crisantemo, gerbera, lilis, gypsophila, limonium, perritos y ruscus); dos frutales (banano y piña), y un industrial (caña de azúcar). El municipio, la localidad y el cultivo muestreados se señalan en el Cuadro 1.

4.2. Muestreo de suelo y toma de muestras

El muestreo de suelo de los cultivos se hizo principalmente para la detección de nematodos filiformes ectoparásitos, considerando los siguientes aspectos en base a la metodología propuesta por Castillo (1982) y Aquino (2007):

- 1) Sitio de muestreo.** Debido a que la mayoría de los fitonematodos se encuentran alrededor de la raíz o junto a las raíces, la muestra se tomó a la profundidad donde se localizan las raíces más jóvenes y en crecimiento activo, lugar en el cual abundan los nematodos ecto y endoparásitos.

- 2) Forma de muestreo.** Esta varió dependiendo del tipo de cultivo (anual, perenne o frutal). En plantas anuales pequeñas, el muestreo se realizó en forma dirigida tomando el suelo de la rizósfera de varias plantas. La muestra se tomó arrancando la planta con una pala recta a una profundidad de 15 a 20 cm y se colectó el suelo adherido a la raíz; el suelo tomado de cada planta se mezcló, formando así una muestra compuesta por cultivo y predio. En cultivos perennes, las muestras de suelo se tomaron con una pala recta a una profundidad de 30 a 50 cm, zona donde se ubican las raíces de mayor actividad y crecimiento. Mientras que, en los frutales como banano y café, las muestras de suelo se colectaron a una profundidad de 30 a 35 cm, sitio donde las raíces deben tener un grosor menor al diámetro de un lápiz.

- 3) Época de muestreo.** Dependió del tipo de fitonematodo, pero el muestreo se hizo cuando el cultivo estaba en desarrollo y crecimiento activo.

- 4) Cantidad de suelo y muestras.** Se tomó una cantidad de suelo de 100 a 200 g en cada sitio de muestreo en el caso de nematodos filiformes. Luego se mezcló el suelo de las submuestras y se obtuvo una muestra compuesta de aproximadamente 1 kg.

- 5) Envío de muestras al laboratorio.** Las muestras de suelo húmedo se trasladaron al laboratorio de diagnóstico fitosanitario, inmediatamente después de ser colectadas. Sin embargo, en caso de demora se conservaron en un lugar fresco o

sombreado hasta por 12 horas. Cuando las demoras fueron mayores a ese tiempo, el material se conservó en refrigeración a 4°C por un tiempo no mayor a 5 días.

Las muestras de suelo y raíz colectadas por cultivo, localidad, municipio y estado, se enviaron al Laboratorio de Nematología del Colegio de Postgraduados, ubicado en Montecillo, Texcoco, México, para su procesamiento, análisis e identificación de especies de fitonematodos presentes en los cultivos muestreados.

Cuadro 1. Relación de cultivos muestreados por localidad, municipio y entidad federativa. 2015.

Mes	Cultivo	Estado	Municipio	Localidad
Enero	Rosa (<i>Rosa</i> spp.)	México	Villa Guerrero	San José
Enero	Crisantemo (<i>Dendranthema grandiflorum</i> (Ramat.) Kitam.)	México	Coatepec Harinas	La Cofradía
Enero	Rosa (<i>Rosa</i> spp.)	México	Texcatitlán	Texcatitlán
Enero	Rosa (<i>Rosa</i> spp.)	México	Texcatitlán	Texcatitlán
Febrero	Jitomate (<i>Solanum lycopersicum</i> L.)	México	Ixtapan de la Sal	Malinaltenango
Febrero	Jitomate (<i>Solanum lycopersicum</i> L.)	México	Ixtapan de la Sal	Malinaltenango
Febrero	Papa (<i>Solanum tuberosum</i> L.)	México	San José del Rincón	La Mesa
Marzo	Papa (<i>Solanum tuberosum</i> L.)	México	Tenango del Valle	San Miguel Balderas
Marzo	Papa (<i>Solanum tuberosum</i> L.)	México	Tenango del Valle	San Miguel Balderas
Marzo	Rosa (<i>Rosa</i> spp.)	México	Villa Guerrero	Zacango
Marzo	Lilis (<i>Lillium</i> sp.)	México	Villa Guerrero	Zacango
Marzo	Rosa (<i>Rosa</i> spp.)	México	Coatepec Harinas	Zona Baja
Marzo	Rosa (<i>Rosa</i> spp.)	México	Coatepec Harinas	Zona Alta
Marzo	Mini-rosa (<i>Rosa</i> spp.)	México	Tenancingo	Módulo 8
Marzo	Ruscus (<i>Ruscus aculeatus</i> L.)	México	Tenancingo	Módulo 9
Marzo	Rosa (<i>Rosa</i> spp.)	México	Villa Guerrero	Buena Vista
Marzo	Jitomate (<i>Solanum lycopersicum</i> L.)	México	Coatepec Harinas	Chiltepec
Abril	Gypsophila (<i>Gypsophila paniculata</i> L.)	México	Tenancingo	Módulo 3
Abril	Ruscus (<i>Ruscus aculeatus</i> L.)	México	Tenancingo	Módulo 9
Abril	Papa (<i>Solanum tuberosum</i> L.)	Puebla	Libres	La Concepción
Abril	Papa (<i>Solanum tuberosum</i> L.)	Puebla	Guadalupe Victoria	Guadalupe Victoria
Mayo	Polar Oriental (<i>Dendranthema grandiflorum</i> (Ramat.) Kitam.)	México	Villa Guerrero	Santiago Oxtotitlán
Mayo	Polar Oriental (<i>Dendranthema grandiflorum</i> (Ramat.) Kitam.)	México	Villa Guerrero	Santiago Oxtotitlán
Mayo	Rosa (<i>Rosa</i> spp.)	México	Texcatitlán	Módulo 3

Mayo	Gerbera (<i>Gerbera jamesonii</i> Bolus ex Hooker)	México	Villa Guerrero	Santiago Oxtotitlán
Mayo	Papa (<i>Solanum tuberosum</i> L.)	Puebla	Guadalupe Victoria	María del Carmen
Junio	Banano (<i>Musa paradisiaca</i>)	Chiapas	Tapachula	Rancho El Carmen
Junio	Banano (<i>Musa paradisiaca</i>)	Chiapas	Tapachula	Rancho El Carmen
Junio	Banano (<i>Musa paradisiaca</i>)	Chiapas	Tapachula	Rancho El Carmen
Junio	Banano (<i>Musa paradisiaca</i>)	Chiapas	Tapachula	Rancho El Carmen
Julio	Gerbera (<i>Gerbera jamesonii</i> Bolus ex Hooker)	México	Villa Guerrero	Santiago Oxtotitlán
Julio	Gerbera (<i>Gerbera jamesonii</i> Bolus ex Hooker)	México	Villa Guerrero	Santiago Oxtotitlán
Julio	Mini-rosa (<i>Rosa</i> spp.)	México	Tenancingo	Santa Ana
Julio	Piña (<i>Ananas comosus</i>)	Veracruz	Isla	Isla
Julio	Piña (<i>Ananas comosus</i>)	Veracruz	Isla	Isla
Julio	Crisantemo Crisantemo (<i>Dendranthema grandiflorum</i> (Ramat.) Kitam.)	México	Villa Guerrero	Zacango
Julio	Crisantemo Crisantemo (<i>Dendranthema grandiflorum</i> (Ramat.) Kitam.)	México	Villa Guerrero	Zacango
Julio	Solidago (<i>Solidago canadensis</i> L.)	México	Coatepec Harinas	Chiltepec
Julio	Ruscus (<i>Ruscus aculeatus</i> L.)	México	Tenancingo	Santa Ana
Agosto	Banano (<i>Musa paradisiaca</i>)	Chiapas	Tapachula	Huehuetan
Agosto	Banano (<i>Musa paradisiaca</i>)	Chiapas	Tapachula	Huehuetan
Agosto	Banano (<i>Musa paradisiaca</i>)	Chiapas	Tapachula	Huehuetan
Agosto	Banano (<i>Musa paradisiaca</i>)	Chiapas	Tapachula	Huehuetan
Septiembre	Jitomate bola (<i>Solanum lycopersicum</i> L.)	Baja California Norte	Mexicali	Mexicali
Septiembre	Berenjena (<i>Solanum melongena</i>)	Sinaloa	Culiacán	Culiacán
Septiembre	Berenjena (<i>Solanum melongena</i>)	Sinaloa	Culiacán	Culiacán
Septiembre	Ruscus (<i>Ruscus aculeatus</i> L.)	México	Tenancingo	Santa Ana
Septiembre	Mini-rosa (<i>Rosa</i> spp.)	México	Tenancingo	Santa Ana

Septiembre	Limonium o statice (<i>Limonium sinuatum</i> L.)	México	Tenancingo	Santa Ana
Septiembre	Perritos (<i>Antirrhinum majus</i> L.)	México	Coatepec Harinas	Analco
Septiembre	Piña (<i>Ananas comosus</i> (L.) Merr.)	Veracruz	Isla	Isla
Septiembre	Piña (<i>Ananas comosus</i> (L.) Merr.)	Veracruz	Isla	Isla
Septiembre	Piña (<i>Ananas comosus</i> (L.) Merr.)	Veracruz	Isla	Isla
Septiembre	Piña (<i>Ananas comosus</i> (L.) Merr.)	Veracruz	Isla	Isla
Septiembre	Piña (<i>Ananas comosus</i> (L.) Merr.)	Veracruz	Isla	Isla
Septiembre	Piña (<i>Ananas comosus</i> (L.) Merr.)	Veracruz	Isla	Isla
Septiembre	Piña (<i>Ananas comosus</i> (L.) Merr.)	Veracruz	Isla	Isla
Septiembre	Piña (<i>Ananas comosus</i> (L.) Merr.)	Veracruz	Isla	Isla
Septiembre	Jitomate bola (<i>Solanum lycopersicum</i> L.)	Sinaloa	Culiacán	Culiacán
Octubre	Perritos (<i>Antirrhinum majus</i> L.)	México	Coatepec Harinas	Coatepec Harinas
Octubre	Leather (helecho Cuero) (<i>Rumohra adiantiformis</i>)	México	Coatepec Harinas	Vivero 9
Octubre	Leather (helecho Cuero) (<i>Rumohra adiantiformis</i>)	México	Coatepec Harinas	Vivero 6
Octubre	Lisianthus (<i>Eustoma grandiflorum</i> (Raf.) Shinnery)	México	Coatepec Harinas	Coatepec Harinas
Octubre	Jitomate bola (<i>Solanum lycopersicum</i>)	Sinaloa	Culiacán	Culiacán
Octubre	Berenjena china (<i>Solanum melongena</i>)	Sinaloa	Culiacán	Culiacán
Octubre	Jitomate bola (<i>Solanum lycopersicum</i>)	Sinaloa	Culiacán	Culiacán
Octubre	Jitomate bola (<i>Solanum melongena</i>)	Sinaloa	Culiacán	Culiacán
Octubre	Jitomate (<i>Solanum lycopersicum</i>)	Sinaloa	Culiacán	Culiacán
Octubre	Rosa (<i>Rosa</i> spp.)	México	Coatepec Harinas	La Cascada
Octubre	Rosa (<i>Rosa</i> spp.)	México	Coatepec Harinas	La Cascada
Noviembre	Tomate de cáscara (<i>Physalis ixocarpa</i>)	Sinaloa	Culiacán	Culiacán

4.3. Análisis de las muestras de suelo

Las muestras de suelo se procesaron y analizaron en laboratorio mediante la técnica de tamizado-centrifugado (Coyne *et al.*, 2007). Esta técnica consiste en el uso de una serie de tamices para obtener nematodos activos y pasivos, así como algunos ejemplares muertos contenidos en el suelo o material vegetal macerado de una forma rápida. Se basa en la gravedad y el tamaño de los nematodos. El método de tamizado-centrifugado es capaz de separar los nematodos del suelo, o de una suspensión; se emplea una solución azucarada con una densidad mayor a la de los nematodos con el fin de que estos floten.

Tamizado. Consiste en homogenizar la muestra de suelo: deshacer los terrones y retirar la basura, piedras y raíces. Luego se lavan perfectamente los tamices con agua a presión y se colocan en orden de menor a mayor: 20, 60, 100, 200 y 325. Se vierten 500 ml de agua corriente en una probeta de 1000 ml de capacidad y se adicionan aproximadamente 100 g de suelo para aforar a 600 ml; se mezclan perfectamente. La muestra se vacía en el juego de tamices y se agrega agua para ayudar a pasar la muestra a través de ellos, teniendo cuidado de que no se tapen y se desborde el agua por los lados. Después de pasar el suelo por todos los tamices, se desecha el contenido de los tamices de 20, 60 y 100 mallas. El contenido de los tamices de 200 y 325 mallas se vierte en un vaso de precipitados. En ese momento, la muestra está lista para el paso de centrifugación (Figura 6).

Centrifugado. La arenilla colectada en el vaso de precipitados se distribuye en los tubos de la centrífuga y se le agrega $\frac{1}{2}$ gramo de caolín a cada tubo; la mezcla se agita bien. Se centrifuga aproximadamente a 2 900 revoluciones por minuto durante 5 minutos. Se tira el sobrenadante de cada tubo y al sedimento del tubo se le agrega la solución azucarada y se agita bien. Nuevamente se centrifuga aproximadamente a 2900 revoluciones por minuto durante 3 minutos. El sobrenadante se pasa por un tamiz de 500 mallas y se agrega agua para eliminar totalmente la solución azucarada de los nematodos. Este paso se realiza lo más rápido posible porque los nematodos se

pueden plasmolizar y distorsionar en el agua azucarada. Luego se recoge el sedimento con una pizeta y se pasa a un vaso de precipitados de 100 ml de capacidad con un poco de agua. Después se observa al microscopio estereoscópico usando un disco de siracuse.

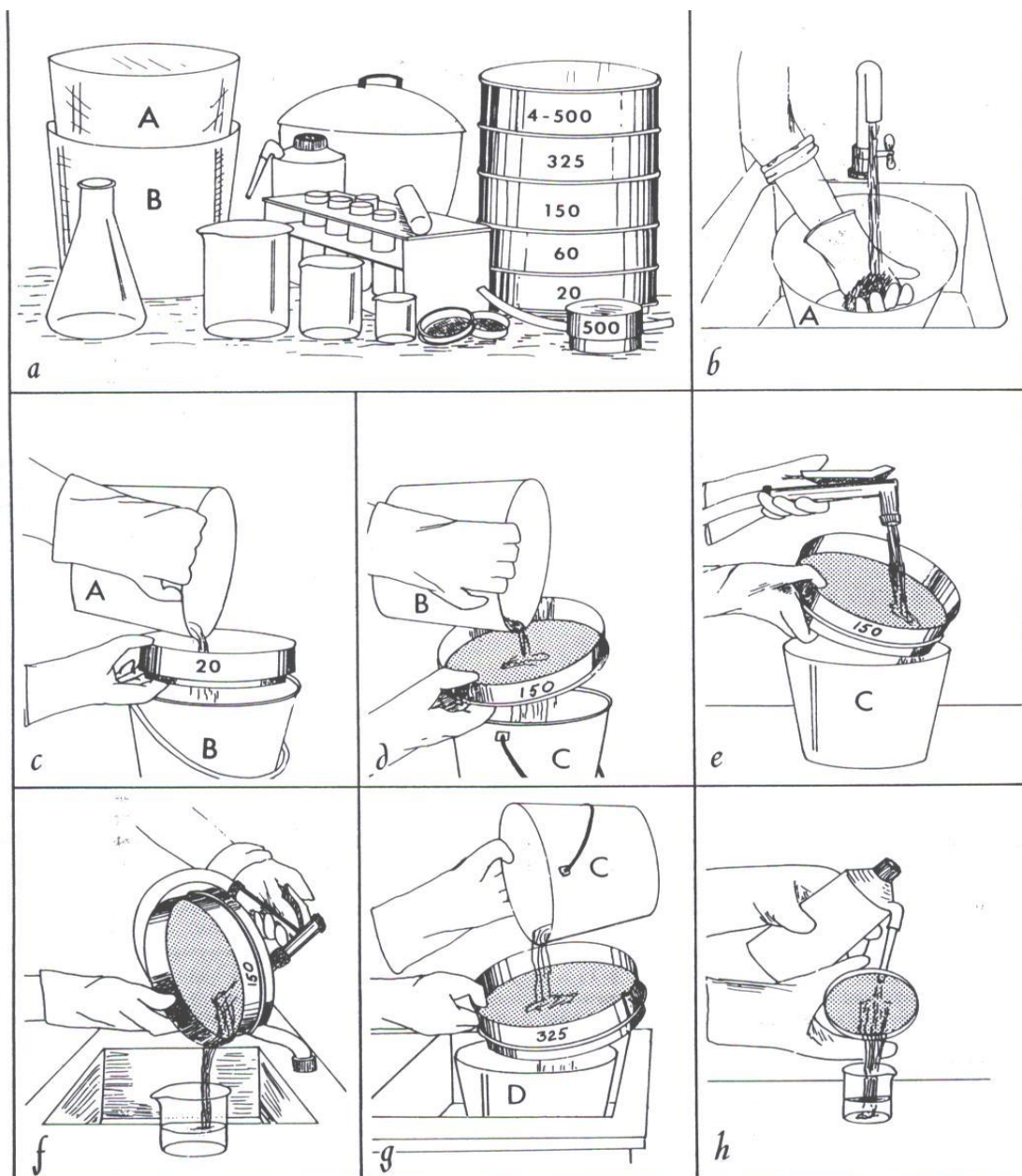


Figura 6. Secuencia gráfica del proceso de tamizado de la muestra de suelo.

4.4. Identificación y diagnóstico de fitonematodos

Una vez extraídos los nematodos del suelo, se hicieron preparaciones o montajes de los mismos en portaobjetos. Posteriormente, el montaje se colocó en un microscopio compuesto y el nematodo se ubicó con el objetivo de 10X, luego se observó con el de 40X. Cuando no se lograron ver las características del ejemplar con el objetivo de 40X, se colocó una gota de aceite de inmersión sobre la preparación y se observó con el objetivo de 100X. La identificación se realizó con la ayuda de claves taxonómicas, tomando en cuenta las características morfológicas y morfométricas del nematodo, principalmente; así como, haciendo la comparación de los ejemplares con las ilustraciones presentadas en la literatura especializada. Las siguientes estructuras, fueron útiles para la identificación a nivel de género:

- 1) Campos laterales. La forma, aerolación, número, etc., son útiles para determinar el género del nematodo.
- 2) Estilete. Su forma, longitud y tipo de nódulos, indican el género y a veces la especie.
- 3) Glándulas esofágicas. Con el número de núcleos que poseen, número de lóbulos, posición con respecto al intestino, etc., indican a que genero pertenecen.
- 4) Forma del cuerpo y hábito de muerte. También son muy útiles para la identificación a género (Thorne, 1949).

4.5. Presentación de los resultados

La información recabada de los análisis nematológicos practicados en el Colegio de Postgraduados, se procesó en gabinete y los datos obtenidos se agruparon en cuadros por cultivo, entidad federativa y municipio para describir la distribución de los fitonematodos asociados a los cultivos muestreados. Los géneros de nematodos identificados se agruparon por frecuencia de aparición (casos positivos) y rango de hospederos (cultivos) para determinar su importancia. También se hizo la descripción morfológica de los géneros de nematodos fitoparásitos identificados, así como los síntomas y daños ocasionados por estos en los cultivos.

4.6. Estudio de efectividad biológica de nematicidas en el cultivo de piña

4.6.1. Ubicación del experimento

El estudio se desarrolló en un cultivo de piña (*Ananas comosus*) ubicado en Isla, Veracruz. Es una de los 212 municipios del Estado de Veracruz. Se encuentra ubicado en la zona sur del Estado, en las coordenadas 18°02´ de latitud Norte y 95°32´ de longitud Oeste, a una altura de 60 metros sobre el nivel del mar. Limita al Norte con Tlacotalpan, Santiago Tuxtla y San Andrés Tuxtla; al este con Hueyapan de Ocampo y Juan Rodríguez Clara; al sur con Playa Vicente y al oeste con José Azueta (Figura 7). Su suelo es de origen aluvial profundo, su textura es franco arenosa, de estructura angular y consistencia casi suelta. El 43% del territorio municipal es dedicado a la agricultura, un 36% a la ganadería y un 21% es dedicado a viviendas, comercios, oficinas y espacios públicos.

4.6.2. Diseño experimental y tratamientos

El estudio se estableció bajo un diseño experimental de bloques al azar con 5 tratamientos, 4 repeticiones, y 20 unidades experimentales de cinco surcos de 6 m de largo por 1.3 m de ancho (7.8 m²) (Figura 8). Los tratamientos fueron: 1 Testigo, 2 Nematrol, 2 L/ha; 3 Nematrol, 3 L/ha; 4 Mocap, 8 L/ha, y Nema-cur CE 400, 8 L/ha (Cuadro 2 y Figura 9).

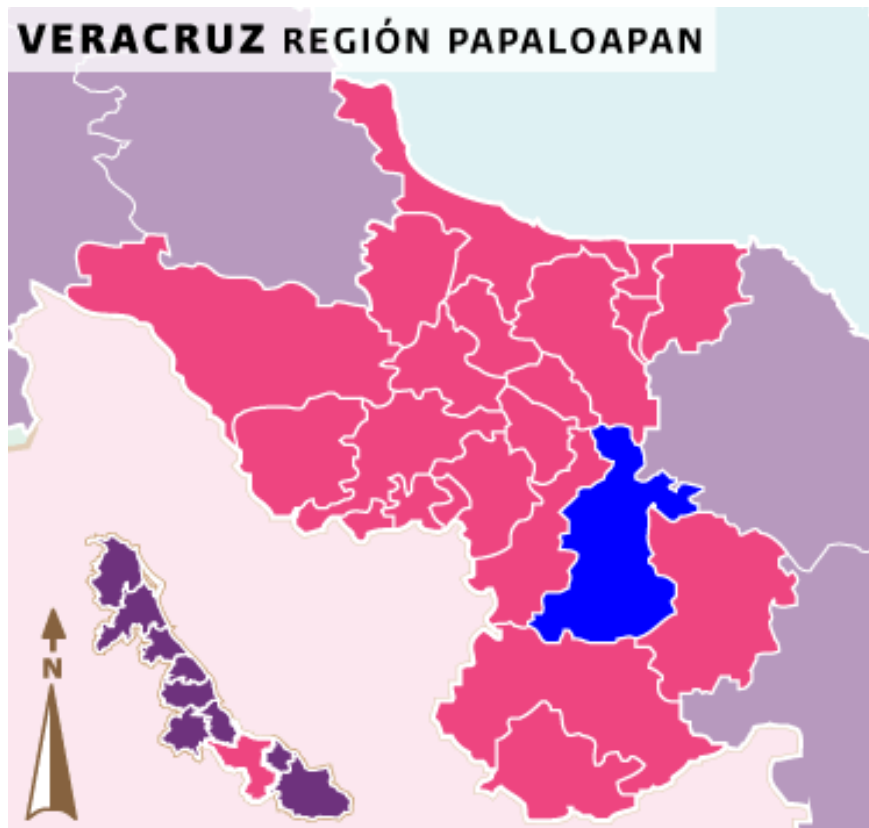


Figura 7. Localización geográfica de Isla, Veracruz



Figura 8. Cultivo de piña y trazo de la parcela experimental de estudio de efectividad biológica de nematicidas.

Cuadro 2. Tratamientos y dosis evaluados para el control del “nematodo agallador de la raíz” (*Meloidogyne arenaria*) en Isla, Veracruz.

T*	Nombre comercial	Ingrediente activo	Grupo químico	Dosis/ha
1	Testigo	-	-	-
2	Nematrol Plus	Quitosán Poli-D-glucosamina S.A. 7.5% (78.3 g i.a./L)	Orgánico	2.0 L
3	Nematrol Plus	Quitosán Poli-D-glucosamina S.A. 7.5% (78.3 g i.a./L)	Orgánico	3.0 L
4	Mocap CE Extra	Etoprofos C.E. 69% (720 g de i.a./L)	Organofosforado	8.0 L
5	Nemacur CE 400	Fenamifos C.E. 39% (400 g de i.a./L)	Organofosforado	8.0 L

*Tratamiento.



Figura 9. Nematicidas orgánicos y químicos aplicados para el control de *Meloidogyne arenaria*.

4.6.3. Aplicación de los tratamientos

Los tratamientos se aplicaron a los 45 días de la plantación, asperjando los nematicidas al follaje de las plantas con una aspersora manual de 15 litros de

capacidad, debido a que el sistema radical de la planta de piña no es capaz de absorber los productos químicos. El gasto de agua fue de 3000 L/ha (Figura 10).



Figura 10. Aplicación foliar de los nematocidas orgánicos y químicos evaluados.

4.6.4. Análisis estadístico y eficiencia de los tratamientos

Se determinó la población de nematodos juveniles (J2) del “nematodo agallador de la raíz” (*Meloidogyne arenaria*) a los 45 y 90 días de la aplicación de los nematocidas y con estos datos se estimó la tasa de reproducción de los nematodos mediante la siguiente fórmula:

$$\text{Tasa de reproducción} = \text{Población inicial} / \text{Población final}$$

Los valores de tasa de reproducción se sometieron a un análisis de varianza (ANAVA) para determinar la existencia de diferencias estadísticas entre los tratamientos. La comparación de promedios de las variables se hizo mediante la prueba de Diferencia Mínima Significativa (DMS) al 5% de probabilidad de error (Steel y Torrie, 1986), para encontrar el mejor tratamiento en la disminución de las poblaciones de fitonematodos

en el cultivo de piña. La eficiencia de control de los nematocidas se determinó empleando la fórmula de Abbott (Unterstenhofer, 1976):

$$EC = (TRT - TRt)/TRT$$

Donde:

EC = Eficiencia de control del fitonematodo en porcentaje

TRT = Tasa de reproducción del fitonematodo en el testigo, y

TRt = Tasa de reproducción del fitonematodo en el tratamiento.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. Distribución de fitonematodos asociados a los cultivos

En los cultivos de caña de azúcar, papa, piña y plátano muestreados en el Estado de Veracruz, se encontraron 202 casos positivos a fitonematodos: 26 positivos a *Meloidogyne* sp. “Nematodo agallador de la raíz”, que representaron el 12.9% del total; 52 casos de *Pratylenchus* sp. “Nematodo lesionado de la raíz”, 25.7%; 53 casos de *Helicotylenchus* sp. “Nematodo espiralado”, 26.2%; 32 casos de la Familia Criconematidae “Nematodos anillados”, 15.8%; 14 casos de *Tylenchorhynchus* sp. “Nematodo del raquitismo”, 6.9%, y 5 casos de *Radopholus* sp. “Nematodo barrenador”, 2.5%. Otros fitonematodos detectados en menor proporción, fueron: *Xiphinema* sp., *Hoplolaimus* sp., *Paratylenchus* sp., *Hemicicliophora* sp., *Heterodera* J2, *Scutellonema* sp. y *Rotylenchus* sp. (Cuadro 3).

Meloidogyne está presente en los municipios de Cosamaloapan, Amatlán, Cuitlahuac, Atoyac, Perote, Isla, Tlapacoyan y San Rafael, afectando cultivos de azúcar, papa, piña y plátano. Mientras que, *Pratylenchus* y *Pratylenchus* están asociados a estos cuatro cultivos en los municipios de Cosamaloapan, Tres Valles, R. Cabada, Yanga, Amatlán, Cuitlahuac, Atoyac, Perote, Isla, Tesonapa, Tlapacoyan y San Rafael. Los Criconematidae se encuentran asociados a los mismos cultivos en los municipios de Cosamaloapan, Tres Valles, R. Cabada, Amatlán, Tesonapa, Atoyac, Perote, Isla, Tlapacoyan y San Rafael. En cambio, *Radopholus* solo se detectó en el cultivo de plátano en Tlapacoyan y San Rafael.

En Tuxtepec, Oaxaca, se encontraron 10 casos positivos de *Radopholus* sp. “Nematodo barrenador” en el cultivo de plátano; otros fitonematodos asociados a este fueron *Helicotylenchus* sp. “Nematodo espiralado”, Criconematidae “Nematodos anillados” y *Tylenchorhynchus* sp. “Nematodo del raquitismo”. También en Tapachula se encontraron 4 casos positivos de *Radopholus* sp. en el cultivo de plátano. Mientras

que en Jantetelco, Morelos, se detectó un caso de *Meloidogyne* sp. “Nematodo agallador de la raíz” en el cultivo de jitomate (Cuadro 4).

Se encontraron 151 casos positivos de fitonematodos en el Estado México: *Meloidogyne* sp., 27 (17.9%); *Pratylenchus* sp., 23 (15.2%); *Helicotylenchus* sp., 22 (14.6%); Criconematidae, 24 (15.9%); *Xiphinema* sp., 10 (6.6%); *Tylenchorhynchus* sp., 10 (6.6%); *Trichodorus* sp., 10 (6.6%); otros fitonematodos detectados fueron: *Hoplolaimus* sp., *Paratylenchus* sp., *Heterodera* J2 y *Scutellonema* sp. (Cuadro 5).

El fitonematodo *Meloidogyne* sp. se ubicó en los municipios de Ixtapan de la Sal, Coatepec Harinas, Villa Victoria, Tenango del Valle, Tenancingo, Villa Guerrero y Texcaltitlán, asociado a cultivos de jitomate, papa, clavel, gerbera, rosa, crisantemo y ruscus. *Pratylenchus* sp. se localizó en los municipios de Coatepec Harinas, Villa Victoria, Tenango del Valle, Tenancingo, Villa Guerrero y Texcaltitlán, en cultivos de jitomate, papa, clavel, gerbera, rosa, crisantemo, lilis, ruscus y perritos. *Helicotylenchus* sp. se encontró en Ixtapan de la Sal, Coatepec Harinas, Villa Victoria, Tenancingo y Villa Guerrero, en los cultivos de jitomate, papa, clavel, rosa, crisantemo, gypsophila y ruscus. Los nematodos de la familia Criconematidae se ubicaron en los municipios de Coatepec Harinas, Tenango del Valle, Tenancingo y Villa Guerrero, afectando cultivos de jitomate, papa, lechuga, clavel, gerbera, rosa, crisantemo, ruscus, gypsophila, limonium y perritos. *Xiphinema* sp. se encontró en Tenancingo, Texcaltitlán, Coatepec Harinas y Villa Guerrero, en cultivos de clavel, rosa y crisantemo. *Trichodorus* sp. se encontró en Ixtapan de Sal, Villa Guerrero, Texcaltitlán, Coatepec Harinas y Tenancingo, asociados a cultivos de jitomate, clavel, gerbera, rosa, crisantemo y lilis.

En el estado de Puebla, se detectaron 35 casos positivos a fitonematodos: 8 de *Meloidogyne* sp. (22.8%), 6 de *Pratylenchus* sp. (17.1%), 6 de Criconematidae (17.1%), 5 de *Tylenchorhynchus* sp. (14.3%) y 5 de *Heterodera* J2 (14.3%). Otros fitonematodos encontrados fueron: *Helicotylenchus* sp., *Hoplolaimus* sp., *Trichodorus* sp. y *Nacobbus aberrans*. *Meloidogyne* se presentó en cultivos de papa, jitomate y

calabacita en los municipios de Libres, Guadalupe Victoria, Ixcaquixtla y Oriental. Lo mismo se observó para *Pratylenchus*. En cambio, los criconemátidos solo se encontraron en los cultivos de papa y calabacita en los municipios de Libres, Guadalupe Victoria y Oriental. Cabe destacar la presencia de *N. aberrans* “Nematodo falso nodulador de la raíz” en el cultivo de jitomate en Ixcaquixtla (Cuadro 6).

En Culiacán, Sinaloa, se detectaron 15 casos positivos a fitonematodos: *Meloidogyne* sp. (2), *Pratylenchus* sp. (3), *Tylenchorhynchus* sp. (2), *Trichodorus* sp. (2), *Longidorus* sp. (1) y *Aphelenchus* sp. (5). A pesar de que hubo un mayor número de casos positivos de este último nematodo, no se considera de importancia económica, ya que solo ataca a hongos y levaduras. *Pratylenchus* se encontró asociado a los cultivos de papa, jitomate y berenjena; mientras que, *Meloidogyne* solo se detectó en papa (Cuadro 7).

En total se detectaron 413 casos positivos a fitonematodos en las muestras procedentes de los Estados de Veracruz, Oaxaca, Chiapas, Morelos, México, Puebla y Sinaloa. Entre los principales están: *Pratylenchus*, que se detectó en 84 ocasiones (20.34%), asociado a los cultivos de caña de azúcar, piña, plátano, papa, jitomate, calabacita, berenjena, clavel, gerbera, rosa, crisantemo, lilis, ruscus y perritos; *Helicotylenchus* se encontró en 78 muestras (18.89%), en los cultivos de caña de azúcar, papa, piña, plátano, jitomate, calabacita, clavel, rosa, crisantemo, ruscus y gypsophila; *Meloidogyne* fue positivo en 66 casos (15.98%), afectando cultivos de caña de azúcar, piña, plátano, papa, jitomate, calabacita, clavel, gerbera, rosa, crisantemo y ruscus; Criconematidae fue encontrado en 63 ocasiones (15.25%), asociados a cultivos de caña de azúcar, papa, piña, plátano, calabacita, lechuga, clavel, gerbera, rosa, crisantemo, ruscus, gypsophila, limonium y perritos; y *Tylenchorhynchus* se detectó en 32 casos (7.75%), asociado a caña de azúcar, papa, plátano y calabacita, gerbera, rosa, crisantemo y ruscus. *Trichodorus* sp. “Nematodo de la raíz en escobilla”, a pesar de su baja presencia (12 casos), puede considerarse importante porque se encontró asociados a cultivos de importancia económica, como jitomate, clavel, gerbera, rosa, crisantemo y lilis (Cuadro 8).

Por el número de casos positivos, rango de hospedantes y daño que ocasionan a las plantas, los fitonematodos de mayor importancia son: *Meloidogyne* sp., *Pratylenchus* sp., *Helicotylenchus* sp., Familia Criconematidae, y *Tylenchirhynchus* sp., ya que se encontraron asociados a cultivos frutales, industriales, hortalizas y ornamentales (Montes, 1979; Aquino, 2013; Lara-Posadas *et al.*, 2016; Vera *et al.*, 2017). *Meloidogyne* ocasiona daños de importancia económica en una amplia gama de cultivos (Monfort *et al.*, 2007), dentro de los cuales destacan la papa y el jitomate (Hooker, 1980; León, 1988; Aquino, 2016). También *Pratylenchus* ataca a una gran cantidad de especies vegetales, pero últimamente se ha vuelto importante en cultivos hortícolas y florícolas (Aquino, 2013; Aquino, 2016). A pesar de que *Radopholus* sp., solo se encontró en el cultivo de plátano, sus daños son considerables en este cultivo (Lara-Posadas *et al.*, 2016); lo mismo sucede con *Nacobbus aberrans* que se únicamente se encontró en el cultivo de jitomate, está reportado como uno de los principales parásitos de este cultivo y de la papa (Hooker, 1980; León, 1988; Aquino, 2016).

Cuadro 3. Casos positivos de fitonematodos por cultivo y municipio del estado de Veracruz. 2015.

Cultivo	Municipio	Meloi	Praty	Helic	Xiph	Crico	Hoplo	Paraty	Tylen	Hemi	Het-J2	Scu	Roty	Rado
Caña de azúcar	Cosamaloapan	2	4	2	1	3	0	0	4	0	0	0	0	0
Caña de azúcar	Tres Valles	0	6	6	0	6	0	0	6	0	0	0	0	0
Caña de azúcar	Ángel R. Cabada	0	6	6	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0
Caña de azúcar	Amatlán	1	4	4	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0
Caña de azúcar	Yanga	0	1	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
Caña de azúcar	Cuitlahuac	3	5	5	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0
Caña de azúcar	Tesonapa	0	8	8	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0
Caña de azúcar	Atoyac	1	2	2	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
Papa	Perote	3	5	2	1	2	2	1	3	1	3	1	0	0
Piña	Isla	9	11	9	0	3	0	0	0	8	0	0	1	0
Plátano	Tlapacoyan	6	0	6	0	3	0	0	0	0	0	0	0	4
Plátano	San Rafael	2	1	3	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1
Total		26	52	53	2	32	2	5	14	9	0	1	1	5

Cuadro 4. Casos positivos de fitonematodos por cultivo y municipio de los estados de Oaxaca, Chiapas y Morelos. 2015.

Cultivo	Municipio	Meloi	Praty	Helic	Xiph	Crico	Hoplo	Paraty	Tylen	Hemi	Scu	Rado
Plátano	Tuxtepec, Oaxaca	1	0	1	0	1	0	0	1	0	0	0
Plátano	Tapachula, Chiapas	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4
Jitomate	Jantetelco, Morelos	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Total		3	0	1	0	1	0	0	1	0	0	4

Cuadro 5. Casos positivos de fitonematodos por cultivo y municipio del Estado de México. 2015.

Cultivo	Municipio	Meloi	Praty	Helic	Xiph	Crico	Hoplo	Paraty	Tylen	Hemi	Het-J2	Tri	Scu
Jitomate	Ixtapan de la Sal	1	0	9	0	0	0	0	0	0	0	1	0
Jitomate	Coatepec Harinas	1	1	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0
Papa	Villa Victoria	1	1	1	0	0	0	0	0	0	2	0	0
Papa	Tenango del Valle	1	2	0	0	1	0	1	1	0	2	0	0
Lechuga	Tenancingo	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
Clavel	Coatepec Harinas	0	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0
Clavel	Tenancingo	2	0	1	3	3	0	3	0	0	2	0	1
Clavel	Villa Guerrero	2	1	0	0	1	0	0	0	1	0	1	0
Gerbera	Tenancingo	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
Gerbera	Villa Guerrero	2	1	0	0	1	0	0	1	1	0	1	0
Rosa	Texcaltitlán	4	1	0	2	0	0	0	1	0	0	1	0
Rosa	Coatepec Harinas	4	2	0	1	0	0	1	0	0	0	3	0
Rosa	Villa Guerrero	2	1	0	1	2	0	0	1	1	0	0	0
Rosa	Tenancingo	3	3	2	2	1	0	0	2	0	0	1	0
Crisantemo	Coatepec Harinas	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
Crisantemo	Villa Guerrero	3	3	1	1	3	1	0	1	0	0	0	0
Crisantemo	Tenancingo	0	0	4	0	4	0	0	1	0	0	0	0
Lilis	Villa Guerrero	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
Ruscus	Tenancingo	1	3	2	0	3	0	2	1	0	0	0	3
Gypsophila	Tenancingo	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	1
Limonium	Tenancingo	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0
Perritos	Coatepec Harinas	0	2	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
Total		27	23	22	10	24	1	8	10	5	6	10	5

Cuadro 6. Casos positivos de fitonematodos por cultivo y municipio del estado de Puebla 2015.

Cultivo	Municipio	Meloi	Praty	Helic	Xiph	Crico	Hoplo	Paraty	Tylen	Het-J2	Tri	Naco
Papa	Libres	4	3	0	0	4	0	0	4	3	1	0
Papa	Guadalupe Victoria	2	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0
Jitomate	Ixcaquixtla	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	1
Calabacita	Oriental	1	1	1	0	1	1	0	1	2	0	0
Total		8	6	2	0	6	1	0	5	5	1	1

Cuadro 7. Casos positivos de fitonematodos por cultivo y municipio del estado de Sinaloa. 2015.

Cultivo	Municipio	Meloi	Praty	Helic	Xiph	Crico	Hoplo	Paraty	Tylen	Tri	Lon	Aph
Jitomate	Culiacán	0	1	0	0	0	0	0	1	2	0	1
Papa	Culiacán	2	1	0	0	0	0	0	1	0	0	2
Berenjena	Culiacán	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1
Tomate de cáscara	Culiacán	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1
Total		2	3	0	0	0	0	0	2	2	1	5

Cuadro 8. Resumen de casos positivos de fitonematodos y cultivos hospedantes.

Fitonematodo	Nombre vulgar	Casos positivos	Cultivos hospedantes
<i>Meloidogyne</i> sp.	Nematodo agallador de la raíz	66	Caña de azúcar, piña, plátano, papa, jitomate, calabacita, clavel, gerbera, rosa, crisantemo y ruscus.
<i>Pratylenchus</i> sp.	Nematodo lesionante	84	Caña de azúcar, piña, plátano, papa, jitomate, calabacita, berenjena, clavel, gerbera, rosa, crisantemo, lilis, ruscus y perritos.
<i>Helicotylenchus</i> sp.	Nematodo espiralado	78	Caña de azúcar, papa, piña, plátano, jitomate, calabacita, clavel, rosa, crisantemo, ruscus y gypsophila.
<i>Xiphinema</i> sp.	Nematodo de daga	12	Caña de azúcar, papa, clavel, rosa y crisantemo.
Familia Criconematidae	Nematodos anillados	63	Caña de azúcar, papa, piña, plátano, calabacita, lechuga, clavel, gerbera, rosa, crisantemo, ruscus, gypsophila, limonium y perritos.
<i>Hoplolaimus</i> sp.	Nematodo de lanza	4	Papa, calabacita y crisantemo
<i>Paratylenchus</i> sp.	Nematodo de alfiler	13	Caña de azúcar, papa, clavel, rosa y ruscus.

<i>Tylenchorhynchus</i> sp.	Nematodo del raquitismo	32	Caña de azúcar, papa, plátano y calabacita, gerbera, rosa, crisantemo y ruscus.
<i>Hemicycliophora</i> sp.	Nematodo de vaina	14	Papa y piña
Heterodera J2	Nematodo enquistado	11	Papa, calabacita y clavel
<i>Scutellonema</i> sp.	Nematodo Yam	6	Papa, clavel, ruscus y gypsophila
<i>Rotylenchus</i> sp.	Nematodo reniforme	1	Piña
<i>Radopholus</i> sp.	Nematodo barrenador	9	Plátano
<i>Trichodorus</i> sp.	Nematodo de la raíz en escobilla	12	Jitomate, clavel, gerbera, rosa, crisantemo y lilis.
<i>Nacobbus aberrans</i>	Nematodo falso nodulador de la raíz	1	Jitomate
<i>Longidorus</i> sp.	Nematodo de aguja	1	Tomate de cáscara
<i>Aphelenchus</i> sp.	Nematodo parásito de hongos	5	Jitomate, tomate de cáscara, papa y berenjena

5.2. Descripción de los fitonematodos identificados

5.2.1. *Meloidogyne* [(Goeldi, 1887) Chitwood, 1949].

Diagnosis: El cuerpo de la hembra es globoso y no forma quistes, cutícula delgada; los huevos son depositados dentro de una matriz gelatinosa; la vulva y ano muy próximos entre sí y terminales; los machos y J2 son vermiformes sin bursa (Figura 11a y 11b); hembras anfigimícticas o partenogenéticas con patrones perineales típicos de cada especie.

Especie tipo: *Meloidogyne exigua* Goeldi, 1887.

Biología: El huevo generalmente es depositado en la matriz gelatinosa. La primera muda se realiza dentro del huevo y emerge la segunda larva, la cual se mueve libremente en el suelo en busca de alimento. Esta larva es guiada hasta las raíces de la planta hospedante por los exudados radicales que esta emana. La larva penetra por la zona meristemática y por entre las hileras de células causando poco daño, hasta que llega al lugar donde se está formando el sistema vascular o estele. El nematodo atraviesa las células con su estilete e inyecta secreciones de la glándula esofágica dorsal (amilasa). Las células inyectadas se desorganizan y se aumenta la división celular en el periciclo, al mismo tiempo las células en la cercanía de la cabeza del nematodo, coalescen y se forman las células gigantes (hipertrofia). Este produce la formación de nódulos o agallas típicos que caracterizan el ataque de estos nematodos.

Mientras se forman las células gigantes y los nódulos, la larva aumenta su tamaño y grosor. Se lleva a cabo una metamorfosis en donde las glándulas esofágicas crecen, las células del primordio genital se dividen y se diferencian en dos porciones en las hembras y una en el macho. Las glándulas rectales empiezan a crecer cerca de la parte posterior. Conforme la larva comienza a alimentarse, su cuerpo aumenta de tamaño y toma una forma sacular. Después de la tercera muda el macho alarga dentro de la cutícula vieja y sale de ésta y de la raíz quedando libre en el suelo (Figura 11b),

mientras que la hembra queda embebida dentro de la raíz y solamente queda en contacto con el exterior la parte posterior de esta. El macho se acerca y fecunda a la hembra en especies anfimícticas. Se depositan los huevos en la matriz gelatinosa, completándose el ciclo en 21 días a 20-25°C.

Hospedantes: El género *Meloidogyne* es polífago y hasta ahora no se han encontrado plantas que no sean susceptibles a su ataque.



Figura 11. Juvenil 2 (a) y macho (b) de *Meloidogyne* sp. “Nematodo agallador de la raíz”.

5.2.2. *Pratylenchus* Filipjev, 1936.

Diagnosis: Las hembras de este género presentan una cutícula finamente anillada; cuatro incisuras laterales, pero pueden presentar de 6 a 8, según la especie, capos aerolados; cabeza poco esclerotizada, aplanada en la parte anterior con dos o más anillos cefálicos; estilete corto pero fuerte, con nódulos basales redondos; el esófago se sobrepone al intestino ventralmente; poro excretor a la altura de la unión esófago-intestino; punta de la cola lisa o crenada; vulva a la altura del 75 a 90% de la parte posterior del cuerpo (Figura 12); monodélfica prodélfica; en especies anfimícticas, la espermateca es grande, esférica u oval, generalmente llena de espermatozoides. Los

machos son más pequeños que las hembras; poseen espículas largas, lisas con gobernáculo; bursa envolvente y crenada.

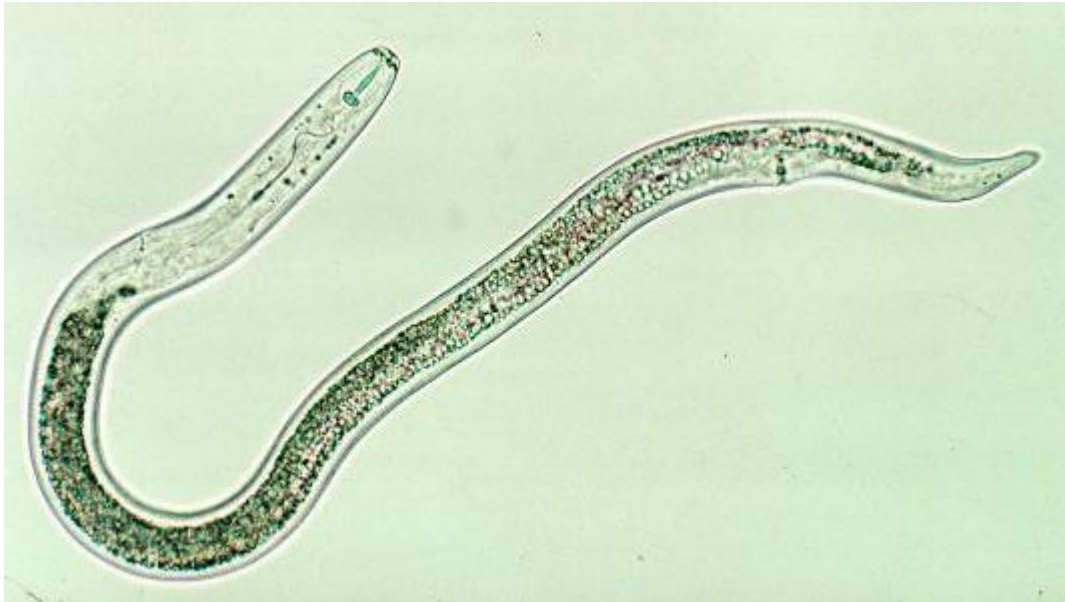


Figura 12. Hembra de *Pratylenchus* sp. “Nematodo lesionante”.

Biología: Estos nematodos atacan cultivos anuales y perenes. La diseminación en cultivos perenes es por material vegetal infectado. *Pratylenchus* spp. es un género de nematodos endoparásitos migratorios de las raíces, invaden éstas especialmente en las puntas y en la base de las raíces laterales. Los tres estados juveniles y los adultos, pueden invadir las raíces y se alimentan de la corteza radicular, raramente se encuentran en el sistema vascular; pero, en la mayoría de los tejidos de sus hospederos, al alimentarse producen necrosis en la superficie de las raíces, las cuales presentan lesiones de color café, por lo que estos nematodos reciben el nombre de “nematodos lesionantes”. El resultado de la producción de estas lesiones en las raíces, es el escaso desarrollo de la planta y el aspecto clorótico de ésta, la producción disminuye notablemente. Varias especies de *Pratylenchus* están asociadas con la pudrición de las raíces o tizones producidos por hongos, como: *Cylindrocarpon*, *Macrophonina*, *Fusarium*, *Phytophthora* y *Verticillium*. Cuando se presenta la interacción de este nematodo con *Fusarium*, el hongo inhibe el desarrollo del

nematodo, por lo que podemos encontrar un ataque grave del hongo, pero la población de nematodos muy reducida. En avena el ciclo de vida se completa de 54 a 65 días y las hembras ponen un huevo al día; la temperatura óptima es de 21°C. En maíz el ciclo de vida es de 35 a 40 días, a temperatura de 23 a 26°C.

Principales especies: *Pratylenchus pratensis* [(de Man, 1880) Filipjev, 1936]; *P. zaeae* Graham, 1951; *P. vulnus* Allen y Jensen, 1951; *P. seribnieri* Steiner, 1943; *P. penetrans* [(Cobb, 1917) Chitwood y Oteifa, 1952].

Hospedantes: *P. vulnus* (algodón, alfalfa, haba); *P. Penetrans* (avena, trigo, cebada y rosal)

5.2.3. *Helicotylenchus* Steiner, 1945.

Diagnosis: Son nematodos vermiformes y miden de 0.5 a 1 mm; cabeza poco esclerotizada, estriada; glándulas esofágicas que se superponen al intestino dorsal, lateral o ventralmente, según la especie; campos laterales con cuatro incisuras; hembras didélficas o anfidélficas; fasmidios pequeños en forma de poro, localizados cerca del ano; cola de la hembra curvada ventralmente, a veces con un mucrón (Figura 13).

Especie tipo: *Helicotylenchus dihystra* [(Cobb, 1863) Sher, 1961].

Biología: Estos nematodos se encuentran en el suelo, pero se han hecho pocos estudios sobre su biología y daños que causan. Estudios sobre *H. multincinctus* y *H. dihystra* muestran que son parásitos de las capas corticales de las raíces y tubérculos, en donde se encuentran las larvas y adultos. Generalmente son semiendoparásitos, presentan parte del cuerpo introducida en la raíz, pero también penetrar completamente en la raíz. Los puntos de penetración son las puntas de las

raíces y la unión de las raíces laterales. Tanto las larvas como los adultos se alimentan de las raíces produciendo lesiones en éstas y a veces interaccionan con bacterias en el clavel y el tomate.



Figura 13. Juvenil y hembra de *Helicotylenchus* sp. “Nematodo espiralado”.

Hospedantes: Este género de nematodos ataca a 127 variedades de plantas, las cuales pertenecen a 40 especies, dentro de las cuales están el clavel, plátano, tomate rojo y caña de azúcar.

5.2.4. Familia Criconematidae

Los nematodos pertenecientes a la Familia Criconematidae tienen una cutícula que suele ser fuertemente estriada, con anillos a veces divididos en escamas o espinas. La porción anterior del esófago y el bulbo medio se fusionan en un gran haz muscular que rodea la base de estilete cuando se retrae. Estilete fuertemente desarrollado excepto en machos, en los cuales está reducido o ausente. Vulva cerca del extremo posterior. Ovario único, extendido, excepto en Dolichodorinae, en el que están presentes dos ovarios. Bursa presente o ausente. Ectoparásitos de las plantas

(Thorne, 1961). Dentro de la familia Criconematidae, los géneros más importantes son *Criconemoides* y *Criconema*.

***Criconemoides* Taylor, 1936**

Diagnosis: El nematodo anillado *Criconemoides* sp., se caracteriza por su cuerpo corto, robusto e intensamente anillado. Son de movimientos lentos. El estilete es muy largo en comparación con la longitud del cuerpo, y con los nódulos basales con proyecciones hacia la parte anterior. Sexualmente dimórficos. La hembra mide de 0.20-1mm de longitud, cuerpo corto y robusto, generalmente curvado, la parte anterior del cuerpo es redondeada y la posterior cónica. La cutícula está provista de 42 a 200 anillos prominentes con márgenes suavemente crenados hacia la región posterior (Figura 14). El área labial está unida al resto del cuerpo y separada por uno o dos anillos delgados. El estilete es fuerte, con nódulos basales dirigidos hacia la parte anterior. El esófago cuenta con un fuerte bulbo medio, el cual se fusiona con el procorpus; las glándulas forman un pequeño bulbo posterior. La posición de la vulva es posterior. El sistema reproductor consta de un solo ovario dirigido hacia la parte anterior, con la espermateca situada lateralmente. El macho es de cuerpo delgado y corto, la parte anterior es redondeada, no presenta estilete, esófago degenerado, espículas cortas, suavemente curvadas; bursa débilmente desarrollada, excepcionalmente ausente, y la cola terminada en punta.

Sintomatología. Los síntomas generales asociados al daño por nematodos involucran lesiones en las raíces absorbentes que degradan o pudren los tejidos, permitiendo la invasión por patógenos secundarios, reducción del sistema radical, amuñonamiento y en algunos casos proliferación de raicillas. Como el daño se localiza en la raíz, los síntomas son evidentes también en la parte aérea: amarillamiento, achaparramiento, raquitismo, marchitez recurrente, especialmente en horas de calor y caída de plantas aún con vientos moderados.

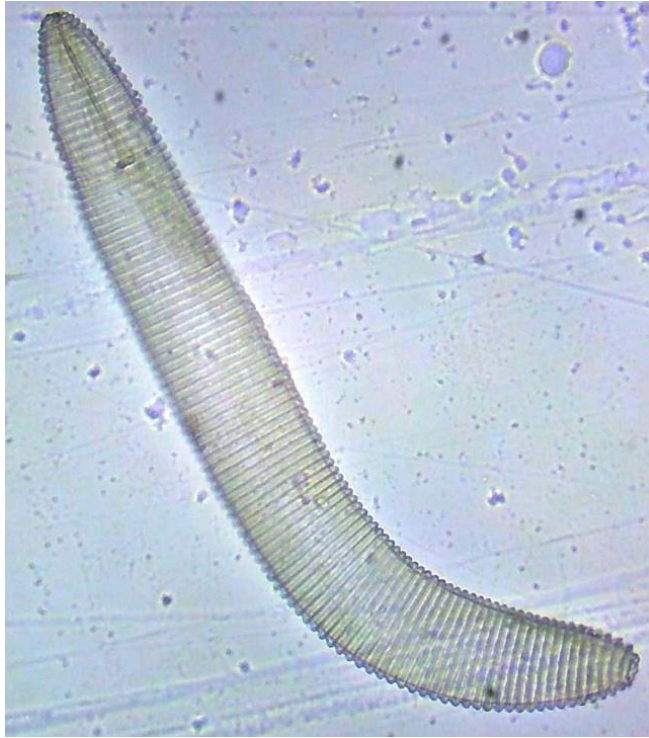


Figura 14. Juvenil de *Criconemoides* sp. "Nematodo anillado"

Epidemiología. Es un ectoparásito de hábitos alimenticios externos a las raíces. Son de distribución mundial y asociados a diferentes cultivos, especialmente especies leñosas y gramíneas. Estos nematodos introducen su estilete en los tejidos donde degeneran las células radicales. La temperatura es determinante para el desarrollo y aumento de las poblaciones, con un óptimo desarrollo a 15-30°C. *Criconemoides* se desarrolla mejor en suelos húmedos, situación que le permite establecerse en zonas con riego y en la estación lluviosa aumentar sus poblaciones.

***Criconema* Hofmann & Menzel, 1914**

Diagnosis: Hembra gruesa, fusiforme con anillos gruesos con espinas o escamas; número de anillos de 50 a 125, generalmente 100; cabeza con uno o dos anillos prominentes; región glandular esofágica bulboide con istmo pequeño; estilete grande; vulva con el quiste posterior del cuerpo, monodélfica, prodélfica (Figura 15); machos desconocidos en algunas especies.

Especie tipo: *Criconema guernei* [(Certes, 1889) Hofmannner & Menzel, 1914]



Figura 15. *Criconema* sp. “Nematodo anillado”.

Biología: El ciclo de vida dura aproximadamente de 25 a 34 días bajo condiciones de laboratorio. La primera muda se realiza en el huevo. La segunda larva muda a los 3-5 días, la siguiente muda se realiza en los siguientes 4-7 días y pasa a adulto en 5-6 días más. Después de 2 o 3 días, las hembras depositan de 8 a 15 huevos dos veces por día. Estos nematodos son ectoparásitos migratorios, por lo que todos los estados larvarios son capaces de atacar las raíces de sus huéspedes; se encuentran frecuentemente en suelos ligeros.

Hospedantes: Clavel, rosa, dracena, almendro, cerezo, etc.

5.2.5. *Xiphinema* Cobb, 1913.

Diagnosis: La longitud de este nematodo varía de 4 a 5.5 mm; anillo guía situado en la parte posterior del odontoestilete; odontóforo con engrosamiento basales (Figura

16); hembras con vulva en el 40-50% de su cuerpo, didélficas anfidélficas reflejadas; cola redonda con un mucrón; en algunas especies se presenta en la hembra, cerca del ovario un órgano denominado Z, pero se desconoce su función; anfidios poslabiales con aberturas grandes y en forma de estribo invertido.

Especie tipo: *Xiphinema americanum* Cobb, 1913.

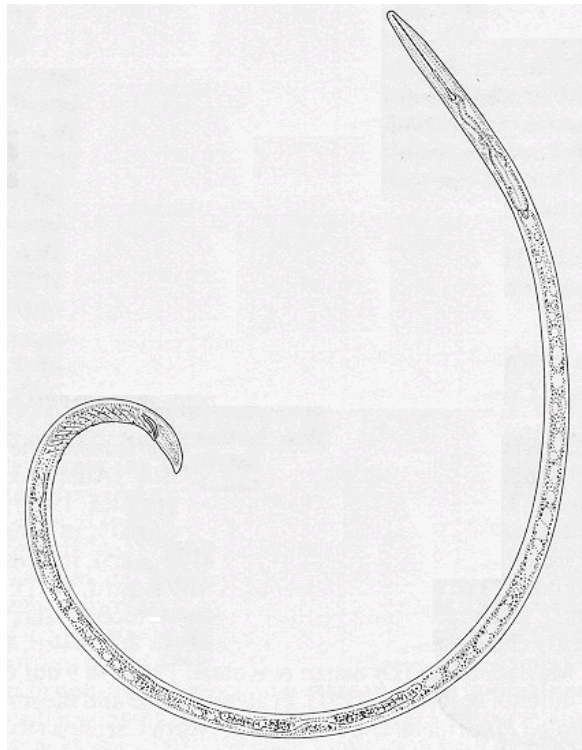


Figura 16. Macho de *Xiphinema* sp. "Nematodo de daga".

Biología: Se ha demostrado que *Xiphinema* produce agallamiento en las raíces hospedantes con el consecuente enanismo de la planta. Estas agallas frecuentemente se confunden con las producidas por *Meloidogyne* spp. El ciclo de vida de este nematodo no está bien estudiado, pero parece que se presenta cuatro estados larvales fuera del huevo, la primera muda se realiza de 24 a 48 horas después de que eclosiona la larva del primer estado. Las siguientes mudas se realizan con intervalos

de 6 días entre cada una y el ciclo de vida se completa en 22 a 27 días. Se han reportado que este nematodo incrementa rápidamente su población pues de una inoculación inicial de 200 nematodos en pocos meses se han encontrado 27,000 nematodos en las raíces de la rosa. La época de invierno la pasan en estado de huevo, del cual eclosionan las larvas al iniciarse la primavera. La temperatura y la humedad del suelo son limitantes para el desarrollo de este nematodo. Se ha observado que la temperatura óptima es de 20°C con una humedad de 25 al 80%.

Hospedantes: Fresa, cacahuate, higo, tomate, soya y rosa.

5.2.6. *Hoplolaimus* Daday, 1905.

Diagnosis: La hembra tiene cuerpo recto, largo, cilindroide en forma de “C” cuando está relajado (Figura 17). Región cefálica o labial, separada del cuerpo, hemisferoide o en forma de un cono bajo con lados aplanados, y anteriormente también aplanado, con anulaciones claramente marcadas, y estrías longitudinales. Trama cefálica masiva, amarillenta y fuertemente esclerotizada. Estilete masivo, con nódulos basales con procesos proyectándose anteriormente. Glándula dorsal del esófago abriéndose cerca de la base de los nódulos basales. Glándula esofageal traslapando el intestino dorsal y lateralmente. Bulbo meso esofageal esferoide localizado a la mitad del esófago con un aparato valvular bien desarrollado. Campos laterales con cuatro líneas o menos, generalmente aeroladas a nivel de los fasmidios o anteriormente, con estrías irregularmente colocadas en los campos. Poro excretor por debajo de la glándula esófago intestinal, hemizonidio pocas veces visto, el intestino traslapando el recto y usualmente extendiéndose dentro de la cola. Cola corta y redondeada; fasmidios alargados al nivel del ano y a veces, anterior al nivel de la vulva.

El macho presenta la región cefálica más o menos conoide que en la hembra, hemisférica con lados convexos; testículo simple extendido. Espículas ventralmente arqueadas y cefaladas. Governáculo acanalado, bursa grande con márgenes crenados, originada cerca del nivel de las espículas cuando están retraídas; el ala caudal cubre la cola que por lo general es conoide (Rivas *et al.*, 2002).



Figura 17. Hembra de *Hoplolaimus* sp. “Nematodo de lanza”.

Especie tipo: *Hoplolaimus tylenchiformis* Daday, 1905.

Hospederos: Ataca a una amplia variedad de plantas desde pastos, cereales, maíz, algodón, caña de azúcar, árboles de manzano y pino (Thorne, 1961).

5.2.7. *Tylenchorhynchus* Cobb, 1913.

Diagnosis: La hembra tiene cuerpo de tamaño medio, cilindroide débilmente curvado ventralmente cuando es relajado o en especímenes montados, disminuyendo levemente hacia ambos lados. Campos laterales con dos, tres, cuatro o cinco líneas algunas veces aerolados. Sin dimorfismos sexuales. Región labial redondeada, separada por una constricción leve, o continua con el cuerpo; la esclerotización puede ser débil o prominente (depende de la especie). Estilete bien desarrollado, delgado, con los nódulos basales que pueden ser redondeados, o con la parte anterior en forma de copa, pero igualmente conspicuos, el estilete disminuye anteriormente siendo aciculado en lugar de tubular. Bulbo medio, grande y oval con un aparato valvular

refractivo en el centro. Istmo largo y estrecho, bulbo terminal piriforme. Válvula esófagica-intestinal hemisferoide. Fasmidios conspicuos cerca de la mitad de la cola. Poro excretor cerca de la base del isthmus. Vulva localizada cerca de la mitad del cuerpo, ovarios dos y expandidos (Figura 18). Cola cilíndrica, conoide con término usualmente redondeado, no agudo Macho: Espículas arqueadas, gubernáculo prolongable, con fin proximal redondeado. Cola ligeramente arqueada, cubierta por la bursa, raramente lobulada (Rivas *et al.*, 2002).

Especie tipo: *Tylenchorhynchus cylindricus* Cobb, 1913.



Figura 18. *Tylenchorhynchus* sp. "Nematodo del raquitismo".

5.2.8. *Paratylenchus* Micoletzky, 1922.

Diagnosis: Las hembras presentan la vulva ubicada en el cuarto posterior del cuerpo. El estilete es fuerte, de longitud variable en las hembras (Figura 19). En los machos es reducido o inexistente, cutícula finamente anillada sin ornamentación, cola cónica terminada en punta.



Figura 19. Hembra de *Paratylenchus* sp. "Nematodo de alfiler".

5.2.9. *Hemicycliophora* de Man, 1921.

Diagnosis: La hembra mide de 0.75 a 1.75 de largo con anillos cuticulares gruesos y con doble de cutícula; estilete largo con nódulos basales bien desarrollados; el esófago presenta el procorpus y el bulbo medio amalgamados, la región glandular se une directamente al intestino; el poro excretor está a nivel de la unión esófago y el intestino; la vulva se localiza a 75-90% del cuerpo del nematodo, prodélficas monodélficas sin saco postuterino (Figura 20). Los machos tienen cutícula simple, sin estilete y el esófago degenerado; monórquicos con espícula en forma de hoz y bursa adanal.

Especie tipo: *Hemicycliophora typica* de Man, 1921.

Biología: Solamente se ha descrito el ciclo de vida de *H. arenaria*. En esta especie el huevo es depositado y de 3 a 5 días se desarrolla la primera larva, la cual no tiene estilete; después de la primera muda dentro del huevo, emerge la segunda larva que tiene estilete y curiosamente esta primera muda sucede 12 horas antes de que la larva eclosione. La juvenil 2 (J2), se mueve en el suelo hacia su hospedante y se empieza

a alimentar de las raíces. Es un ectoparásito que antes de cada muda cesa de alimentarse y deja la raíz. La tercera y cuarta mudas se realizan con períodos intermedios, en los cuales el nematodo se alimenta para crecer y desarrollarse en una hembra. En el macho, la J2 es más pequeña y tiene esófago degenerado y un estilete débil. Durante la cuarta muda el estilete desaparece y no se desarrolla ninguno en el macho adulto. No se ha observado que los machos se alimenten después de la tercera muda y el desarrollo de estos se completa de 4 a 6 días. El ciclo completo de huevo a huevo es de 15 a 18 días a 30°C. En *H. arenaria* la hembra no necesita al macho para la reproducción.



Figura 20. Hembra de *Hemicycliophora* sp. “Nematodo de vaina”.

Estos nematodos empiezan a alimentarse en la zona meristemática de las raíces, y dependiendo de la longitud del estilete atraviesan la epidermis y las capas internas del tejido radicular. Tan pronto como el nematodo encuentra con su estilete una célula para alimentarse, el bulbo medio comienza a pulsar aproximadamente dos veces por segundo y el proceso se prolonga por cerca de 15 minutos. Este nematodo, al

alimentarse, produce agallas terminales en las raíces principales y laterales, lo cual ocasiona el enanismo y reducción en la producción de las plantas.

Hospedantes: Tomate rojo, apio, calabaza, arrayán, pimienta, frijol negro y arándano.

5.2.10. *Trichodorus* Cobb, 1913.

Diagnosis: Nematodos pequeños, miden de 0.5 a 1.5 mm; presentan un estilete típico con un pequeñísimo anillo guía en la parte anterior; las hembras presentan la vulva en el 55% del cuerpo, didélficas, anfidélficas, reflejadas; machos abundantes, sin bursa y con tres pares de pailas preanales suplementarias (Figura 21).

Especie tipo: *Trichodorus primitivus* [(de Man, 1980) Micoletzky, 1922].

Biología: Los hábitos alimenticios de *Thichodurus* se han estudiado en algunas plantas y se ha observado que sigue el mismo patrón en todas ellas. Se ha reportado que este nematodo se alimenta solamente de las raíces de las plantas como un ectoparásito migratorio. Este nematodo es polífago, pues ataca plantas de 14 familias, incluyendo gramíneas y leguminosas. *Trichodurus* presenta solo tres estados larvarios fuera del huevo y su ciclo se completa en 21 o 22 días a 22°C, y en 16 a 17 días a 30°C. Se ha demostrado que *Thichodurus* es un nematodo vector de virus, como el del “cascabeleo del tabaco” (Tobacco Raule Virus).

Hospedantes: Gramíneas, leguminosas, hortalizas, ornamentales, etc.

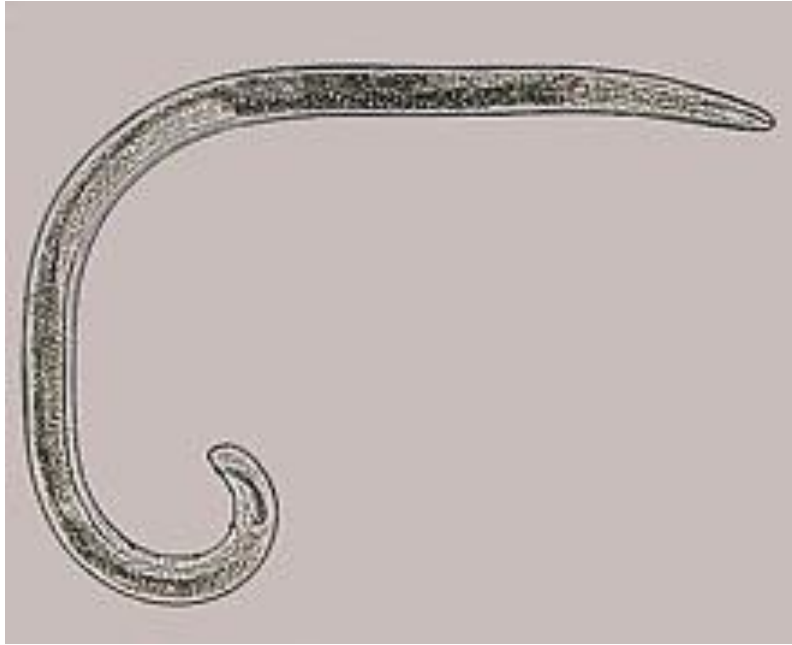


Figura 21. Macho de *Trichodorus* sp. “Nematodo de la raíz en escobilla”.

5.2.11. *Rotylenchus* Filipjev, 1936

Diagnosis: Las hembras poseen un cuerpo vermiforme delgado y espiral en forma de C (Figura 22); con una longitud alrededor de 0.4 mm. El estilete da vuelta y se inclina posteriormente, además el bulbo medio del esófago posee distintas válvulas y las glándulas basales del esófago están posicionadas de forma lateral y ventral al intestino. La vulva no es prominente, ocurre en el 70% de la longitud de su cuerpo. Los ovarios de la hembra inmadura están opuestos por una doble flexión y la cola es estrecha y se posiciona con una curva (Chitambar, 1997). El cuerpo de las hembras maduras según sufre una transformación para tomar la forma de un riñón, con un cuello irregular que mide 0.38-0.52 mm de longitud. Al sufrir esta transformación, la vulva se diferencia por la aparición de labios y el cuerpo que se encuentra alejado del ano, tiene forma hemisférica, con una parte delgada al final, con una longitud de 5-9 μm . En esta etapa el estilete está bien desarrollado y la cutícula es más gruesa. Los ovarios son más largos y los huevos son depositados en una matriz gelatinosa (Sipes, 2000).

Los machos son vermiformes, con la parte anterior reducida y la presencia de un estilete reducido. El esófago de los machos es degenerado con el bulbo y la válvula de tamaño mediano, además de que los machos de este género no se alimentan; siendo las hembras las únicas que se alimentan. La espícula es larga y delgada con forma curva y ubicada en la parte ventral. Los machos y juveniles permanecen en el suelo (Coblentz, 2005).



Figura 22. *Rotylenchulus* sp. “Nematodo reniforme”.

Biología: Los nematodos del género *Rotylenchulus* sp., o nematodos reniformes, como comúnmente se les llama, son semiendoparásitos sedentarios. Su ciclo de vida, es único en donde los nematodos salen después de eclosionar del huevo en J2 y que, a través de cuatro mudas, dan paso para la hembra inmadura en el suelo sin alimentación (Bridge y Starr, 2010). Los estados juveniles, machos y hembras inmaduras se encuentran en el suelo. La J4 es el estado infectivo del nematodo que penetra las raíces y se convierte en sedentario. La reproducción sin la presencia de machos es muy común dentro de las poblaciones de especies de *Rotylenchulus* (Shurtleff y Averre, 2000).

5.2.12. *Scutellonema* Andrassy, 1958.

Diagnosis: Dimorfismo sexual presente. La cabeza femenina es claramente conoide, mientras que la del macho es más esferoide. Campos laterales aerolados, especialmente cerca de las extremidades. Fasmidios tipo escutelum, ubicados cerca de la latitud del ano. Deiridios no observados. Región labial cuadrangular, los anulos lisos. Anfidios abiertos y cuatro papilas ubicadas justo debajo del margen del disco labial. Sectores dorsal y ventral del anillo cefálico bifurcados. Glándulas esofágicas que solo superponen ligeramente el extremo anterior del intestino. Ovarios extendidos con espermateca en las ramas uterinas (Figura 23). Espícula ligeramente arqueada, que descansa sobre un comedero que lleva un titilado similar a los de *Hoplolaimus* y *Rotylenchus*. Bursa envolviendo la cola (Thorne, 1961).

Especie tipo: *Scutellonema blaberum* (Steiner, 1937) Andrassy, 1958.



Figura 23. Hembra de *Scutellonema* sp. "Nematodo Yam".

5.2.13. *Longidorus* [(Micoletzky, 1922) Filipjev, 1934].

Diagnósis: Anillo guía simple, prominente, situado en la parte anterior del odontoestilete; odontóforo sin engrosamientos basales; vulva ubicada en el 50-60% del cuerpo; hembra didélfica anfidélfica reflejada; cola redonda y cónica; los adultos miden de 5 a 6 mm de largo (Figura 24); anfidios poslabiales de forma sacular.

Especie tipo: *Longidorus elongatus* [(de Man, 1876) Thorne y Swanger, 1936].

Biología: Hay pocos datos sobre la relación huésped-parásito de este nematodo, pero no hay duda de que pueden ser patógenos, ya que son transmisores, de virus. Se ha observado que el ataque de estos nematodos produce enanismo, necrosis y una proliferación excesiva de las raíces afectadas. El ciclo de la vida es similar al de *Xiphinema*, con la excepción de que *Longidorus* no produce agallas o nódulos.

Hospedantes: Menta, perejil, va, lechuga, poro, maíz.



Figura 24. *Longidorus* sp. "Nematodo de aguja".

5.2.14. *Radopholus* Thorne, 1949.

Diagnosis: Nematodos cilíndricos pequeños, miden menos de 1mm; cabeza y estilete bien desarrollados; dimorfismo sexual marcado, los machos presentan una degeneración de la parte cefálica; las glándulas esofágicas se sobreponen al intestino dorsalmente; hembras didélficas anfidélficas; fasmidios en la parte anterior de la cola (Figura 25); machos desconocidos en algunas especies; bursa subterminal y a veces envolvente.

Especie tipo: *Radopholus similis* (Cobb, 1863) Thorne, 1949.



Figura 25. Hembra de *Radopholus similis* “Nematodo barrenador”.

Biología: *R. similis* es una plaga importante en varios cultivos tropicales y subtropicales, y presenta varias razas fisiológicas. Su reproducción normalmente es sexual, pero se puede realizar sin la presencia de machos. Todos los estados y los adultos se encuentran en el suelo, pero solamente las larvas y las hembras se alimentan, los machos no lo hacen y el estilete y el esófago están degenerados. El

principal daño que producen en cultivos perenes y la diseminación se realiza mediante material vegetal infestado.

Es un nematodo endoparásito migratorio de las raíces, las cuales invade cerca de las puntas, en la zona meristemática, y penetra en ellas en 48 horas. Al alimentarse las hembras y las larvas producen cavidades en la corteza de las raíces del plátano y en la corteza y anillo vascular entre el floema y el cambium en los cítricos. Conforme avanzan los nematodos, las cavidades se necrosan y con la acumulación de sustancias de desecho, las lesiones se tornan oscuras, las cuales se ven en la superficie de las raíces. El ataque provoca poco crecimiento de las raíces, con lo que se producen consecuencia, como el achaparramiento de las partes aéreas de la planta. Los machos, después de la cópula, mueren inmediatamente, en las especies que se ha observado la reproducción sexual.

Hospedantes: Principalmente sus hospedantes son el plátano y los cítricos, aunque se ha observado que también infectan a la caña de azúcar y a la pimienta negra, a la cual le producen el síntoma de la raíz tosca.

5.2.15. *Nacobbus aberrans* (Thorne) Thorne & Allen.

Diagnosis. Dimorfismo sexual marcado. La hembra grande, esférica o sacular (forma variable); glándulas esofágicas sobrepuestas anteriormente al intestino; monodélfica, prodélfica (Figura 26a); vulva subterminal y machos vermiformes con bursa pequeña (Figura 26b).

Biología. El ciclo de vida de *Nacobbus* es similar al de *Meloidogyne*, con la diferencia de que todos los estados larvales pueden infestar raíces, por lo que son semiendoparásitos migratorios. *Nacobbus* produce un efecto en el hospedante parecido al producido por *Meloidogyne*, por lo que les denomina “falsos agalladores de la raíz”.

Hospedantes. No se tienen una lista detallada de los hospedantes de este género, pero se sabe que *N. batatiformis* ataca al betabel y algunas malezas. Mientras que, *N. aberrans* ataca papa y jitomate.

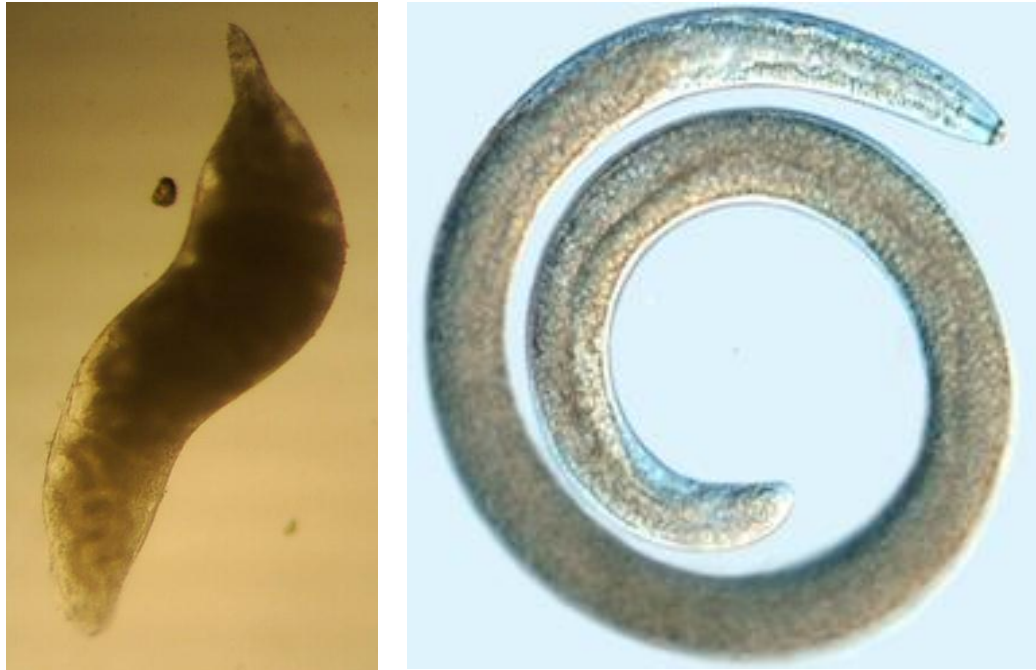


Figura 26. Hembra (a) y macho (b) de *Nacobbus aberrans* “Nematodo falso nodulador de la raíz”.

5.2.16. *Aphelenchus* Bastian, 1865.

Diagnosis: Este nematodo tiene cuerpo cilíndrico, curvado ligeramente hacia la parte ventral; glándulas esofágicas sobrepuestas al intestino dorsalmente; presentan 12 campos laterales; hembras con vulva localizada al 75% del cuerpo, monodélficas, prodélficas (Figura 27); machos monórquicos con bursa, espículas y gobernáculo en forma de “V”; cola redonda, cónica y sin mucrón; estilete pequeño y sin nódulos basales.

Especie tipo: *Aphelenchus avenae* Bastian, 1865.

Biología: Estos nematodos se encuentran comúnmente en el suelo, los adultos miden aproximadamente 850 micras. No se conoce su ciclo de vida. Generalmente se alimentan de hongos y no se ha comprobado su ataque a plantas superiores.

Hospedantes: Desconocidos.



Figura 27. Hembra de *Aphelenchus* sp. “Nematodo parásito de hongos”.

5.3. Estudio de efectividad biológica de nematicidas

Se encontraron diferencias estadísticas significativas ($P \leq 0.05$) entre los tratamientos y el testigo a los 45 y 90 días de la aplicación de los nematicidas. En ambos casos, el insecticida-nematicida Mocap CE Extra, en dosis de 8.0 L/ha, fue el mejor tratamiento, con una eficiencia de control de 85.81%; seguido de Nematicur CE 400 (8.0 L/ha) y Nematrol Plus (2.0 L/ha), con una eficiencia de control de 68.82 y 61.02%, respectivamente. El tratamiento a base de Nematrol Plus, a razón de 3.0 L/ha, no

controló las poblaciones del fitonematodo, ya que tuvo una mayor tasa de reproducción de éste que el testigo (Cuadro 9; Figuras 28 y 29).

Cuadro 9. Valores promedio de la tasa de reproducción del “nematodo agallador de la raíz” (*Meloidogyne arenaria*) por tratamiento nematocida en Isla, Veracruz.

Tratamiento	Tasa de reproducción, 45 ddp	Tasa de reproducción, 90 ddp	Eficiencia de control (%)
1. Testigo	14.800 c	26.400 c	
2. Nematrol Plus, 2.0 L/ha	3.500 b	10.290 b	61.02
3. Nematrol Plus, 3.0 L/ha	12.660 d	58.830 d	0.00
4. Mocap CE Extra, 8.0 L/ha	2.000 a	3.745 a	85.81
5. Nema-cur CE 400, 8.0 L/ha	4.420 b	8.230 b	68.82

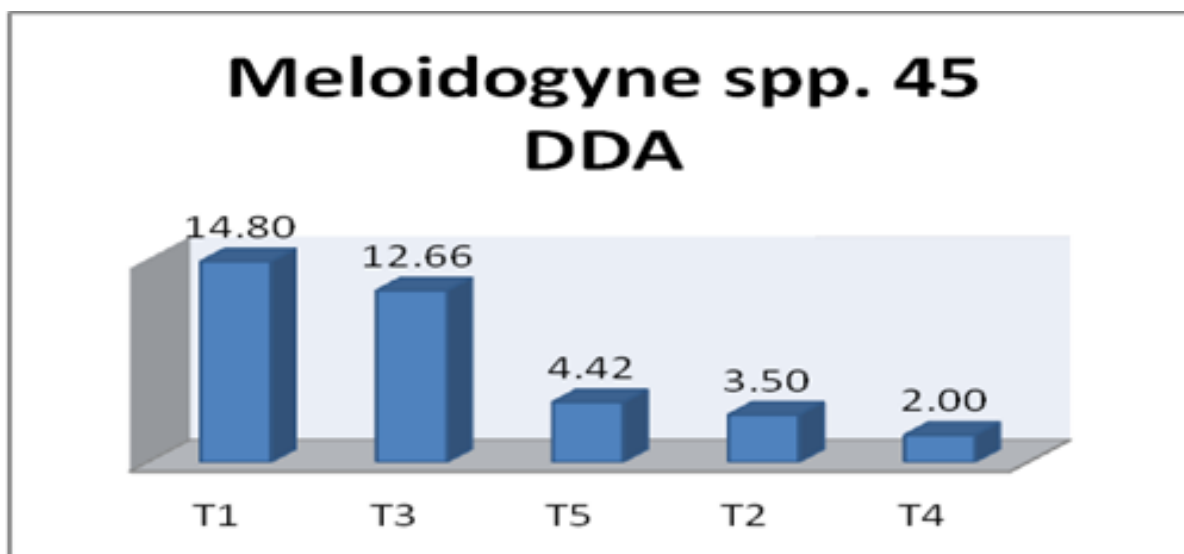


Figura 28. Tasa de reproducción promedio de *M. arenaria* a los 45 días de la aplicación de nematocidas orgánicos y químicos.

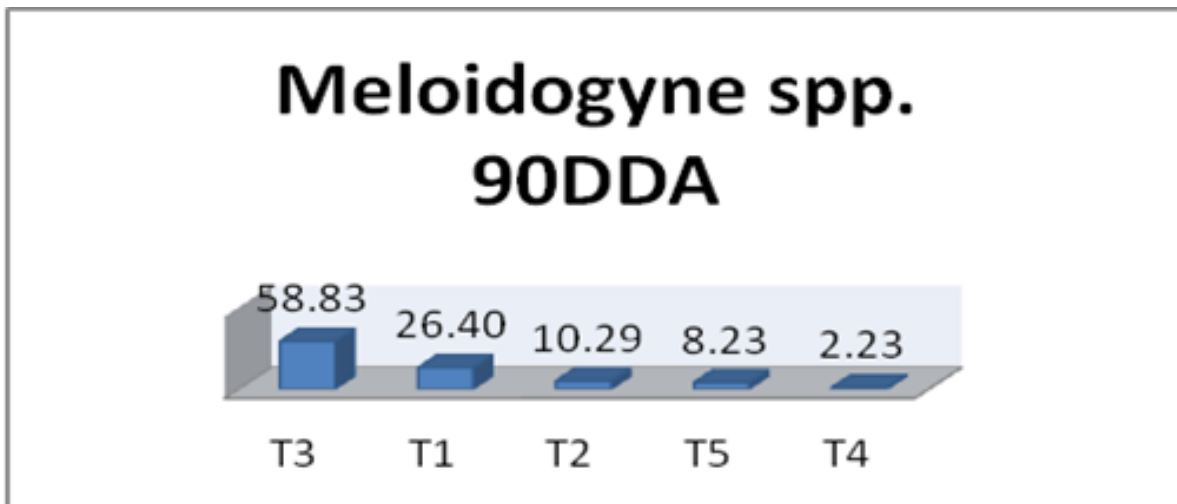


Figura 29. Tasa de reproducción promedio de *M. arenaria* a los 90 días de la aplicación de nematicidas orgánicos y químicos.

Estos resultados concuerdan con los reportados por Calvo y López (1980), quienes demostraron que cinco nematicidas químicos evaluados para el control de *Meloïdogyne incognita* en dos cultivares de tabaco: Etoprofos (Mocap 5% G), fenamifos (Nemacur 5% G), carbofuran (Furadan 5% G), fensulfotión (Terracur P 5% G) y oxamyl (Vydate L 24% C.E.), redujeron las poblaciones de este fitonematodo. También Peláez-Arroyo *et al.* (2015), reportaron que los nematicidas químicos: Furadan (Carbofuran 2 mL L⁻¹) y Vydate-L (Oxamil 2 mL L⁻¹), fueron eficientes para el control del “nematodo agallador de la raíz” (*Meloïdogyne incognita*) en papayo cv. Maradol.

Tomando en cuenta que los fitonematodos endoparásitos, como *Meloïdogyne*, se consideran los más peligrosos en relación a los daños que ocasionan a las plantas cultivadas y no cultivadas, se observó que el tratamiento a base de Nematrol Plus tuvo efecto de control de este nematodo a la dosis de 2 L/ha, al bajar la población de juveniles (J2) y tasa de reproducción de *M. arenaria* a los 45 días después de la aplicación; sin embargo, al incrementar la dosis a 3 L/ha, la población del fitonematodo se incrementó. A pesar de que Nematrol Plus (2 L/ha), disminuyó las poblaciones del “nematodo agallador de la raíz”, se observó una clara diferencia de control entre los

nematicidas químicos Mocap Extra y Nema-cur 400 y el nematicida orgánico, ya que la eficiencia de control de los dos químicos fue superior al orgánico.

A los 90 días de la aplicación de los tratamientos, se observó que Nematrol Plus a razón de 3 L/ha, tuvo la mayor cantidad de individuos del fitonematodo, e incluso superior a la del testigo. Al respecto, cabe mencionar que las plantas tratadas con esta dosis tenían una mayor cantidad de raíces y quizás eso proporcionó más alimento para los nematodos y buenas condiciones para su reproducción. Los mejores tratamientos fueron Mocap Extra y Nema-cur 400, al reducir las poblaciones y tasa de reproducción del “Nematodo agallador de la raíz” en el cultivo de piña. La diferencia en la densidad poblacional y tasa de reproducción del fitonematodo entre los tratamientos químicos y orgánicos, dependió principalmente de la persistencia de los productos en el suelo. Parece ser que Mocap (etoprofos) presentó mayor persistencia que Nema-cur (fenamifos) y Nematrol Plus (quitosan), tal como lo mencionan Calvo y López (1980).

VI. CONCLUSIONES

1. Se encontraron 17 fitonematodos asociados a los cultivos muestreados: *Meloidogyne* sp., *Pratylenchus* sp., *Helicotylenchus* sp., *Xiphinema* sp., Familia Criconematidae, *Hoplolaimus* sp., *Tylenchirhynchus* sp., *Paratylenchus* sp., *Hemicycliophora* sp., *Heterodera* J2, *Trichodorus* sp., *Scutellonema* sp., *Rotylenchus* sp., *Radopholus* sp., *Longidorus* sp., *Naccobus aberrans* y *Aphelenchus* sp.
2. Los fitonematodos asociados a los cultivos tropicales estudiados fueron: *Meloidogyne* sp., *Pratylenchus* sp., *Helicotylenchus* sp., Familia Criconematidae, *Xiphinema* sp., *Hoplolaimus* sp., *Tylenchirhynchus* sp., *Hemicycliophora* sp., *Rotylenchus* sp., y *Radopholus* sp.
3. Los fitonematodos asociados a los cultivos ornamentales y follajes fueron: *Meloidogyne* sp., *Pratylenchus* sp., *Helicotylenchus* sp., Familia Criconematidae, *Xiphinema* sp., *Hoplolaimus* sp., *Tylenchirhynchus* sp., *Paratylenchus* sp., *Heterodera* J2, *Trichodorus* sp. y *Scutellonema* sp.
4. Los fitonematodos asociados a los cultivos hortícolas fueron: *Meloidogyne* sp., *Pratylenchus* sp., *Helicotylenchus* sp., Familia Criconematidae, *Xiphinema* sp., *Hoplolaimus* sp., *Tylenchirhynchus* sp., *Paratylenchus* sp., *Hemicycliophora* sp., *Heterodera* J2, *Trichodorus* sp., *Longidorus* sp., *Naccobus aberrans* y *Aphelenchus* sp.
5. Por su número, rango de hospedantes y daño, los fitonematodos de mayor importancia son: *Meloidogyne* sp., *Pratylenchus* sp., *Helicotylenchus* sp., Familia Criconematidae, y *Tylenchirhynchus* sp., ya que se encontraron asociados a cultivos tropicales, hortalizas y ornamentales.
6. El nematicida químico Mocap Extra (etotrofos) fue el más eficiente en el control del “nematodo agallador de la raíz” (*Meloidogyne arenaria*), seguido de Nema-cur 400

(fenamifos); ambos disminuyeron la población y tasa de reproducción del fitonematodo en el cultivo de piña.

7. El nematicida orgánico Nematrol Plus en dosis de 2.0 L/ha fue el tercer mejor tratamiento y puede ser una alternativa no química para el control del “nematodo agallador de la raíz” (*M. arenaria*) en el cultivo de piña. Pero, hace falta realizar más estudios sobre su actividad en el suelo para bajar las poblaciones de fitonematodos.

VII. RECOMENDACIONES

1. Dada la importancia que están adquiriendo los fitonematodos por los daños que ocasionan a las plantas cultivadas, en futuros estudios es necesario ampliar los muestreos a un número mayor de cultivos y zonas agrícolas.
2. Para obtener una mayor cantidad de especies y ejemplares de fitonematodos asociados a los cultivos, considerar el muestreo de suelo y raíz en diferentes etapas de desarrollo de las plantas.
3. Ya que no todas las especies de fitonematodos asociados a los cultivos agrícolas ocasionan daños de importancia económica, llevar a cabo estudios de incidencia y severidad que demuestren su capacidad de provocar dichos daños y pérdidas económicas.
4. Para lograr un mejor control del “nematodo agallador de la raíz” en el cultivo de piña, hacer varias aplicaciones de nematicidas durante el crecimiento de las plantas, ya que se trata de un cultivo bianual.
5. Es importante realizar estudios de efectividad biológica tanto de nematicidas de síntesis química como de productos orgánicos y biológicos, en otros cultivos de importancia económica.
6. Además de evaluar diversos nematicidas, es conveniente ensayar varias dosis y concentraciones de los ingredientes activos.
7. Debido a las restricciones actuales en el uso de plaguicidas químicos, en futuros estudios priorizar la evaluación de otras alternativas biorracionales de manejo de fitonematodos, así como el empleo de nematicidas orgánicos y biológicos.

VIII. LITERATURA CITADA

- Abad, P., Favery, B., Rosso M.N., and Castagnone, P. 2003. Root-knot nematode parasitism and host response: molecular basis of a sophisticated interaction. *Molecular Plant Pathology* 4:217-224.
- Abuslin, S.A., y Vaca, G. A. 2017. Control del nematodo nodulador de la raíz *Meloidogyne incognita* en el cultivo de tomate utilizando los hongos *Pochonia chlamydosporia*, *Paecilomyces lilacinus*, el extracto botánico *Tagetes patula* y el nematicida oxamil. Escuela Agrícola Panamericana; Zamorano, Honduras. 13 p.
- Aquino, J.G. 2007. Guía para el muestreo de plantas enfermas. Gobierno del Estado de México, ICAMEX: Metepec, México, México. 14 p.
- Aquino, J.G., Ríos, G., Hernández, R.S.V., Frías, A.L. 2013. Catálogo de enfermedades de ornamentales. Gobierno del Estado de México, ICAMEX; Metepec, México, México. 62 p.
- Bayer de México. 2017. Verango: nueva tecnología para el control de nematodos. Bayer Crop Science. Disponible en: https://www.bayer.mx/es/prensa/publicaciones/cb/cb103/3mex_14.html. Fecha de consulta: 21-abril-2019.
- Bello, A., Escuer, M, Pastrana, M.A. 1994. Los nematodos fitoparásitos y su control en ambientes mediterráneos. *Patología vegetal II*: 1039-1100.
- Bridge, J., and Starr, J. 2010. Plant nematodes of agricultural importance. A color handbook. Academic Press, Boston. 152 p.
- Brown, D.J. Robertson, W.M., and Trudgill, D.L. 1995. Transmission of viruses by plant nematodes. *Annual Review of Phytopathology* 33:223-249.
- Calvo, B., y López, R. 1980. Combate químico de *Meloidogyne incognita* en dos cultivares de tabaco Burley. *Agronomía Costarricense* 4(2):175-182.
- Castillo, D. 1982. Curso de nematología agrícola. UNAM, Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán. Cuautitlán Izcalli, México, México. 95 p. (Mecanografiado).
- Chitambar, J.J. 1997. A brief review of the reniform nematode, *Rotylenchulus reniformis*. *California Plant Pest and Disease Report, CDFR*. pp. 71-73.

- Coblentz, B. 2005. MSU research battles nematodes and weeds. Mississippi State University Agricultural News, October 13, 2005.
- Coyne, D.L., Nicol, J.M., y Claudius-Cole, B. 2007. Nematología práctica. Una guía de campo y laboratorio. IITA-CIMMYT-IPM. Ibadan, Nigeria. 82 p.
- Crozzoli, R. 2009. Nematodes of tropical fruit crops in Venezuela. Integrated Management of Fruit Crops and Forest Nematodes. Springer, Netherlands.
- Díez, M.A., López, J.A., Urbano, P., y Bello, A. 2010. Biodesinfección de suelos y manejo agronómico. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino, Madrid. pp. 35-50.
- Escobar, C., De Meutter, J., Aristízabal, F., Sanz-Alfárez, S., Del Campo, F.F., Barthels, N., Van Der Eycken, W., Seurinck, J., Montagu, M., Gheysen, G., and Fenoll, C. 1999. Isolation of LEMMI9 gene and promoter analysis during a compatible plant nematode interactions. Molecular Plant Microbe Interactions 12: 440-449.
- Espinosa, M.R., Fuentes, K.C., Jaraba, J.D., y Lozano, Z.E. Nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de papaya (*Carica papaya* L.) en Córdoba. 2004. a. Temas Agrarios 9:13-20.
- Escuer, M., y Bello, A. 1996. Nematodos de la subfamilia Macroposthoniinae (Nematoda: Criconeematidae) en la España peninsular. Orsis 11:59-92.
- EcuRed. Nematicidas. Disponible en <https://www.ecured.cu/Nematicidas>. Fecha de consulta: 24-Febrero-2019.
- Fenoll, C., and Ohi, S.A. 1996. Root endoparasitic nematodes: Enemies underground. Trends in Plant Science 1:1360-1385.
- Fenoll, C., and Del Campo, F.F. 1998. The molecular basis of nematode endoparasitism in plants. Physiology Molecular Biology Plants 4: 9-18.
- Fenoll, C., Aristízabal, F.A., Sanz-Alfárez, S., Del Campo, F.F. 1997. Regulations of gene expression in feeding site. Cellular and molecular aspects of plant nematode interactions. Kluwer Academic Publ. Netherlands. pp. 133-149.
- Fernández, E. 1991. Los nematodos del género *Meloidogyne* Goeldi en el cultivo de la guayaba (*Psidium guajava* L.) y su control. Tesis de Doctor en Ciencias Agrícolas.

- Gómez, M., y Montes, M. 2016. Manejo de nematodos endoparásitos: Proyecciones futuras. www.fao.org/docs/eims/upload/cuba/1054/cuf0018s.pdf. Consultado: 01-12-2017.
- Guzmán, O., Castaño, J., y Villegas, E. 2012. Principales nematodos fitoparásitos y síntomas ocasionados en cultivos de importancia económica. *Agron.* 20:30-50.
- Herreros, E., Escobar, C., Muñoz-Martin, M., Mullineaux, P., Fernández-Lobato, M., y Fenoll, C. 2001. Inducción de promotores virales en plantas transgénicas infectadas por nematodos fitopatógenos. VI Reunión de Biología Molecular de Plantas. Toledo. España: 156.
- Meza, P. 2017. Nematología-Nemátodos en frutales, hortalizas y cultivos: Nemátodo lesionador. INIA. Santiago de Chile. Ficha Técnica No. 10. <http://www.inia.cl/wp-content/uploads/FichasTecnicasSanidadVegetal/Ficha%2010%20Nematodo%20lesionador.pdf>. Fecha de consulta: 3-02-2019.
- Melakeberhan, H., and Ferris, H. 1989. Impact of *Meloidogyne incognita* on hysiological efficiency of *Vitis vinifera*. *Journal of Nematology* 21:74-80.
- Merino-Pacheco, M. 2004. Los nematodos: un enemigo invisible. *Horticultura* 180:48-52.
- Milligans, S. B, Bodeau, J., Yaghoobi, J., Kaloshian, i., Zabel, P., and Williamson, V. 1998. The root knot nematode resistance gene Mi from tomato is a member of de Leucine Zipper, nucleotide binding, leucine rich repeat family of plant genes. *Plant Cell* 10:1307-1319.
- Monfort, S.W., Csinos, S.A., Desaegeer, J., Seebold, K., Webster, T.M., and Diaz, J.C. 2007. Evaluating Brassica species as an alternative control measure for root knot nematode (*M. incognita*) in Georgia vegetable plasticulture. *Science Direct. Crop Protection* 26:1359-1368.
- Montes, R. 1979. Avances de nematología agrícola en México. Colegio Superior de Agricultura Tropical. 89 p. OIRSA. 2003. Enfermedades y artrópodos asociados al cultivo de loroco en el Salvador. Ministerio de Agricultura y Ganadería (MAG); San Salvador, El Salvador. 24 p.

- Peláez-Arroyo, A., Ayvar-Serna, S., Alvarado-Gómez, O.G., y Díaz-Nájera, J.F. 2015. Control químico del nematodo *Meloidogyne* spp. en el cultivo de papayo (*Carica papaya* L.). *Revista de Sistemas Experimentales* 2(4):139-143.
- Perry, R.N. 1997. Plant signals in nematode hatching and attractions. *Cellular and molecular aspects of plant- nematode interactions*. Kluwer Academic Publ. Dordrecht. Netherlands: 38-50.
- Rivas, A.W., Sermeño Br., J.M., Paniagua Br., M.R., y Villacorta, J.L. 2002. Manual Técnico: Nematodos asociados a limón pérsico y otros cítricos en Fincas de El Salvador. Universidad de El Salvador, Facultad de Ciencias Agronómicas. San Salvador, El Salvador. 44 p.
- Rodríguez, M.G, Sánchez, L., Arocha, Y., Peteira, B., Solórzano, E., and Rowe, J. 2001. Identification and characterization of *Meloidogyne mayaguensis* from Cuba. Tercera Reunión Anual de la Organización de Nematólogos de los Trópicos Americanos: 6.
- Ruppert, E.E., y Barnes, R.D. 2000. Zoología de invertebrados. 6a. ed. McGraw-Hill Interamericana. México, D.F. pp. 288-304.
- Sanz-Alferéz, S., Uribe, X., Aristízabal, F.A., Herreros, E., Del Campo, F.F., Fenoll, C. 1999. Cis elements in nematode responsive promoters. *Phytosfere´99. Highlights in European Plant Biotechnology*: 177-182.
- SENASICA. 2013. Nematodo de los tallos y bulbos (*Ditylenchus dipsaci*). Dirección General de Sanidad Vegetal-Sistema Nacional de Vigilancia Epidemiológica Fitosanitaria. México, D.F. Ficha Técnica No. 18. 24 p.
- Shurtleff, M., and Averre, C. 2000. Diagnosing plant diseases caused by nematodes. *The American Phytopathological Society*. 187 p.
- Sijmons, P.C. 1993. Plant nematode interactions. *Plant Molecular Biology* 23: 917-931.
- Sipes, B. 2000. *Rotylenchulus reniformis* damage thresholds on pineapple. *Acta Hort.* 239-246 p.
- Steel, R.G.D., y Torrie, J. H. 1986. Bioestadística. Principios y procedimientos. McGraw-Hill; México, D. F. 622 p.
- Suárez, Z., y Rosales, L.C. 1997. Nematodos asociados a los frutales y su control. I: Frutales perennes.<http://www.fonaiap.gov.ve/publica/divulga/fd59/nemato.htm>.

- Talavera, M., Valor, H., Tobar, A. 1999. Nematodos parásitos de los cultivos intensivos bajo plástico en las áreas de Carchuna (Granada) y Balanegra (Almería). Cuadernos de Fitopatología. 1er. Trimestre: 4-7.
- Thorne, G. 1961. Principles of Nematology. Mac Graw Hill. 553 p.
- Unterstenhofer, G. 1976. The basic principles of crop protection fields trails. Pflanzenschutz-Nachrichten 29: 83-180.
- Vera, N.Y., Maicelo, J.L., Guevara, E., y Oliva, S.M. 2007. Nematodos fitoparásitos asociados al cultivo de piña (*Ananas comosus*) en Amazonas, Perú. Scientia Agropecuaria 8:79-84.
- Wyss, U. 1997. Root parasitic nematodes: An overview, in: Cellullar and molecular aspects of plant-nematode interactions. C. Fenoll, F.M.W. Glundler and S.A. Ohl. Kluwer Academic Publishers, Netherlands. pp. 5-22.