Manejo de nemátodos fitoparasíticos utilizando productos naturales y biológicos

por

Rosimar Morales Mallery

Tesis sometida en cumplimiento parcial de los requisitos para el grado de

Maestro en Ciencias
en
Protección de Cultivos

UNIVERSIDAD DE PUERTO RICO
RECINTO UNIVERSITARIO DE MAYAGÜEZ
2006

Aprobado por:

_____	_____
Lydia I. Rivera Vargas, Ph.D. Miembro, Comité Graduado	Fecha
_____	_____
Raúl E. Macchiavelli, Ph.D. Miembro, Comité Graduado	Fecha
_____	_____
Roberto Vargas Ayala, Ph.D. Presidente, Comité Graduado	Fecha
_____	_____
Fernando J. Bird, Ph.D. Representante de Estudios Graduados	Fecha
_____	_____
Miguel Muñoz, Ph.D. Director Departamento	Fecha

ABSTRACT

This study is intended to evaluate different non-chemical agricultural practices such as organic amendments, biocontrol fungi and antagonist legumes in the control of plant parasitic nematodes. Greenhouse and field trials were conducted at the Alzamora Farm, UPR-Mayagüez and at the Agricultural Experiment Substation of Isabela and Corozal. At field trials, *Paecilomyces lilacinus*, a mycorrizal mixture, and chitin intercropped with *Canavalia ensiformis* were assessed.

Plant parasitic nematode populations were reduced with the application fo the fugus *P. lilacinus* and chitin plots planted with the antagonist legume, *Canavalia*, when compared to the chemical treatment. However, non-significant differences were observed among these treatments ($\alpha>0.05$). These results indicate that the use of biological products associated with *Canavalia* as intercrop is a feasible alternative for the control of plantain parasitic nematodes as an effective tool to reduce the use of chemical products in agricultural lands.

RESUMEN

Este estudio pretende evaluar diferentes prácticas agrícolas no-químicas tales como enmiendas orgánicas, hongos biocontroladores y leguminosas antagonistas para el control de nemátodos fitoparasíticos. Se realizaron ensayos de invernadero y campo en la Finca Alzamora de Mayagüez y las Subestaciones Experimentales Agrícolas de Isabela y Corozal. En campo se utilizó el hongo *Paecilomyces lilacinus*, una mezcla de micorrizas, quitina y *Canavalia ensiformis* como leguminosa intercalada.

Las poblaciones de los nemátodos fitoparasíticos disminuyeron al aplicar el hongo *P. lilacinus* y la quitina a parcelas sembradas con la leguminosa antagonista, *Canavalia* y el plátano, esto comparado con al tratamiento químico. Sin embargo, no se observaron diferencias significativas (α=0.05) entre estos tratamientos. Los resultados indican que el uso de productos biológicos asociados a *Canavalia* intercalada con el plátano es una alternativa viable para el control de los nemátodos fitoparasíticos, esto es una herramienta efectiva para el control de nemátodos reduciendo la utilización de productos químicos en predios agrícolas.

DEDICATORIA

El haber logrado este sueño es un momento muy especial en mi vida y no hubiera sido posible sin la ayuda de Dios y de algunos angelitos. A ellos y a mi familia les dedico este trabajo.

Mami (Wanda Mallery) gracias por todos los sacrificios que has hecho para ayudarme a alcanzar mis sueños; porque desde el momento en que me permitiste nacer has forjado mi camino, vivo orgullosa de ti y la única manera que conozco de agradecértela es la que tú me has enseñado, alcanzar mis metas y con buenas calificaciones, así que te entrego mi trabajo y una vez más te doy las gracias.

Wandalith Rivera y Amilcar Marcano, hermana gracias por siempre cuidarme y brindarme tu cariño que ha sido de mucha importancia en momentos difíciles; a ti cuñado te sorprenderás pero yo te debo muchas cosas, gracias por tu apoyo incondicional con mi familia. A ambos les agradezco por mi princesa, Andrea Fernanda Marcano, mi niña preciosa, a ti te dedico este trabajo por ser la luz de mis ojos, porque con tu sonrisa llenabas mi vida de felicidad y en los momentos más difíciles tu recuerdo me daba las fuerzas para continuar y todos los sábados donde me abrazabas y me decías “titi te amo” era lo que me impulsaba a continuar mi trabajo.

Roberto I. Muñiz, Juan Carlos López y Luis Antonio Díaz (abuelo) gracias a los tres porque su apoyo, consejos y amor siempre han sido incondicional.

Con todo mi cariño y amor

Rosimar Morales

AGRADECIMIENTOS

Hay que ser realista, fueron muchos los tropiezos para terminar mi grado de maestría. Sin embargo, estos fueron mermando al recibir la colaboración y gran ayuda de muchas personas que llevare siempre en mi corazón. Deseo expresarles mis más sinceros agradecimientos a:

Dr. Roberto Vargas Ayala primero que nada por confiar en mí y aceptar ser mi profesor consejero, por su apoyo, consejos y recomendaciones que me han servido a ser mejor persona y crecer como investigadora.

Dra. Lydia I. Rivera Vargas y Dr. Raúl E. Macchiavelli, por sus comentarios y sugerencias en la realización de este trabajo.

Agro. Luz María Ramírez por toda la colaboración y consejos brindados en este trabajo.

Sra. María Pagán y Sra. Jeannette Morales por toda la ayuda que me brindaron en estos años, sus consejos y la sonrisa que siempre me regalaban.

A todo el personal de la Subestación Experimental Agrícola de Corozal, por todo el trabajo de campo realizado, en especial Sr. Raúl Jiménez y Agro. Juan Ortíz.

A mis amigos Carmen I. Rivera, Dianne Ortíz, Yazmín Rivera, Merari Feliciano, Ismael Badillo y a todos mis otros amigos por siempre estar cuando más los necesitaba.

Tabla de Contenido

ABSTRACT ..... **II**

RESUMEN ..... **III**

DEDICATORIA ..... **IV**

AGRADECIMIENTOS ..... **V**

TABLA DE CONTENIDO ..... **VI**

LISTA DE TABLAS ..... **VII**

LISTA DE FIGURAS ..... **VIII**

1 INTRODUCCIÓN **2**

2 REVISIÓN DE LITERATURA **6**

3 METODOLOGÍA **19**

3.1 EXPERIMENTO EN INVERNADERO 19

3.1.1 Primer ensayo: Productos biológicos comerciales *19*

3.1.2 Segundo ensayo: Enmiendas Orgánicas *23*

3.1.3 Tercer ensayo: Productos biológicos comerciales más siembra de canavalia *24*

3.2 EXPERIMENTO DE CAMPO 26

3.2.1 Primer ensayo: Productos biológico más siembra de canavalia en Isabela *26*

3.2.2 Segundo ensayo: Productos biológicos más siembra de canavalia en Corozal *28*

3.3 POBLACIÓN DE NEMÁTODOS 31

3.4 PARÁMETROS EVALUADOS EN LA PLANTA *32*

3.5 ANÁLISIS ESTADÍSTICO 32

4 RESULTADOS **33**

4.1 ENSAYOS DE INVERNADERO 33

4.1.1 Evaluación productos biológicos (tomate) *33*

4.1.2 Evaluación de enmiendas (plátano) *33*

4.1.3 Evaluación de productos biológicos comerciales más siembra de canavalia *41*

4.1.4 Parámetros agronómicos *46*

4.2 ENSAYOS DE CAMPO 50

4.2.1 Productos biológicos más siembra de canavalia en Isabela *50*

4.2.2 Productos biológicos más siembra de canavalia en Corozal *56*

4.2.3 Parámetros agrónomicos *62*

5 DISCUSIÓN **65**

6 Conclusiones y Recomendaciones **73**

7 LITERATURA CITADA **74**

Lista de Tablas

Tablas **Página**

Tabla 4.1 Efecto de la aplicación de enmiendas orgánicas sobre el índice poblacional de nemátodos fitoparasíticos…….....39
Tabla 4.2 Efecto de *Canavalia ensiformis* como cultivo intercalado, *Paecilomyces lilacinus*, quitina y un tratamiento químico sobre el índice poblacional de nemátodos fitoparasíticos…….….45
Tabla 4.3 Altura, peso de follaje, peso de raíces y número de nodulación del tomate en el ensayo para evaluar productos biológicos comerciales……...…47
Tabla 4.4 Altura, número de hojas y peso de raíces de plátano en el ensayo para evaluar enmiendas orgánicas aplicadas al suelo como componentes agronómicos. 48
Tabla 4.5 Parámetros utilizados para evaluar el efecto de diferentes prácticas biológicas aplicadas al suelo en plátano en un ensayo de invernadero……..…….49
Tabla 4.6 Efecto de *Canavalia ensiformis* como cultivo intercalado, *Paecilomyces lilacinus*, micorrizas y producto químico sobre el índice poblacional de nemátodos fitoparasíticos. 54
Tabla 4.7 Efecto de *Canavalia ensiformis* como cultivo intercalado, *Paecilomyces lilacinus*, quitina y un tratamiento químico sobre el índice poblacional de nemátodos fitoparasíticos…….…….60
Tabla 4.8 Datos agronómicos del plátano en el ensayo para evaluar prácticas biológicas aplicadas al suelo en la evaluación de rendimiento en Isabela. 63
Tabla 4.9 Datos agronómicos del plátano evaluados en el ensayo de prácticas biológicas aplicadas al suelo en Corozal……...……..64

Lista de Figuras

Figuras **Página**

Figura 2.1 Método de manejo de nemátodos, recomendado por la Estación Experimental Agrícola en Puerto Rico para el cultivo de plátano……...…….7
Figura 3.1 Finca Alzamora UPR Recinto de Mayagüez, Puerto Rico ……..…20
Figura 3.2 Sub-estación Experimental Agrícola de Isabela, Puerto Rico…….…..…26
Figura 3.3 Sub-estación Experimental Agrícola de Isabela, Puerto Rico……...…...29
Figura 4.1 Número de nódulos en tomate ocasionado por *Meloidogyne* spp. en invernadero experimentos de invernadero utilizando productos biológico……..…….. 31
Figura 4.2 Índice poblacional de *Radopholus* sp. en ensayo de enmiendas al plátano en invernadero..... 34
Figura 4.3 Índice poblacional de *Pratylenchus* sp. en ensayo de enmiendas al plátano en invernadero…….……. 35
Figura 4.4 Índice poblacional de *Meloidogyne* sp. en ensayo de enmiendas al plátano en el invernadero ……...…….……. 37
Figura 4.5. Índice poblacional de *Radopholus* sp. en plátano influenciado por prácticas agrícolas no-químicas para el control de nemátodos en Invernadero. …. ……. 40
Figura 4.6. Índice poblacional de *Pratylenchus* sp. en plátano influenciado por prácticas agrícolas no-químicas para el control de nemátodos en Invernadero. … …….. 41
Figura 4.7. Índice poblacional de *Meloidogyne* sp. en plátano influenciado por prácticas agrícolas no-químicas para el control de nemátodos en Invernadero. …..……..42
Figura 4.8. Índice poblacional de *Radopholus* sp. en plátano influenciado por prácticas agrícolas no-químicas para el control de nemátodos en Isabela.. ….……..50
Figura 4.9. Índice poblacional de *Pratylenchus* sp. en plátano influenciado por prácticas agrícolas no-químicas para el control de nemátodos en Isabela……...51
Figura 4.10. Índice poblacional de *Meloidogyne* sp. en plátano influenciado por prácticas agrícolas no-químicas para el control de nemátodos en Isabela…….. ……52
Figura 4.11. Índice poblacional de *Radopholus* sp. en plátano influenciado por prácticas agrícolas no-químicas para el control de nemátodos en Corozal……....56
Figura 4.12. Índice poblacional de *Pratylenchus* sp. en plátano influenciado por prácticas agrícolas no-químicas para el control de nemátodos en Corozal ……57
Figura 4.13. Índice poblacional de *Meloidogyne* sp. en plátano influenciado por prácticas agrícolas no-químicas para el control de nemátodos en Corozal …….58
Figura 5.1 Modelo sugerido para la producción del plátano……...70

1 INTRODUCCIÓN

En Puerto Rico el cultivo del plátano (*Musa acuminata* X *Musa balbissiana*) constituye el producto farináceo de mayor importancia económica. Según datos del Departamento de Agricultura (2004-2005) esta farinácea aportó al ingreso bruto anual cerca de $62 millones al producirse unos 358 millones de frutas de plátano. El plátano ocupa el tercer lugar en el orden de importancia económica en Puerto Rico y se estima que el área sembrada en Puerto Rico alcanza, las 10 mil hectáreas (Departamento de Agricultura 2003-2004).

El plátano se cultiva a través de toda la isla, pero la mayor parte de la producción se encuentra en la región montañosa que incluye los pueblos de Corozal, Naranjito y Comerío, entre otros. Es calificado como alimento básico de millones de personas en los países tropicales ya que aporta gran parte de los requerimientos nutricionales como carbohidratos, fibras, vitaminas (A, B6 y C) y minerales tales como potasio, fósforo y calcio.

La producción del plátano se ve afectada mayormente por los daños que ocasionan diversas plagas y enfermedades. Entre las plagas de importancia económica se encuentra, el picudo del plátano (*Cosmopolites sordidus* Germar) y los nemátodos fitoparasíticos. Entre las enfermedades, causadas por hongos la Sigatoka amarilla y negra ocasionadas por *Mycosphaerella musicola* Leach (Oramas y Román, 1982) y *M. fijensis*, respectivamente. Entre los nemátodos de importancia en Puerto Rico se distinguen, el nemátodo barrenador del plátano, *Radopholus similis* (Cobb) Thorne, el nemátodo lesionador de raíces, *Pratylenchus coffeae* (Zimmeramann) Filip y Chitwood y el nemátodo nodulador,

Meloidogyne incognita (Chitwood). Otras especies mencionadas son *Helicotylenchus multicinctus* (Cobb) y *Rotylenchus reniformis,* Lindford y Oliveira (Román, 1986).

En muchos países productores de plátano las altas poblaciones de nemátodos y la incidencia de enfermedades ocasionan pérdidas considerables a los agricultores (Sarah et al., 1996; Stover, 1972). Sasser y Freckman (1987) estiman que el promedio anual en pérdidas de producción debido a daños por nemátodos en plátano es de 19.7%. Las prácticas recomendadas para eliminar o disminuir las poblaciones de nemátodos en los predios agrícolas están basadas en la utilización de métodos químicos, físicos, genéticos, culturales y biológicos. Sin embargo, tradicionalmente los agricultores utilizan el control químico o nematicidas como la única opción, ya que su efecto es rápido y eficaz. El uso de nematicidas químicos es considerado una excelente alternativa para el control de nemátodos fitoparasíticos en el cultivo del plátano en Puerto Rico. Aplicaciones bien dirigidas han permitido lograr incrementos significativos en el crecimiento y la producción (Gowen, 1995; Araya y Cheves, 1997). Los nematicidas químicos registrados en Puerto Rico y que el agricultor tiene a disposición son el oxamyl (Vydate L.), ethoprop (Mocap 10G) y fenamiphos (Nemacur 15G); siendo estos distribuidos por tres Empresas de Productos Agrícolas (Agro Servicios, Ochoa Fertilizer y Raúl Maldonado y Co.). El costo de estos productos en la actualidad varía entre los 70 y 80 dólares. En la utilización de nematicidas el agricultor gasta aproximadamente $220.00 por cuerda ($564.00 por hectárea), lo cual representa un 17% de los gastos de la finca en la región semiárida (Anónimo, 1995). Por otro lado, los nematicidas han sido asociados con daños a la salud y al ambiente (Thomason, 1987). Estos enfrentan varios cuestionamientos ambientales, representando una amenaza para el agroecosistema.

Debido a los inconvenientes que tiene el uso de productos químicos como estrategia de control en plátano, es importante desarrollar un programa de control enfocado a una agricultura sustentable y de esta manera contribuir a la conservación del ambiente. El control biológico se presenta como una alternativa potencial y libre de riesgo frente a los numerosos y crecientes problemas derivados del uso de plaguicidas. Sin embargo, los efectos adversos de los plaguicidas, han provocado que actualmente el control biológico se reconozca como una de las áreas principales de investigación.

En una revisión realizada por la autora, desde el 1972 en la Universidad de Puerto Rico, Recinto Universitario de Mayagüez, se han publicado sobre 60 estudios relacionados al control biológico de plagas, de los cuales 25 de ellos son relacionados al control de nemátodos. La información de estos estudios ha sido publicada por distintos investigadores de la universidad en el "Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico". En los últimos años se han realizado alrededor de cuarenta (40) tesis de maestría cuya investigación se refiere al uso de organismos para el control de plagas, quince (15) de estas tesis son en el área del control de nemátodos.

Es importante señalar que para utilizar un producto biológico se requiere de un permiso, ya que se debe cumplir con ciertas restricciones para salvaguardar los riesgos al ser humano y al medio ambiente. Estos productos son regulados por la Agencia de Protección Ambiental, EPA por sus siglas en inglés.

Las pérdidas económicas que generan los nemátodos fitoparasíticos al plátano, justifican la continua búsqueda de nuevas alternativas de control para mejorar su productividad. Por esta razón, se diseñó este estudio dirigido a la evaluación de algunos productos comerciales,

a base de organismos como hongos, nemátodos beneficiosos, enmiendas y leguminosas antagonistas de nemátodos fitoparasíticos. Nuestro interés es encontrar una alternativa de control efectivo y viable que permita minimizar el uso de productos químicos.

2 REVISIÓN DE LITERATURA

Los nemátodos fitoparasíticos han sido reconocidos como una plaga que ocasiona daños y pérdidas económicas en los cultivos. En la zona caribeña, el nemátodo barrenador *Radopholus similis*, es considerado el más dañino al plátano, ocasionando lesiones y pudrición de las raíces, generalmente llamada cabeza negra. Como resultado se afecta la absorción de agua y nutrientes en la planta. Stover (1972) menciona además los géneros: *Pratylenchus, Meloidogyne* y *Helicotylenchus* como parásitos importantes de las raíces del plátano. Román (1986) incluye a *Rotylenchulus reniformis* entre las especies dañinas a la producción de bananos. Otros síntomas causados por nemátodos son: enanismo, nodulación, amarillamiento, volcamiento de las plantas y reducción en el rendimiento.

Actualmente, la alternativa de control más comúnmente utilizada es el uso de productos químicos. Se han realizado varios estudios para observar la eficacia de estos productos. Román et al. (1976) evaluaron la eficacia de varios nematicidas en el control de nemátodos en plátano. Ellos encontraron que los nematicidas fenamiphos, carbofuran, oxamyl, alicarb y ethoprop, protegen las plantas del ataque del nemátodo o evitan la reducción en el rendimiento si son utilizados adecuadamente. Estos resultados fueron corroborados por Chavarría e Irizarry (1997) quienes reportaron resultados similares a dosis más bajas que las recomendadas en la etiqueta, a intervalos de cuatro meses. En Puerto Rico, la Estación Experimental Agrícola recomienda al productor del plátano realizar aplicaciones de nematicidas dos veces, al momento de siembra y otra aplicación a los seis meses (Anónimo, 1995), junto a fertilizantes químicos (Figura 2.1).

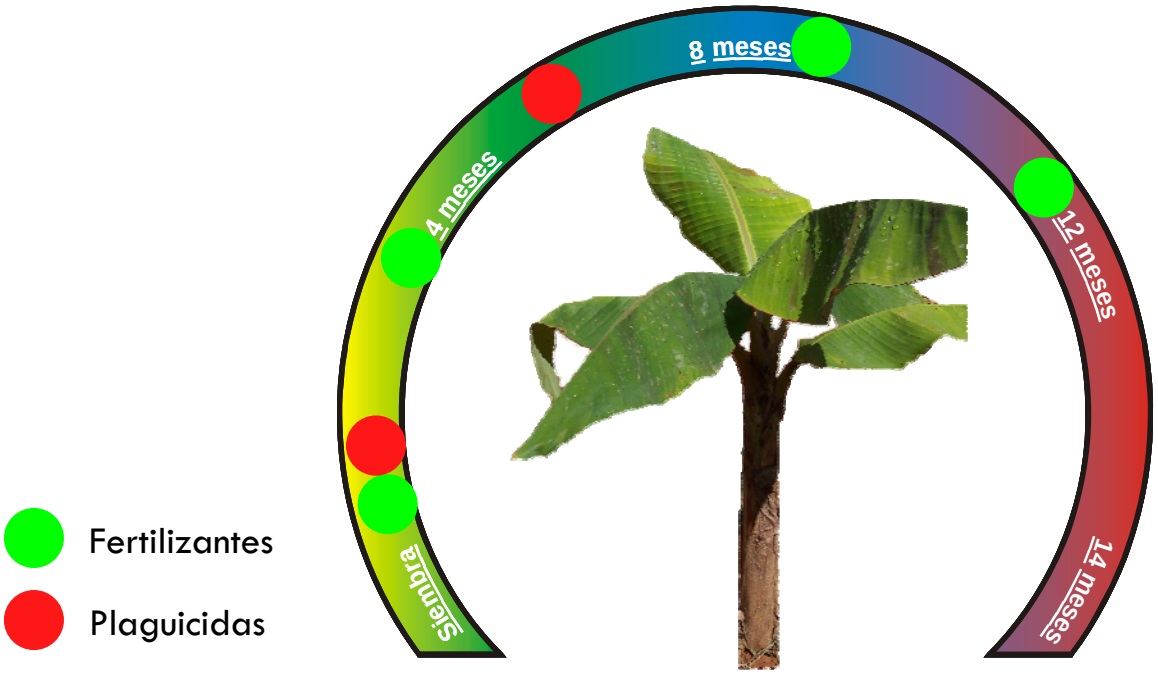

Figura 2.1 Método de manejo de nemátodos, recomendado por la Estación Experimental Agrícola en Puerto Rico para el cultivo del plátano.

El uso de nematicidas químicos ha ido mermando a consecuencia de la preocupación de los agricultores y la sociedad, por los riesgos que éstos han ocasionado al ambiente y a la salud. Atendiendo estas preocupaciones han surgido estudios y nuevas estrategias para el manejo de organismos patógenos del suelo. Muchas de estas prácticas de manejo envuelven el uso de rotación de cultivo, cultivo intercalado, labranza mínima o cero labranza, uso de variedades resistentes, selección de semillas, organismos antagonistas, enmiendas orgánicas y otras prácticas de conservación de suelos. Estas prácticas han sido utilizadas por los agricultores y actualmente se incluyen en todo programa de manejo integrado y agricultura sustentable. En la pasada década, el término agricultura sustentable se definió utilizando los conceptos de producción, manteniendo la preservación de la calidad del ambiente, conservando los recursos naturales y la diversidad biológica (McSorley y Porazinska, 2001). Para que la productividad de un agroecosistema se sostenga indefinidamente deben considerarse varias medidas. En muchos casos, el elemento más limitante es determinar la futura sustentabilidad del sistema. Además, establecer el contexto en el cual se deben tomar decisiones sobre el manejo de nemátodos (McSorley y Porazinska, 2001).

La controversia surgida por el uso indiscriminado de nematicidas y la creciente concienciación por el uso de las prácticas de agricultura sustentable, ha ocasionado un aumento en la reflexión de la sociedad lanzando un reto a los investigadores a buscar una solución a este problema. El control biológico es una alternativa de manejo de poblaciones de nemátodos a través de mecanismos tales como parasitismo, depredación, competencia y antibiosis. Estos tipos de antagonismo son definidos por Cook y Baker (1983) de la siguiente forma: (a) antibiosis como la inhibición o destrucción de un

organismo por un producto metabólico de otro; (b) competencia como el esfuerzo de dos o más organismos a obtener el área o los nutrientes necesarios para desarrollarse; y (c) parasitismo o depredación, donde un organismo se alimenta o vive a expensas de otro. En el suelo pueden encontrarse muchos organismos antagonistas a nemátodos, de los que se mencionan hongos, bacterias, nemátodos depredadores, protozoarios, parásitos, viroides y virus (Jatala, 1986). Los métodos que se utilizan en el control biológico se puede dividir en forma general en dos grupos: a) directo, donde los antagonistas se puedan introducir directamente sobre o dentro del tejido de la planta, b) indirecto, donde las condiciones del cultivo, suelo o ambiente puedan modificar la actividad de los antagonistas que ocurren naturalmente (Cook y Baker, 1983).

El control biológico es un método que ofrece ciertas ventajas al agricultor sobre otras prácticas que normalmente utilizan. El agente biocontrolador podría persistir por un largo período de tiempo y resurgir cuando la plaga aparezca nuevamente. El control biológico de los nemátodos fitoparasíticos, resulta un aporte importante al manejo de poblaciones ya que estos abundan en predios agrícolas y su erradicación es imposible.

La aplicación de materia orgánica, como una alternativa de control de nemátodos fitoparasíticos, es una práctica agronómica que se ha utilizado por muchos años en cultivos de importancia económica. Se considera una enmienda orgánica a todo aquel material que se añade al suelo con el objetivo de crear mejores condiciones para el crecimiento de los cultivos (Zavaleta, 1987) y afectar el desarrollo de parásitos. Ejemplos de enmiendas orgánicas al suelo son: residuos de algunos cultivos, tortas aceitosas, estiércol de animales, cultivos de cobertoras, desechos de la industrialización de productos agrícolas, ganaderos, marinos, avícolas, excremento y desechos de animales,

entre otros. El incremento en el rendimiento de los cultivos tratados con enmiendas orgánicas se atribuye a los suministros adicionales de nutrientes y al control de los nemátodos fitoparasíticos. Uno de los mecanismos de control es la toxicidad de nitratos, cambios en pH del suelo y mayor actividad de la ureasa en el suelo (Mian et al., 1982). Generalmente, los residuos orgánicos más efectivos para el control de nemátodos son aquellos que poseen alto contenido de nitrógeno en comparación a los que contienen compuestos nematóxicos. Esto fue estudiado por González y Canto en el 1993 quienes reportaron que las microparcelas inoculadas con estiércol de caballo y de gallina aumentaron el rendimiento de los tubérculos de papa, obteniéndose mayor reducción en el número de *Globodera pallida* cuando se usaba estiércol alto en nitrógeno (gallinaza).

Mian y Rodríguez (1982) en experimentos de invernadero estudiaron el efecto de enmiendas al suelo con tortas de aceite de algodón (*Gossypium hirsutum* L.) y de maní (*Arachis hypogaea* L.), así como el estiércol de gallina sobre el nemátodo nodulador, *Meloidogyne* spp. En estos estudios se encontró que las enmiendas redujeron el número de nódulos de las raíces causado por el nemátodo, además de estimular el crecimiento de las plantas. El estiércol de gallina a diferencia de las otras enmiendas no mostró ser fitotóxico. Aparentemente, los resultados se relacionan con niveles altos de nitrato, actividad de la ureasa y un pH del suelo más básico. Otros estudios indican que la combinación de enmiendas orgánicas con benzaldehido reduce la incidencia de *Meloidogyne incognita* y otros nemátodos fitoparasíticos (Chavarría et al., 2001).

La eficacia de la materia orgánica en el manejo de nemátodos fitoparasíticos depende de diferentes factores: la especie del nemátodo, la composición química de la enmienda y otros organismos en el suelo responsables de degradar la enmienda

(McSorley y Gallahear, 1996; Mojtahedi et al., 1993; Stirling, 1991). Sin embargo, el mecanismo de acción puede suceder por la liberación de compuestos nematicidas o nematostáticos y/o fomentando el desarrollo de organismos antagonistas del nemátodo (Rodríguez-Kábana, 1991).

Otra alternativa al control químico es el uso de agentes biocontroladores como los hongos, bacterias, protozoarios, insectos y nemátodos depredadores (Jatala, 1986; Taylor y Sasser, 1983). Muchos de los hongos antagonistas presentan actividad quitinolítica o capacidad para degradar la quitina, complejo proteínico presente en la capa media de la pared del huevo del nemátodo. La quitina es un polímero de N-acetylglucosamina frecuentemente presente en tejidos de insectos, crustáceos y hongos (Muzzarelli, 1991). En Puerto Rico, los desechos da langosta, camarones y otros crustáceos pudiera explotarse como fuente de quitina. Esta proteína es un componente importante de la capa media del cascarón o pared del huevo de los nemátodos (Bird, 1971; Bird y McClure, 1976).

El efecto nematicida de la quitina sobre los nemátodos fitoparasíticos, fue investigado por primera vez por Mankau y Das (1969 y 1974), utilizándola como enmienda en el cultivo de cítricos. En el suelo, la quitina es despolarizada por la quitinasa resultando la liberación de amonio, sustancia con propiedades nematicidas (Tian et al., 2000). En adición, el agregar quitina al suelo estimula el crecimiento de bacterias, actinomicetos y un gran número de especies de hongos con actividad quitinolítica (Tian et al., 2000).

Miller et al. (1973) establecen que la quitina y el micelio quitinolítico se utilizan como enmiendas para la supresión de nemátodos fitoparasíticos. Mankau y Das (1969)

encontraron una disminución en el número de juveniles y nódulos radicales de *Meloidogyne* spp. en plantas sembradas y tratadas con enmiendas en base de quitina. Lara-Martes et al. (1993) lograron reducir el daño de *Meloidogyne incognita* en plantas de tomate utilizando una enmienda de exoesqueleto de camarón aplicadas al suelo antes de la siembra. Estudios revelan que la quitina no solo afecta el desarrollo del huevo del nemátodo sino que también acelera el crecimiento de las plantas e induce la activación del mecanismo de defensa en las plantas (Benhamou et al., 1994). Otros investigadores (Kokalis-Burelle et al., 2002; Galper et al., 1990) establecen que las enmiendas a base de quitina promueven el desarrollo de la micoflora quitinolítica del suelo, responsables de la supresión de nemátodos fitoparasíticos en el suelo. Mian et al., (1982) reportan que las investigaciones en las cuales se utilizan suelos enmendados con quitina, encuentran una micoflora específica antagonista de nemátodos.

Enmiendas con altas concentraciones de quitina facilitan el desarrollo de la micoflora responsable de producir enzimas quitinolíticas, las cuales contribuyen a la destrucción de los huevos de nemátodos sedentarios como *Meloidogyne, Globodera* y *Heterodera* (Culbreath et al., 1986; Godoy et al., 1983). Lo cual demuestra que estas enmiendas pueden favorecer la actividad de microorganismos antagonistas de nemátodos. Estudios por Godoy et al., (1983) concluyen que agregar quitina al suelo estimula las poblaciones de microorganismos parásitos de huevos de *Meloidogyne* y *Heterodera*. Por otra parte, Chen et al. (2000 a) reportan que al aplicar sustratos de quitina al suelo en el cultivo de la lechuga; encontraron que organismos como: *Bacillus thuringiensis*, *Streptomyces costaricanus* y *Paecilomyces marquandii,* suprimen al nemátodo nodulador *Meloidogyne hapla.*

Hallmann et al., (1999) estudian comunidades microbiales asociadas al control de nemátodos y encontraron que aplicar enmiendas de quitina modifica las comunidades de bacterias en el suelo y rizósfera. Otro que estudió el efecto de enmiendas con quitina para combatir *Meloidogyne arenaria* fue Mian et al. en 1982. Según Mian et al. (1982), las enmiendas de quitina eliminaron el agallamiento de las raíces y causaron el aumento de la actividad de quitina y urea del suelo. Este investigador reporta que el suelo tratado con quitina desarrolló una micoflora específica con capacidad de crecimiento en un agar de quitina y sales minerales. Posteriormente, pruebas *invitro* demostraron que todas las especies fungosas eran parásitas de huevo.

En Puerto Rico, Dávila et al. (1999) identificaron microorganismos con capacidad quitinolítica y los clasificaron como posibles controladores biológicos del nemátodo nodulador, *Meloidogyne incognita*. Ellos aislaron dos especies de *Paecilomyces (P. lilacinus* y *P. marquandii)*, además de otros hongos. Ambas especies han sido reportadas como enemigos naturales de nemátodos. Culbreath et al. (1986) estudiaron el efecto de la quitina sobre *Meloidogyne* sp. en suelos colonizados por *P. lilacinus.* Los tratamientos con quitina así como con *P. lilacinus*, disminuyeron los valores de agallas y número de larvas por gramo de raíz de tomate. Los resultados señalan que las enmiendas con quitina y *P. lilacinus* son efectivas para combatir a *Meloidogyne* sp.

Stirling (1991) menciona que han sido numerosos los estudios realizados por más de 15 años que sugieren evidencia de que especies de hongos pertenecientes a los géneros de *Verticillium, Fusarium, Cylindrocarpon, Exophiala, Gliocladium, Paecilomyces y Phoma,* pero particularmente las especies de *V. chlamydosporium, F. solani, F. oxysporum* y *P. lilacinus,* regularmente colonizan quistes y huevos de nemátodos.

Algunos de estos hongos nematófagos han dado muy buenos resultados en el control de nemátodos en diferentes cultivos en el ámbito mundial.

Paecilomyces lilacinus fue observado por primera vez en asociación con huevos de nemátodos por Lysek en 1976 (Stirling, 1991). Luego se encontró parasitando huevos de *M. incognita* en Perú en el 1979 (Jatala, 1986). Desde entonces este hongo ha sido asociado al nemátodo nodulador y al nemátodo del quiste (Stirling, 1991). Khan y Saxena (1997) establecieron que *P. lilacinus* controla efectivamente a *M. javanica* en la India, parasitando hembras y huevos. Además, encontró que la habilidad de *P. lilacinus* controlando el nemátodo aumenta cuando este se integra a un material orgánico.

Lara-Martes et al. en 1996 realizaron un estudio de campo para demostrar la eficacia de *P. lilacinus* en el control biológico del nemátodo nodulador y su rentabilidad en el tomate. El estudio reveló que *P. lilacinus* redujo las poblaciones de *Meloidogyne* sp. en el suelo y en las raíces, parasitó los huevos del nemátodo, disminuyó la nodulación radical e incrementó los rendimientos y los beneficios económicos en el cultivo. En condiciones de invernadero, *P. lilacinus* redujo la población de *Rotylenchulus reniformis* en 63% usando 5 gramos de sustrato de arroz colonizado (Walters y Barker, 1994). La aplicación de *P. lilacinus*, semanas antes de la siembra del pimiento, redujo la población de *R. reniformis* y *M. incognita* y aumentó el rendimiento sin presentar diferencias significativas al compararlo con el tratamiento químico (Vicente y Acosta, 1992).

Paecilomyces lilacinus actúa como un buen colonizador de raíz y competidor de rizósfera (Chen et al., 2000 b). Se ha comprobado que el pH del suelo está relacionado al efecto de las actividades tóxicas que tienen los hongos en las etapas juveniles de los nemátodos. Chen et al. (2000 b) observaron la viabilidad de *Heterodera* sp. cuando se

expone a hongos. Estos informan que una alta producción del la toxina del hongo ocurre a niveles bajos de pH (ácido), afectando las etapas juveniles de los nemátodos. Sin embargo, se determinó que el pH no tuvo efecto en la actividad nematicida de *P. lilacinus*.

Algunos de los agentes biocontroladores de fitonemátodos más utilizados y de los cuales se han desarrollado bionematicidas son los hongos *P. lilacinus, V. chlamydosporium* y *Metarrhizium anisopliae*. En el mercado existen varios productos bionematicidas comerciales cuyo agente activo es el hongo *P. lilacinus*, entre estos se encuentran Biocon®, Nemachek®, Bioact® y Melocon®.

Khan et al. (2001) reportaron que al agregar un hongo nematófago, al suelo de forma separada a *P. lilacinus* y *Trichoderma harzianum,* que son hongos nematófagos junto a un substrato orgánico se reduce la actividad patogénica de *M. incognita*. Al agregar la combinación de ambos hongos al suelo junto al substrato orgánico se reduce la población del nemátodo nodulador y aumenta el vigor de la planta (Khan et al., 2001).

Otra alternativa al control de nemátodos son las micorrizas. Las micorrizas son una asociación simbiótica mutualista entre raíces de plantas superiores y ciertos grupos de hongos. Hay un gran número de investigaciones acerca de la interacción entre micorrizas arbusculares y patógenos. Aunque los resultados son variables, en general se puede concluir que las micorrizas arbusculares incrementan la resistencia de la planta al ataque de los patógenos, en especial los que atacan la raíz, cuando ocurre el establecimiento de la micorrizas arbusculares previo al ataque del patógeno (Sánchez, 1999). En el caso de los nemátodos fitoparásiticos, se ha registrado que la micorrizas arbusculares reducen la incidencia y el daño ocasionado por nemátodos a consecuencia

de una compensación y aumento en el sistema radicular, por tanto en la absorción de nutrientes (Sánchez, 1999). Los mecanismos mediante los cuales ocurre el control de los patógenos se relacionan con cambios en la morfología y fisiología de las plantas micorrizadas, tales como: mayor lignificación de las paredes celulares que dificulta la penetración del patógeno; el mejoramiento en la nutrición de la planta hospedera, especialmente fósforo y potasio que tornan la planta menos susceptible al ataque de patógenos (Sánchez, 1999).

Arias et al. (1999) indican que las micorrizas arbusculares establecen un nivel radical en una relación simbiótica que le posibilita a las plantas una mejor absorción especialmente de los nutrientes pocos solubles y/o móviles. Las infecciones radicales por nemátodos patógenos son generalmente menores sobre plantas en relación simbiótica con la micorriza que sobre plantas que no tienen esta relación (Paulitz y Linderman, 1991). Sin embargo, las respuestas pueden variar y los mecanismos involucrados son controversiales. Barbosa et al. (2002) muestran que plantas de plátano con la micorriza arbuscular *Glomus clarum* y un sustrato de materia orgánica poseen mejor enraizamiento, mayor masa foliar, pseudotallo más robusto y un número mayor de raíces. A consecuencia de esto la planta presenta mayor absorción de fósforo y mayor radio radicular en comparación con las plantas no inoculadas con las micorrizas.

El control biológico de nemátodos es una de las mejores alternativas para incrementar los rendimientos, sin causar daño al medio ambiente. Se han realizado algunos estudios utilizando leguminosas supresoras de nemátodos. Las leguminosas además de suprimir la población de nemátodos, nos brindan otros beneficios en las prácticas agrícolas como por ejemplo: el control de la erosión hídrica cuando se

establecen como cobertoras, la estimulación de una microfauna benéfica y el mejoramiento de la fertilidad del suelo. Sin embargo, ha sido poco el uso de plantas cobertoras para el control de nemátodos en plátano.

Rubiano (2000) estudió la siembra de plátano intercalado con leguminosas y la aplicación del hongo *P. lilacinus*. Este informó que la *Canavalia ensiformis* en asociación presentó un efecto supresor sobre las poblaciones de *Helicotylenchus* spp., *Rotylenchulus reniformis* y *R. similis* en suelo y raíz. También *P. lilacinus* suprimió las poblaciones de *R. similis* en raíces.

Canavalia ensiformis, comúnmente llamada canavalia, fríjol espada, haba de caballo y fríjol machete, es una leguminosa originaria de Centroamérica y la Antillas. Para simplificar la discusión nos referiremos a esta planta como canavalia, desde este punto en adelante. Se indica que crece bien en suelos con bajo contenido de fósforo (Binder, 1997). Esta planta compite con malezas y sirve como barrera natural para reducir la erosión. Su producción de materia verde está entre 110 a 200 kg/ha y su aporte en nitrógeno alcanza los 100 kg/ha por año (Binder, 1997). En condiciones de invernadero, utilizando suelo infestado con *Meloidogyne arenaria* raza 2, *M. javanica* y *Heterodera glycines* raza 4, canavalia presentó agallamiento en sus raíces, por lo que se considera una planta supresora de nemátodos (Rodríguez-Kábana et al., 1992). El asocio de esta leguminosa con tomate reduce las poblaciones de *Naccobus aberrans* en el cultivo principal (Marbán-Mendoza y Zuckerman, 1989).

Varias especies de leguminosas pueden ser utilizadas como abono verde y a la vez reducir las poblaciones de nemátodos. La siembra intercalada así como el tapado “mulch” puede ser tan eficiente como la rotación de cultivos (Johnson et al., 1992).

Económicamente las leguminosas producen importantes compuestos orgánicos como las lectinas de canavalia, la cual es utilizada actualmente como plaguicida (Morris y Walker, 2002). Las leguminosas pueden utilizarse dentro de un plan de rotación de cultivo o cultivo cobertor y reducir las poblaciones de nemátodos fitoparasíticos (Johnson et al., 1992; Stirling, 1991). La incorporación de leguminosas como método de control de plagas ha tenido varios resultados dependiendo del tipo de leguminosa, textura del suelo, flora microbiana y fauna (Campbell, 1989).

Dentro del grupo de leguminosas con mayor potencial como supresoras de nemátodos se encontraron la *Mucuna deeringiana* y la canavalia. Saavedra (1998) indicó que al intercalar *M. deeringiana* o canavalia con plátano se reduce la población de *R. similis*. Este investigador reportó que intercalar estas leguminosas con plátano suprimen además las poblaciones de *M. incognita* y *R. reniformis* en suelo y raíces hasta cuatro meses después de iniciado el asocio. El efecto supresivo de estas leguminosas fue similar al que presentó el nematicida sobre la población del nemátodo en el campo. Una respuesta similar fue reportada por Morris y Walter (2002) quienes trabajaron con canavalia incorporada al suelo y poblaciones de *M. incognita.*

Se cree que canavalia alberga en sus raíces poblaciones de bacterias y hongos antagonistas de nemátodos que contribuyen al efecto supresor. Este mecanismo ha sido reportado en leguminosas con características similares a canavalia (Vargas et al., 2000).

3 METODOLOGÍA

Esta investigación incluyó tres ensayos de invernadero y dos de campo, en las Sub-Estaciones Experimentales Agrícolas de Isabela y Corozal. El propósito de este estudio fue conocer la efectividad de integrar productos biológicos comerciales con potencial para el manejo de las poblaciones de nemátodos fitoparasíticos en Puerto Rico; dentro de un programa de Manejo Integrado de Plagas.

3.1 Experimento en Invernadero

3.1.1 Primer ensayo: Productos biológicos comerciales

El primer ensayo se estableció en un invernadero de la Finca Alzamora de la Universidad de Puerto Rico, Recinto de Mayagüez (Figura 3.1). Este ensayo se realizó con el fin de evaluar el grado de supresión de nemátodos fitoparasíticos utilizando productos biológicos comerciales. El ensayo se inició el 19 de febrero y finalizó el 20 de mayo de 2004. Se utilizaron plántulas de tomate (*Lycopersicum esculentum*) variedad 'Florida 47', de cinco semanas de germinación susceptibles al nemátodo nodulador (*Meloidogyne* spp.). Estas se obtuvieron de Jardines Eneida en Cabo Rojo, Puerto Rico. El suelo que se utilizó se recolectó de terrenos aledaños de la Sub-Estación Experimental Agrícola de Corozal y de la Finca Alzamora. Estos suelos fueron mezclados y se pasaron por un cernidor (rejilla de metal) para homogenizarlos.

Figura 3.1 Finca Alzamora UPR Recinto de Mayagüez, Puerto Rico
Imagen Orthophoto 1998 (Imagen suministrada por Roberto I. Muñiz de PPR)

Los productos biológicos evaluados fueron: Power Organic® (1.5g/planta), Plant success tablets mycorrhizae® (1.5 g/planta), Nemastop® (40 ml/planta) y Melocon® (1.5 g/planta). El ensayo incluyó plantas sin tratar (testigo). Power Organic® Mycorrhizal Root Booster se compone de una mezcla de ectomicorrizas y endomicorrizas, de las cuales incluyen esporas de *Glomus brasilianum*, *G. monosporus*, *G. intraradices*, *G. mosae* y *Gigaspora margarita*; esporas de *Lacarria loccata*, *L. bicolor*, *Pisolithus tinctorious, Rhizopogon fulvigleba*, *R. rubescens*, *R. villasuli*, *Scleroderma cepa* y *S. citrinium*. Este producto es distribuido por Chappy's Power Organics (Malibu, California). Plant Success® consiste en tabletas que contienen una mezcla de ectomicorrizas y endomcorrizas de las que incluyen: *P. tinctorius* (9,000,000 esporas/gramo), *Rhizopongon luteolus* (250,000 esporas/gramo), *R. fulvigleba*, *R. villosuli*, y *R. amylopogen*. Además, contiene esporas de *G. intraradices* (20 esporas/gramo), *G. clarum* (5 esporas/gramo), *G. mosae* (5 esporas/gramo), *G. monosporus* (5 esporas/gramo), *G. deserticota* (5 esporas/gramo), *G. brasilliarum* (5 esporas/gramos) y *G. margarita* (5 esporas/gramo). En adición a las micorrizas, las tabletas poseen nitrógeno (17%), fósforo (9%) y potasio (5%). Este producto es distribuido por Peaceful Valley Farm, California. Nemastop® es un líquido compuesto de extractos de plantas. Su ingrediente activo, es una mezcla de extractos de *Quercus falcata*, *Opuntia lindheimeri, Rhus aromatica* y *Rhizophora mangle.* Este es distribuido por Soil Technologies. MeloconTM WG son "pellets" los cuales se componen de *P. lilacinus* y es distribuido por Prophyta (www.prophyta.com).

Cada unidad experimental consistió de un tiesto, con una capacidad de 5,000 cm^3 de suelo y un diámetro de 24 cm. Se transplantó una planta de tomate (*Lycopersicum*

esculentum) en cada uno de los tiestos. El arreglo experimental utilizado en este ensayo fue un diseño completamente aleatorizado (DCA) con cinco tratamientos y cuatro réplicas. A los trece días de transplante las plántulas fueron inoculadas con 5,000 huevos y/o larvas de *Meloidogyne incognita* por tiesto. Se utilizaron plantas de *Impatiens wallerana* infectadas por *M. incognita* para la obtención de los huevos y larvas aplicados al suelo. Para la preparación de este inóculo se realizó una modificación del método descrito por Shurtleff y Averre (2000). La modificación consistió en lavar las raíces para eliminar las partículas de suelo, cortando estas en pedazos; las raíces se colocaron en un envase con una solución de agua y hipoclorito de sodio (clorox al 10%), se ajitó durante 4 minutos. Después la solución se vertió en un tamiz #200 y se colectó en un tamiz #500, se lavó con agua y se guardó en otro envase; luego se tomó una gota de aproximadamente 0.1 ml y se contó el número de huevos y larvas, entonces de aquí se estimó la cantidad que se aplicó de inóculo (Shurtleff y Averre, 2000). A los 22 días del transplante se realizó la aplicación de los tratamientos. El manejo agronómico de las plantas de tomate consistió en la aplicación de abono 20-20-20 cada diez días. Las plantas se estaquearon según fue necesario según lo recomendado en el conjunto tecnológico de tomate (Anónimo, 1995).

Para evaluar el efecto de los tratamientos sobre el crecimiento de la plantas, a los 90 días de establecida la siembra, las plantas de tomate se cortaron a nivel del suelo y se tomaron datos de altura, peso de las hojas y peso de la raíz. Para registrar el dato de peso de hoja y raíz se utilizó una balanza digital (modelo Mettler PC 440). Para estimar la población y daño de nemátodos fitoparasíticos se contabilizó el número de nódulos en la raíz.

3.1.2 Segundo ensayo: Enmiendas Orgánicas

El segundo ensayo de invernadero fue similar al primero con la particularidad que en este ensayo se evaluó el uso de enmiendas orgánicas como técnica para suprimir las poblaciones de nemátodos fitoparasíticos en plátano. Para determinar la efectividad de las enmiendas orgánicas se estableció el ensayo bajo condiciones de invernadero. El ensayo se inició el 19 de septiembre de 2003 y finalizó el 21 de abril de 2004.

Para este ensayo se utilizaron cormos de plátano las cuales se obtuvieron de una siembra localizada en la parte posterior del edificio Piñero del RUM. El material vegetativo se preparó según recomendado por el Conjunto Tecnológico para la Producción de Plátano y Guineo (Anónimo, 1995). El suelo que se utilizó se tomó de predios de la Subestación Experimental Agrícola de Corozal y de la Finca Alzamora en el RUM Las enmiendas que se evaluaron en este estudio fueron: Quitina (30 g/planta), *Sesamun indicum* (ajonjolí, semilla triturada, 30 g/planta), Gallinaza (28 g/planta), Mucuna (semilla molida 30 g/planta) y plantas no tratadas (testigo). La quitina es un producto comercial distribuido por Peaceful Valley Farm Supply, California. El producto de semilla de ajonjolí es un producto orgánico distribuido por natural Organic Product in Mount Dora, Florida y está compuesta por semillas de ajonjolí trituradas a un 100%. La gallinaza provino de una granja parillera en Coamo. Ésta se dejó secar completamente en un invernadero para luego ser aplicada al suelo. La mucuna se obtuvo de una colección de semillas ubicadas en el laboratorio de Nematología del Departamento de Protección de Cultivos en el RUM. Las semillas se colocaron en un horno para secarlas y luego se trituraron en un molino o triturador. El resultado (harina) se utilizó como enmienda al suelo.

Para este ensayo se utilizó un diseño completamente aleatorizado con cinco tratamientos y tres réplicas. Cada unidad experimental consistió de un tiesto, con una capacidad de veinticuatro kilogramos de suelo y un diámetro de treinta centímetros. Para estimar la población de nemátodos fitoparasíticos se realizaron dos muestreos de suelo y raíces a los cuatro y ocho meses después de la siembra. Para la evaluación del efecto de los tratamientos sobre el crecimiento de la planta se tomaron datos del número de hojas y altura de la planta. El manejo agronómico de las plantas de plátano consistió en la aplicación de un abono (20-20-20) cada diez días.

3.1.3 Tercer ensayo: Productos biológicos comerciales más siembra de canavalia

Para evaluar el efecto que tiene la utilización de hongos biocontroladores, enmiendas orgánicas y leguminosas antagonistas, sobre poblaciones de nemátodos fitoparasíticos en plátano, se estableció un tercer estudio bajo condiciones de invernadero. El ensayo se inició el 5 de abril y finalizó el 5 de julio de 2005.

Para este ensayo se utilizaron plántulas de plátano que se obtuvieron del Laboratorio de Propagación Vegetal y Cultivo de Tejido en la Estación Experimental Agrícola de Río Piedras. El suelo que se colocó en los tiestos provino de predios en la Finca Alzamora, RUM. Los tratamientos evaluados fueron: Fenamiphos (Nemacur® 15g, 30g/planta) desde este momento nos referiremos a este tratamiento como nematicida, según lo recomendado por el Conjunto Tecnológico (EEA, 1995), Melocon® (1.5g al hoyo de siembra), quitina (30g/planta), Melocon® (1.5g al hoyo de siembra) más una

siembra intercalada de canavalia, quitina (30g/planta) más una siembra intercalada de canavalia y plantas sin tratar (testigo absoluto). La siembra de canavalia se realizó colocando cuatro semillas alrededor de la planta en aquellos tratamientos que lo requerían.

Se utilizó un diseño completamente aleatorizado con seis tratamientos y seis réplicas. Cada unidad experimental consistió de un tiesto, con una capacidad de 24,000 cm^3 de suelo y un diámetro de treinta centímetros. Para estimar la población de nemátodos fitoparasíticos se realizó un muestreo al final del ensayo (5/julio/2005) de suelo y raíces. Para la evaluación del efecto de los tratamientos sobre el crecimiento de la planta se tomaron datos del número de hojas y altura de la planta. El manejo agronómico de las plantas de plátano consistió en la aplicación de un abono con un análisis 20-20-20 cada diez días.

3.2 Experimento de Campo

3.2.1 Primer ensayo: Productos biológico más siembra de canavalia en Isabela

Para evaluar prácticas agrícolas no-químicas como la utilización de hongos biocontroladores y leguminosas antagonistas, sobre poblaciones de nemátodos fitoparasíticos en campo, se estableció una siembra de plátano en la Subestación Experimental Agrícola de Isabela. Esta finca esta localizada en la costa noroeste de P.R., carretera número 2 Km 114.7 en Isabela (Figura 3.2) y se encuentra a una elevación de 420 pies sobre el nivel del mar.

Figura 3.2 Subestación Experimental Agrícola de Isabela, Puerto Rico
Imagen Ikono 2002 (Imagen suministrada por Roberto I. Muñiz de PPR)

Los tratamientos evaluados fueron: Fenamiphos (Nemacur® 15G, 30g/planta), según lo recomendado por el Conjunto Tecnológico del plátano (Anónimo, 1995), Melocon® (1.5g al hoyo de siembra), Micorrizas (2.0g/planta) más nemátodos entomopatógenos, Melocon® (1.5g al hoyo de siembra) más canavalia intercalada entre plantas, Micorrizas (2.0g/planta) más canavalia intercalada entre plantas, más nemátodos entomopatógenos y plantas sin tratar (testigo absoluto). La siembra de canavalia se realizó a los cuatro meses de establecido el experimento a una distancia de un (1) metro entre el surco del plátano y a 0.5 metros entre plantas de la leguminosa. La semilla de canavalia fue sembrada directamente en el predio y se obtuvo de una colección ubicada en el laboratorio de Nematología del Departamento de Protección de Cultivos en UPR-Mayagüez. Fenamiphos (Nemacur® 15G) es un producto nematicida que se utilizó con el fin de comparar su efecto con prácticas no-químicas. El ingrediente activo de este químico es ethyl 3-methyl-4-(methylthio) phenyl-(1-methylethyl) phosphoramidate y es distribuido por Bayer Corp Science LP, North Carolina.

El manejo agronómico de la siembra experimental, desde la preparación del terreno, selección, preparación de la semilla, hasta la cosecha, se realizó siguiendo las prácticas del Conjunto Tecnológico para la Producción de Plátano y Guineo (Anónimo, 1995). La siembra de los cormos se realizó en un terreno surcado y ahoyado. El material utilizado en la siembra fue el clon 'Súperplátano' y se obtuvo de la Subestación Experimental Agrícola de Isabela, P.R. Se siguió un diseño experimental de bloques completo aleatorizados con seis (6) tratamientos y cuatro (4) réplicas, donde se establecieron veinticuatro (24) parcelas experimentales de doce (12) plantas. La distancia de siembra fue 1.8 metros x 1.8 metros para una densidad de siembra de 1,516 plantas

por hectárea. De las 24 parcelas, solo cuatro recibieron aplicaciones del producto nematicida, estas recibieron dos aplicaciones una al momento de siembra (23 de marzo de 2004) y otra a los seis meses de establecida la siembra (7 de septiembre de 2004). A las plantas tratadas con Melocon® y Micorrizas se le realizaron dos aplicaciones del producto a diferente etapas de crecimiento de la planta; una al momento de la siembra (al hoyo) y otra a los cuatro (4) meses de siembra (alrededor de la planta). Los nemátodos entomopatógenos (*Heterorhabditis* sp.) aplicados en los tratamientos que incluyeron las micorrizas, se aplicaron a los seis meses de establecida la siembra. Se aplicaron 100,000 nemátodos entomopatógenos por planta. Para determinar la población inicial y la fluctuación de nemátodos en el campo se realizaron tres muestreos de suelo y raíces a los cuatro (18 de julio de 2004), ocho (16 de noviembre de 2004) y doce (12 de marzo de 2005) meses después de la siembra. Las unidades de muestreo fueron dos plantas, ubicadas en el centro de cada parcela experimental. En aquellas parcelas que no tuvieran disponible una o ambas plantas, a consecuencia del paso del huracán Jeanne el 16 de septiembre de 2004, se sustituyeron por plantas de los bordes.

3.2.2 Segundo ensayo: Productos biológicos más siembra de canavalia en Corozal

Para evaluar la utilización de *P. lilacinus,* un producto orgánico a base de quitina y la leguminosa canavalia*,* sobre poblaciones de nemátodos fitoparasíticos en plátano en campo, se estableció una siembra de plátano en la Subestación Experimental Agrícola de Corozal. Ésta está localizada en la carretera 150 km.7.6 Bo. Padilla, Corozal, ubicada en la parte centro-norte de Puerto Rico con una altitud aproximada de 200 m.s.n.m. (Figura

3.3). El tipo de suelo que predomina en esta zona pertenece a la serie Corozal-arcilloso (Aquic Tropudlts), caracterizado por su alto contenido de arcilla y con un pH de 5.0, aproximadamente.

Figura 3.3 Subestación Experimental Agrícola de Corozal, Puerto Rico
Imagen Orthophoto 1998 (Imagen suministrada por Roberto I. Muñiz de PPR)

Los tratamientos evaluados fueron: Fenamiphos (Nemacur® 15g, 30g/planta), según lo recomendado por el Conjunto Tecnológico (Anónimo, 1995), Melocon® (1.5g al hoyo de siembra), quitina (30g/planta) más nemátodos entomopatógenos, Melocon® (1.5g al hoyo de siembra) más canavalia intercalada entre plantas, Quitina (30g/planta) más canavalia intercalada entre plantas más nemátodos entomopatógenos y plantas sin tratar (testigo absoluto). La siembra, la aplicación de los tratamientos y el manejo se realizó utilizando el mismo procedimiento descrito para el ensayo de Isabela. El material utilizado en la siembra fue el clon 'Maricongo' y se obtuvo de la Sub-estación Agrícola de Corozal. Se siguió un diseño experimental de bloques completamente aleatorizados con seis tratamientos y cuatro réplicas, donde se establecieron veinticuatro (24) parcelas experimentales de doce (12) plantas cada una. La distancia de siembra fue 1.8 metros x 1.8 metros para una densidad de siembra de 1,516 plantas por hectárea. De las veinticuatro (24) parcelas, solo cuatro recibieron aplicaciones del producto nematicida: recibieron dos aplicaciones una al momento de siembra el 4 de agosto de 2004 y otra a los seis meses de establecida la siembra el 8 de febrero de 2005. A los tratamientos con Melocon® y Quitina se le realizaron dos aplicaciones, la primera fue antes de la siembra aplicándola en el fondo del hoyo y la segunda a los seis meses de siembra alrededor de la planta. Esta segunda aplicación era recomendada aplicarla a los cuatro meses de siembra pero debido a las condiciones ambientales (por la lluvia que se presentó en ese periodo) se realizó a los seis meses.

Para determinar la población inicial y la fluctuación de nemátodos en el campo se realizaron dos muestreos de suelo y raíces a los 6 y 10 meses de sembrado el plátano. El crecimiento del plátano se vio afectado por condiciones ambientales ocasionadas por el

huracán Jeanne el 16 de septiembre de 2004. La metodología para tomar las muestras se realizó utilizando el mismo modelo descrito para el ensayo de Isabela.

3.3 Población de Nemátodos

Para determinar la población de nemátodos, el suelo utilizado se tomó del área más cercana a la raíz conocida como rizósfera, para efectos de este escrito nos referiremos a esta muestra como suelo. Para extraer los nemátodos del suelo se tomaron 250 cc de suelo y se procesó de acuerdo a una modificación de la metodología de decantación y tamizado combinado con embudo Baermann descrita por Román (1978). La modificación consistió en disolver la muestra de suelo en agua y posteriormente vertir la suspensión sobre tamices número 60 y 325. El suelo recolectado en el tamiz más fino (325) se colocó sobre rejillas de metal con un filtro de papel sobre un embudo Baermann, al cabo de 48 horas a temperatura de salón (26˚C), las muestras se recolectaron en tubos de 8 ml para posteriormente cuantificar e identificar las poblaciones de nemátodos. La extracción de nemátodos de las raíces de plátano se obtuvo a partir de 25 g de raíz utilizando la método de la licuadora combinada con el embudo Baermann descrito por Román (1978), conocida también como la técnica de trituración (Shurtleff y Averre III, 2000).

3.4 Parámetros evaluados en la planta

Entre las variables agronómicas consideradas en la toma de datos se incluyeron tamaño de la planta, número de hojas, grosor del pseudotallo, manos por racimo, dedos por mano y peso del racimo. La altura se midió desde el suelo hasta la bifurcación de la hoja más nueva. El grosor del pseudotallo se midió en el primer tercio de la altura de la planta a partir del suelo.

3.5 Análisis estadísticos

Para inferir sobre los resultados, se realizó un análisis de varianza de los datos, utilizando el programa Infostat (DiRienzo et al., 2002) a un nivel de significancia de alfa (α) de 0.05. La verificación del supuesto de normalidad se hizo mediante la prueba de Shapiro-Wilks. Se realizaron transformaciones de algunas variables a Ln(x+1) para homogenizar las varianzas. Cuando se encontró diferencia significativa entre los tratamientos, se realizó la prueba LSD Fisher. Con las poblaciones de nemátodos encontradas en el suelo se calculó el índice poblacional restando la población final (Pf) entre la inicial (Pi).

4 RESULTADOS

4.1 Ensayos de invernadero

4.1.1 Evaluación productos biológicos (tomate)

Durante el periodo de estudio (febrero a mayo 2004) se evaluó el efecto de productos biológicos en plantas de tomate (*Lycopersicum esculentum*) sobre las poblaciones de *M. incognita*. Para esto se cuantificó el número de masas de huevos refiriéndonos a ésta como el número de nódulos presentes en las raíces. Los análisis reflejaron diferencias significativas entre los tratamientos en cuanto al número de nódulos. Los productos a base de micorrizas o *P. lilacinus* disminuyeron significativamente el daño causado por el nemátodo nodulador (Figura 4.1).

4.1.2 Evaluación de enmiendas (plátano)

Durante el período de evaluación, se determinó la efectividad de las enmiendas (quitina, semilla de ajonjolí, gallinaza y semilla de mucuna) aplicadas al suelo sobre las poblaciones de nemátodos fitoparasíticos en suelo y raíz. Se observó una disminución (α=0.05) en la población de nemátodos fitoparasíticos en el suelo de plantas tratadas con enmiendas a base de quitina. Los nemátodos encontrados con mayor frecuencia fueron *Radopholus* sp., *Pratylenchus* sp., *Meloidogyne* sp., *Helicotylenchus* sp. y *Rotylenchulus* sp. Además, se encontraron otros nemátodos pertenecientes a la familia Aphelenchoidae,

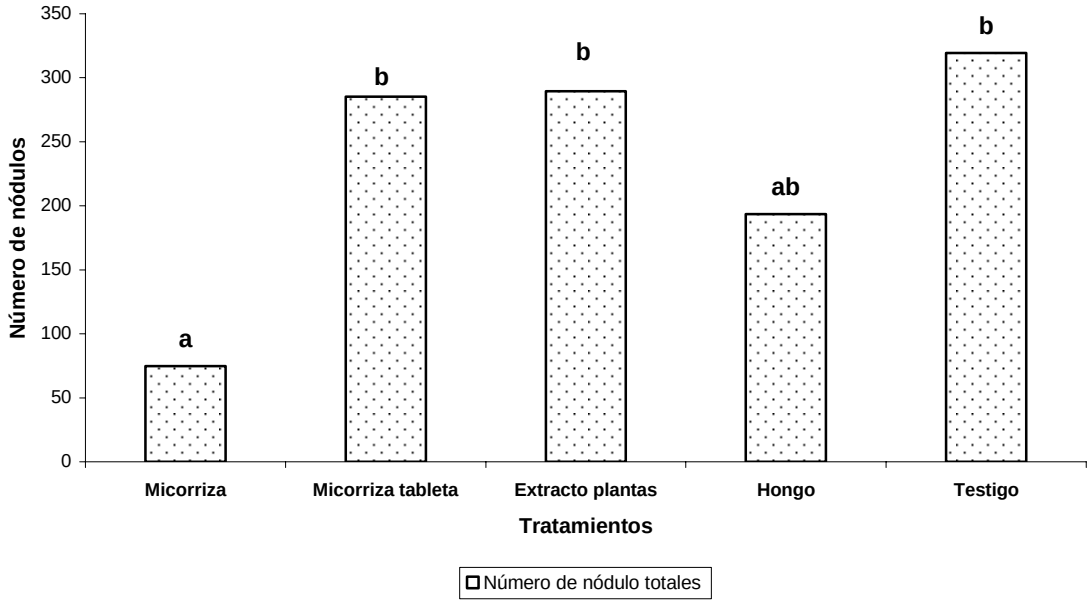

Figura 4.1 **Número de nódulos en tomate, causados por *Meloidogyne* spp. en experimentos de invernadero utilizando productos biológico.** Cada valor es el promedio de 4 replicaciones (tiestos) por tratamiento. Micorriza (Power organic micorriza); Micorriza en tableta (Plant success); Extracto de plantas (Nemastop); Hongo (*Paecilomyces lilacinus).* Los datos promedios con la misma letra no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD (α=0.05).

Dorylaimidae y otros nemátodos pertenecientes al orden Tylenchida (Tabla 4.1). Los géneros de *Radopholus* sp. y *Pratylenchus* sp. mostraron una disminución en el índice poblacional en plantas tratadas con la enmienda a base de quitina (Figura 4.2 y 4.3 respectivamente). Poblaciones de *Meloidogyne* sp. disminuyeron en plantas tratadas con la enmienda de harina de semilla de mucuna (Figura 4.4). Los índices poblacionales de los géneros *Helicotylenchus* sp. y *Rotylenchulus* sp. mostraron mayor disminución en plantas que fueron tratadas con semilla de ajonjolí, seguido de las plantas tratadas con quitina. No se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos de ajonjolí y quitina (Tabla 4.3).

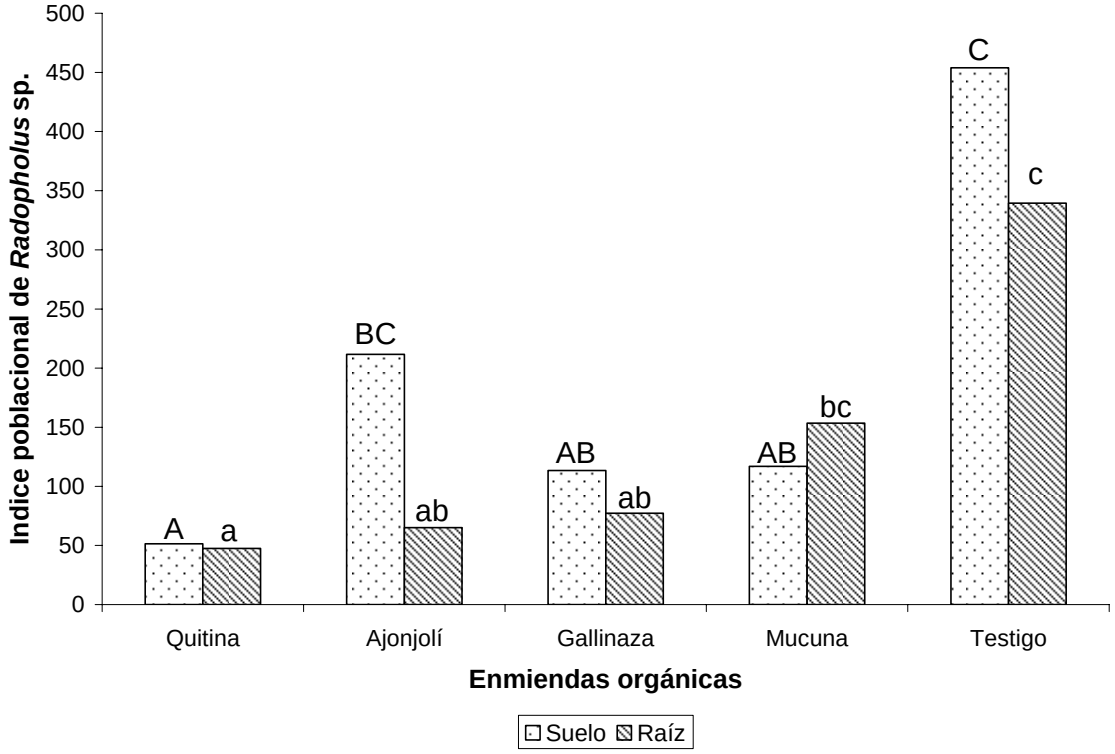

Figura 4.2 Índice poblacional de *Radopholus* sp. en ensayo de enmiendas al plátano en invernadero.

Los datos promedios con la misma letra en suelo (letras mayúsculas) y en raíz (letras minúsculas) no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD (α=0.05); Índice poblacional es población final (Pf) – población inicial (Pi). Los datos son el promedio de tres replicaciones por tratamiento. Las enmiendas orgánicas utilizadas fueron quitina (producto comercial), ajonjolí (semilla triturada), gallinaza (producto de granja parrillera) y mucuna (semilla molida).

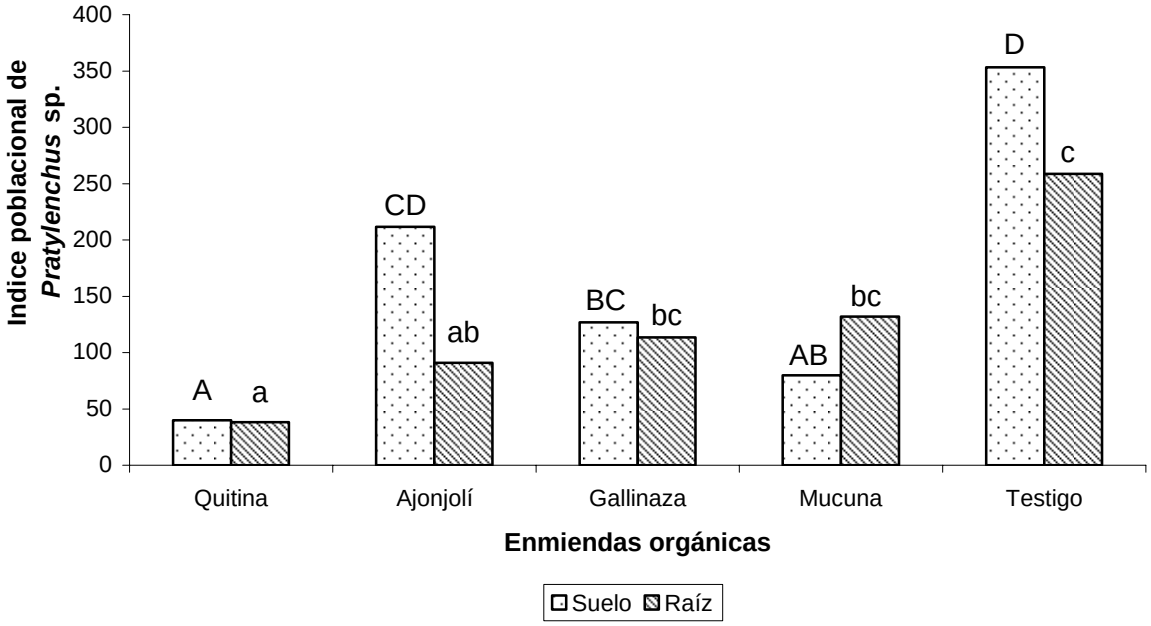

Figura 4.3 **Índice poblacional de *Pratylenchus* sp. en ensayo de enmiendas al plátano en invernadero.**

Los datos promedios con la misma letra en suelo (letras mayúsculas) y en raíz (letras minúsculas) no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD (α=0.05); Índice poblacional es población final (Pf) - población inicial (Pi). Cada valor es el promedio de 3 replicaciones por tratamiento. Las enmiendas orgánicas utilizadas fueron quitina (producto comercial), ajonjolí (semilla triturada), gallinaza (producto de granja parrillera) y mucuna (semilla molida).

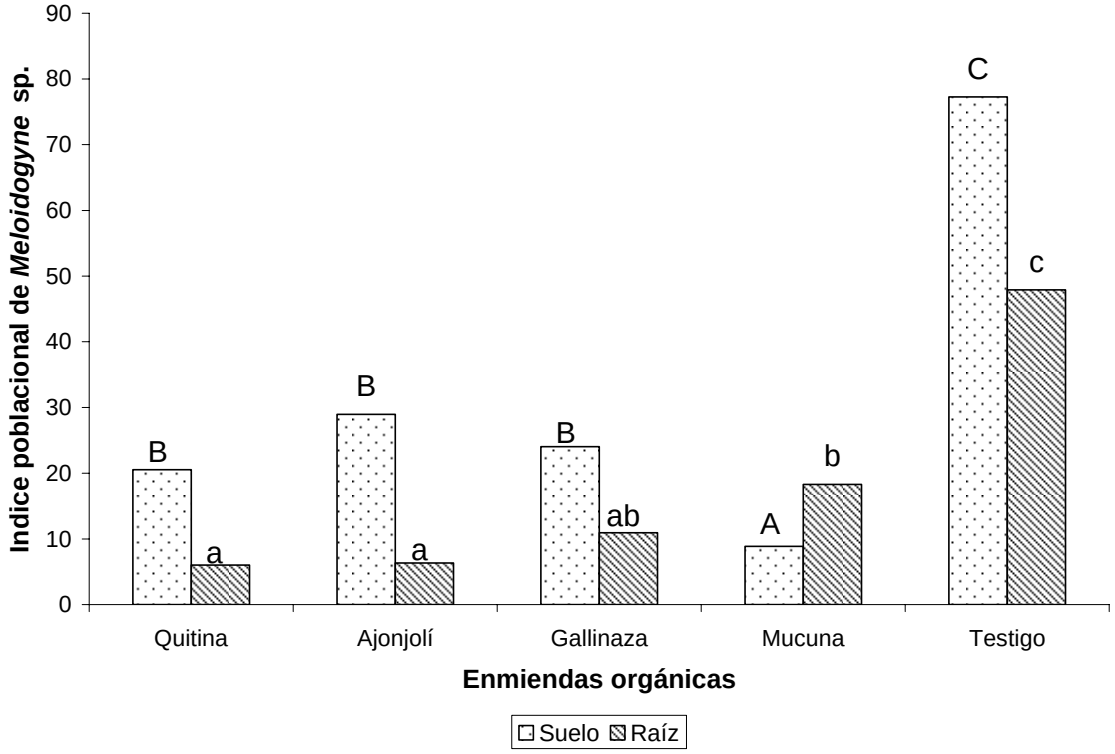

Figura 4.4 **Índice poblacional de *Meloidogyne* sp. en ensayo de enmiendas al plátano en el invernadero.**

Los datos promedios con la misma letra en suelo (letras mayúsculas) y en raíz (letras minúsculas) no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD (α=0.05); Índice poblacional es población final (Pf) – población inicial (Pi). Cada valor es el promedio de 3 replicaciones por tratamiento. Las enmiendas orgánicas utilizadas fueron quitina (producto comercial), ajonjolí (semilla triturada), gallinaza (producto de granja parrillera) y mucuna (semilla molida).

Tabla 4.1 Efecto de la aplicación de enmiendas orgánicas sobre el índice poblacional de nemátodos fitoparasíticos

Índice poblacional de nemátodos Pf-Pi [1,2]						
	Helicotylenchus sp.		*Rotylenchulus* sp.		Otros [5]	
Enmiendas Orgánica	Rizósfera [3]	Raíz [4]	Rizósfera [3]	Raíz [4]	Rizósfera [3]	Raíz [4]
Quitina	11.81 ab	8.97 a	29.57 b	8.87a	266.74 b	14.80 a
Ajonjolí	8.58 a	13.73 ab	8.97 a	21.42ab	79.64 a	22.81 a
Gallinaza	24.03 bc	25.84 bc	48.40 b	34.16 b	306.97 b	28.67 a
Mucuna	24.03 c	34.16 bc	48.40 b	45.06 bc	90.84 a	77.26 b
Testigo	42.82 c	55.26 c	97.49 c	94.58 c	33.47 a	78.84 b
DMS(α=0.05)[6]	0.69	0.92	0.53	0.92	0.99	0.93

1/ Los datos promedios con la misma letra en cada columna no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD (α=0.05). Los datos fueron destranformados de Ln(x+1); x=Pf-Pi= población final (Pf) – población inicial (Pi)
2/Cada valor es el promedio de 3 replicaciones (tiestos) por tratamiento
3/ Número promedio de nemátodos por 250 cc suelo
4/ Número promedio de nemátodos por 25 g raíz
5/Especimenes detectados pertenecientes a grupos Aphelenchoidae, Dorylaimidae, Tylenchida y otros de vida libre
6/ Presentada en escala transformada Ln(x+1)

En la evaluación de poblaciones de nemátodos en raíz se observó un comportamiento muy similar a las poblaciones encontradas en el suelo. Se observaron diferencias significativas (α=0.05) entre tratamientos siendo la enmienda a base de quitina la que mostró una mayor disminución en las poblaciones de nemátodos fitoparasíticos. Sin embargo, este efecto resultó más notable en las poblaciones de nemátodos más dañinos al plátano: *Radopholus* sp., *Pratylenchus* sp., *Meloidogyne* sp., *Helicotylenchus* sp. y *Rotylenchulus* sp. (Tabla 4.1, Figura 4.2, 4.3 y 4.4). Según los datos la enmienda a base de quitina tiene un efecto supresor en las poblaciones de *Radopholus* sp. y *Pratylenchus* sp. mostrando una disminución similar tanto en la población de suelo como en la de raíz (Figura 4.2 y 4.3)

4.1.3 Evaluación de productos biológicos comerciales más siembra de canavalia

Este estudio de invernadero se extendió por tres meses. El objetivo del experimento fue evaluar aquellas prácticas agrícolas no-químicas que habían resultado efectivas en el control de poblaciones de nemátodos fitoparasíticos en el invernadero. Se evaluaron las poblaciones de nemátodos fitoparasíticos en suelo donde se observó diferencias significativas entre los tratamientos (α=0.05). Se detectó una disminución en el índice poblacional de los nemátodos fitoparasíticos en plantas tratadas con el nematicida y aquellas tratadas con quitina en asociación con canavalia. De igual forma, el índice poblacional de los géneros *Radopholus* sp., *Pratylenchus* sp. y *Meloidogyne* sp. mostraron una disminución significativa cuando se aplicó el producto químico o la quitina en asociación con canavalia, esto en comparación con el control (Figura 4.5, 4.6 y 4.7). Además, igual reducción se observó en la población de *Helicotylenchus* sp. (Tabla 4.2). Se observó una disminución de *Rotylenchulus* sp. en el tratamiento con ***P. lilacinus.*** Por otro lado, la aplicación de quitina tuvo el efecto de aumentar la población de nemátodos de vida libre (Tabla 4.2).

En este ensayo Las poblaciones de nemátodos fitoparasíticos en las raíces mostraron una disminución (α=0.05) en plantas tratadas con alternativas no químicas, la quitina asociada a la canavalia resultó más efectiva. Se observó que las plantas tratadas con quitina asociadas a canavalia presentaron poblaciones de *Radopholus* sp. y *Pratylenchus* sp. similares al tratamiento nematicida. Según los datos, en la población de *Meloidogyne* spp. todas las prácticas agrícolas no químicas mostraron una disminución

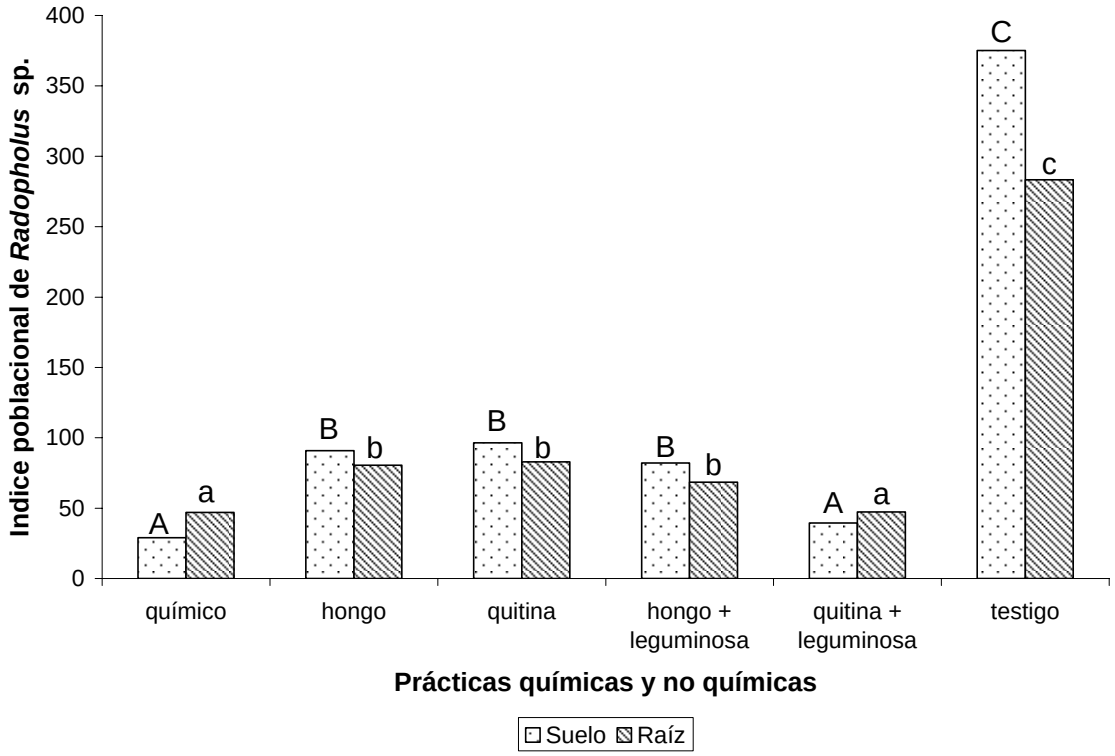

Figura 4.5. Índice poblacional de *Radopholus* sp. en plátano influenciado por prácticas agrícolas no-químicas para el control de nemátodos en invernadero.

Los datos son el promedio de seis replicaciones por tratamiento; Los datos promedios con la misma letra en suelo (letras mayúsculas) y en raíz (letras minúsculas) no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD(α=0.05); Índice poblacional es población final (Pf) menos la población inicial (Pi); El producto químico utilizado fue fenamiphos; el hongo utilizado fue *Paecilomyces lilacinus*; la quitina es de cascarón de crustáceo; la leguminosa utilizada en asociación fue *Canavalia ensiformis*; plantas testigos son plantas sin tratar.

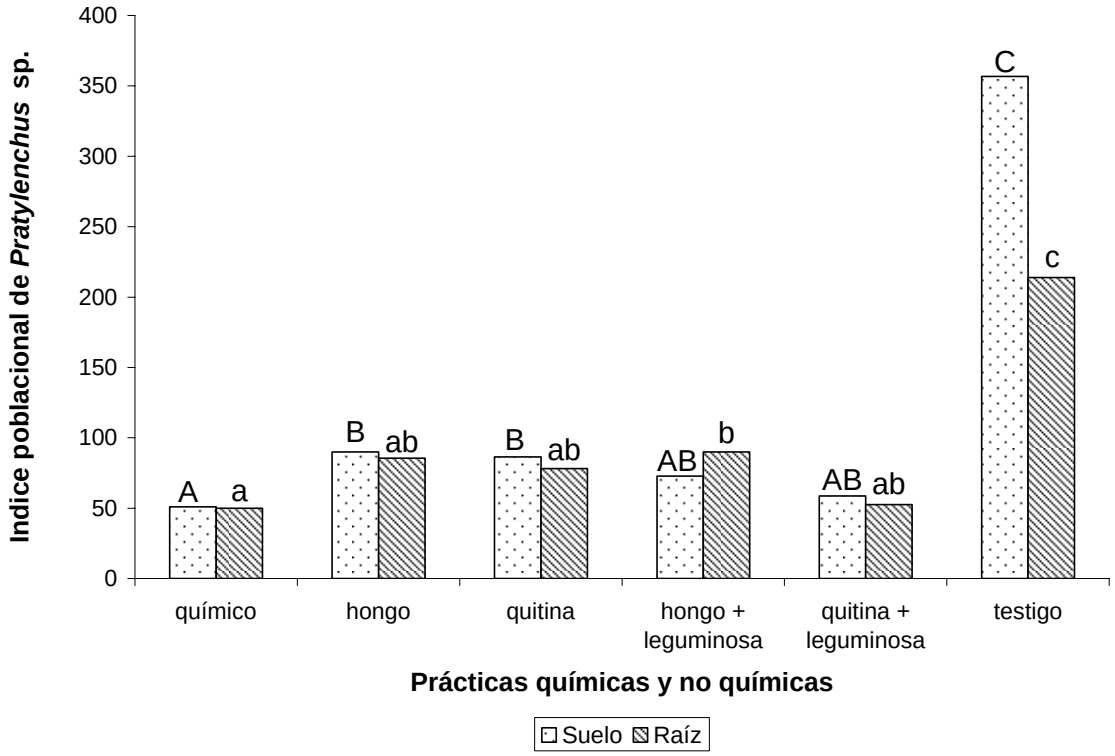

Figura 4.6. Índice poblacional de *Pratylenchus* sp. en plátano influenciado por prácticas agrícolas no-químicas para el control de nemátodos en invernadero.

Los datos son el promedio de seis replicaciones por tratamiento; Los datos promedios con la misma letra en suelo (letras mayúsculas) y en raíz (letras minúsculas) no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD (α=0.05); Índice poblacional es la población final (Pf) menos la población inicial (Pi); El producto químico utilizado fue fenamiphos; el hongo utilizado fue *Paecilomyces lilacinus*; la quitina es de cascarón de crustáceo; la leguminosa utilizada en asociación fue *Canavalia ensiformis*; plantas testigos son plantas sin tratar.

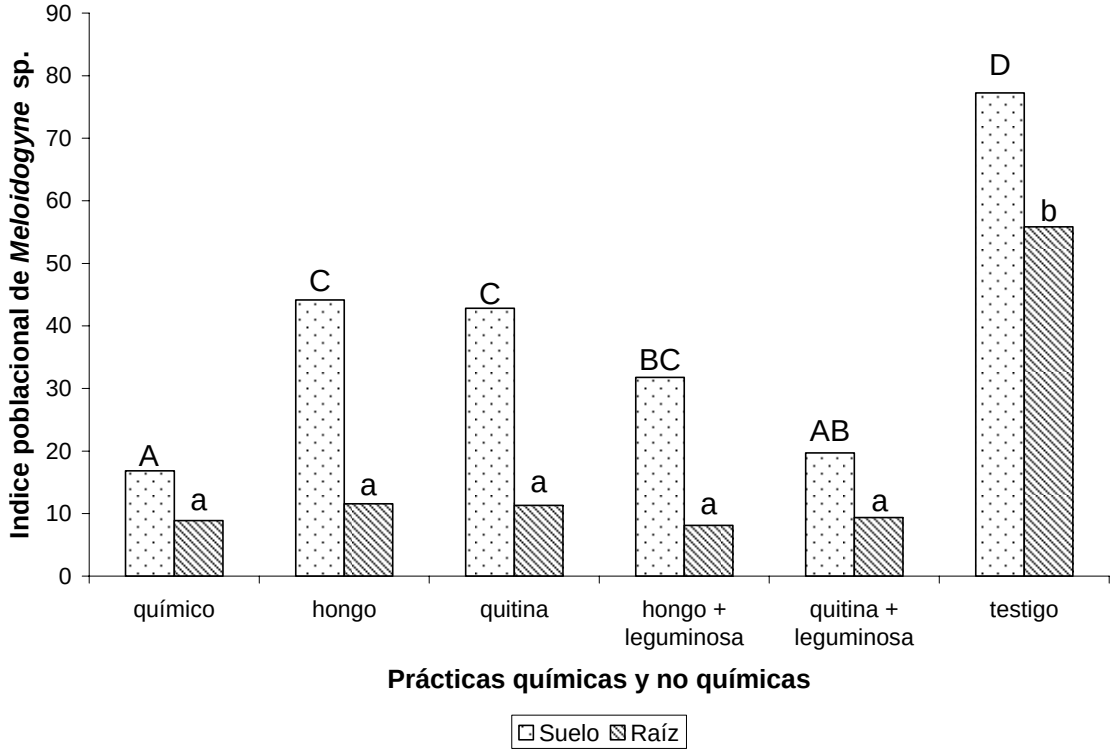

Figura 4.7. Índice poblacional de *Meloidogyne* sp. en plátano influenciado por prácticas agrícolas no-químicas para el control de nemátodos en invernadero.

Los datos son el promedio de seis replicaciones por tratamiento; Los datos promedios con la misma letra en suelo (letras mayúsculas) y en raíz (letras minúsculas) no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD (α=0.05); Índice poblacional es la población final (Pf) menos la población inicial (Pi); El producto químico utilizado fue fenamiphos; el hongo utilizado fue *Paecilomyces lilacinus*; la quitina es de cascarón de crustáceo; la leguminosa utilizada en asociación fue *Canavalia ensiformis*; plantas testigos son plantas sin tratar.

Tabla 4.2 Efecto de *Canavalia ensiformis* como cultivo intercalado, *Paecilomyces lilacinus*, quitina y un tratamiento químico sobre el índice poblacional de nemátodos fitoparasíticos.

Índice poblacional de nemátodos Pf-Pi[1,2]								
	Helicotylenchus sp.		*Rotylenchulus* sp.		Otros [6]		Vida libre	
Tratamiento[3]	Rizósfera [4]	Raíz[5]	Rizósfera [4]	Raíz[5]	Rizósfera [4]	Raíz[5]	Rizósfera [4]	Raíz[5]
químico	13.88 a	17.36 a	30.82 a	30.50 a	43.26 bc	24.03ab	43.26 bc	2.82 a
hongo (h)	44.15 b	18.11 a	64.37 bc	33.12 a	55.83 bc	54.15 c	55.83 bc	14.49 cd
quitina (q)	51.98 b	17.36 a	66.36 bc	29.27 a	67.72 c	45.53 bc	67.72 c	20.33 d
h+canavalia(c)	40.68 b	29.88 a	28.67 a	31.14 a	49.91 bc	26.66 ab	49.91 bc	7.85 bc
q + c	22.10a	15.44 a	35.23 ab	26.94 a	35.97 b	23.29 a	35.97 b	8.87 c
testigo	54.15 b	71.97 b	83.77 c	90.84 b	18.69 a	45.53 bc	18.69 a	3.81 ab
DMS(α=0.05)[7]	0.53	0.64	0.62	0.69	0.49	0.64	0.58	0.71

1/ Cada valor es el promedio de 6 replicaciones (tiestos) por tratamiento
2/ Los datos promedios con la misma letra en cada columna no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD (α=0.05). Los datos fueron destranformados de Ln(x+1); x=Pf-Pi= población final (Pf) – población inicial (Pi)
3/ El producto químico utilizado fue fenamiphos (Nemacur® 15G); el hongo utilizado fue *Paecilomyces lilacinus* (Melocon®); la quitina es un producto comercial distribuido por PaecefulValley; la leguminosa asociada fue *Canavalia ensiformis*; plantas testigos son plantas sin tratar
4/ Número promedio de nemátodos por 250 cc suelo
5/ Número promedio de nemátodos por 25 g raíz
6/ Especímenes detectados pertenecientes a grupos Aphelenchoidae, Dorylaimidae, Tylenchida
7/ Presentada en escala transformada Ln(x+1)

similar a las plantas tratadas con el producto químico. Solo las plantas sin tratar resultaron con poblaciones altas (Figura 4.5, 4.6 y 4.7). *Rotylenchulus* sp. mostró una disminución significativa en todas las prácticas evaluadas en comparación con el control, entre las prácticas evaluadas no se observó diferencias significativas. En la población de este género se observó una tendencia que cuando se aplica quitina al suelo asociada a la leguminosa antagonista ocurre mayor disminución en raíces del género (Tabla 4.2). El efecto nematicida de la enmienda de quitina asociada a canavalia se observó en poblaciones de *Rotylenchulus* sp., *Helicotylenchus* sp y otros nemátodos fitoparasíticos (Tabla 4.2).

4.1.4 Parámetros agronómicos

Según los datos en la evaluación de productos biológicos en las plantas de tomate, no se encontraron diferencias en cuanto altura y peso de la raíz entre los tratamientos, mientras que en peso fresco de follaje se encontró que las plantas tratadas con el producto a base de *P. lilacinus* obtuvo un aumento significativamente mayor en comparación con los otros tratamientos. En la evaluación de las enmiendas aplicadas al suelo en el cultivo de plátano no encontramos diferencias entre tratamientos de acuerdo al número de hojas y el peso de la raíz, por otro lado en la altura se observó una tendencia que esta es mayor al aplicar quitina al suelo. No se observaron diferencias entre los tratamientos del ensayo donde se evaluaron prácticas agrícolas no-químicas en relación a la altura y número de hojas de la planta donde se muestra una tendencia a que la aplicación de quitina aumenta la altura de la planta (Tabla 4.3, 4.4 y 4.5).

Tabla 4.3 Altura, peso de follaje, peso de raíces y número de nodulación del tomate en el ensayo para evaluar productos biológicos comerciales.

	Datos agronómicos del plátano[1,2]			
	Porción Aéreas		Raíces	
Tratamiento[3]	Altura (cm)	Peso del Follaje (g)	Peso Raíz (g)	# Nódulos
Micorriza	104.24 a	27.25 a	18.35 a	74.75 a
Micorriza en tableta	120.00 a	40.37 ab	39.01 a	285.25 b
Extracto botánico	119.25 a	36.87 ab	45.99 a	289.50 b
Hongo	126.34 a	47.54 b	31.16 a	193.50 ab
Testigo	134.00 a	35.84 ab	28.20 a	319.33 b
DMS (α=0.05)	45.05	18.84	25.07	134.61

1/ Cada valor es el promedio de 4 replicaciones (tiestos) por tratamiento
2/ Los datos promedios con la misma letra en cada columna no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD (α=0.05).
3/ Micorriza (Power organic micorriza); Micorriza en tableta (Plant succes); Extracto botánico (Nemastop); Hongo (*Paecilomyces lilacinus)*

Tabla 4.4 Altura, número de hojas y peso de raíces de plátano en el ensayo para evaluar enmiendas orgánicas aplicadas al suelo como componentes agronómicos.

Enmiendas Orgánicas	Datos agronómicos del plátano[1,2]		
	Partes Aéreas		Raíces
	Altura (cm)	# hojas	Raíz (g)
Quitina	93.33 b	7.00 a	25.00 a
Ajonjolí	73.00 ab	7.67 a	25.00 a
Gallinaza	69.67 ab	7.67 a	25.00 a
Mucuna	61.33 a	9.33 a	23.67 a
Testigo	77.33 ab	7.33 a	25.00 a
DMS (α=0.05)	27.70	2.85	1.87

1/ Cada valor es el promedio de 4 replicaciones (tiestos) por tratamiento
2/ Los datos promedios con la misma letra en cada columna no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD (α=0.05).

Tabla 4.5 Parámetros utilizados para evaluar el efecto de diferentes prácticas biológicas aplicadas al suelo en plátano en un ensayo de invernadero.

	Datos agronómico del plátano[1,2]	
Tratamiento[3]	altura (cm)	# hojas
químico	62.67 ab	6.83 ab
hongo (h)	60.96 ab	7.50 b
quitina (q)	72.39 b	7.83b
h + canavalia (c)	47.00 a	6.50 ab
q + c	60.90 ab	6.00 a
testigo	60.00 ab	7.83 b
DMS (α=0.05)	16.25	1.48

1/Cada valor es el promedio de 6 replicaciones por tratamiento

2/ Los datos promedios con la misma letra en cada columna no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD (α=0.05).

3/ El producto químico usado fue fenamiphos (Nemacur® 15G); el hongo utilizado fue *Paecilomyces lilacinus* (Melocon®); la quitina es un producto comercial distribuido por Paeceful Valley; la leguminosa en asociación fue *Canavalia ensiformis*; plantas testigos son plantas sin tratar.

4.2 Ensayos de Campo

4.2.1 Productos biológicos más siembra de canavalia en Isabela

Durante el periodo de estudio de un año, se evaluaron prácticas agrícolas no-químicas para determinar la efectividad de éstas en la disminución de poblaciones de nemátodos fitoparasíticos en suelo y raíz. En el suelo se evaluaron las poblaciones de nemátodos fitoparasíticos y se encontraron diferencias entre las plantas tratadas y las plantas no tratadas (α=0.05). Se observó que plantas tratadas con el producto químico y con el hongo *P. lilacinus* en asociación a canavalia, presentaron poblaciones similares de *Radopholus* sp., *Pratylenchus* sp. y *Meloidogyne* sp., mostrando una disminución de las poblaciones de nemátodos fitoparasíticos en comparación con el control y los otros tratamientos evaluados (Figura 4.8, 4.9 y 4.10). Los datos sugieren que tanto el tratamiento nematicida como *P. lilacinus* en asociación a canavalia son tratamientos efectivos en la reducción de nemátodos fitoparasíticos. Las poblaciones de *Helicotylenchus* sp. y *Rotylenchulus* sp. presentaron una disminución similar en las parcelas tratadas con nematicida o con *P. lilacinus* en asociación con canavalia aunque no mostraron significancia. En el suelo se encontraron otros géneros de nemátodos asociados al cultivo. Parcelas a las cuales se le aplicó el producto químico mostraron mayor disminución de otros géneros de nemátodos, mientras que las aplicaciones de micorrizas y *P. lilacinus* en asociación a canavalia obtuvieron un mayor índice poblacional en este grupo de nemátodos en especial los de vida libre (Tabla 4.6). Esta investigación no incluye resultados del efecto de los tratamientos sobre insectos del suelo, por lo que la data relacionada a los nemátodos entomopatógenos no son discutidos en este trabajo.

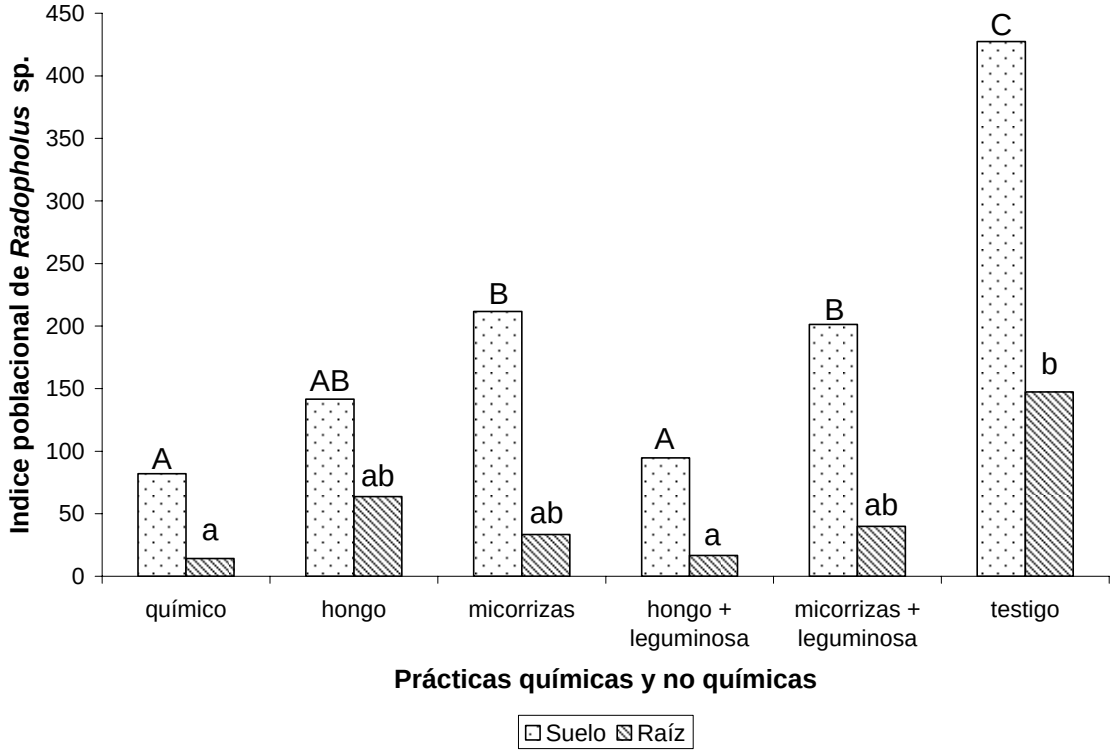

Figura 4.8. Índice poblacional de *Radopholus* sp. en plátano influenciado por prácticas agrícolas no-químicas para el control de nemátodos en Isabela.

Los datos son el promedio de 6 replicaciones por tratamiento; Los datos promedios con la misma letra en suelo (letras mayúsculas) y en raíz (letras minúsculas) no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD (α=0.05); Índice poblacional es igual a la población final (Pf) menos la población inicial (Pi). El producto químico utilizado fue fenamiphos; el hongo utilizado fue Paecilomyces *lilacinus*; la micorriza es una mezcla de esporas de ectomicorrizas y endomicorrizas; la leguminosa utilizada en asociación fue *Canavalia ensiformis*; plantas testigos son plantas sin tratar.

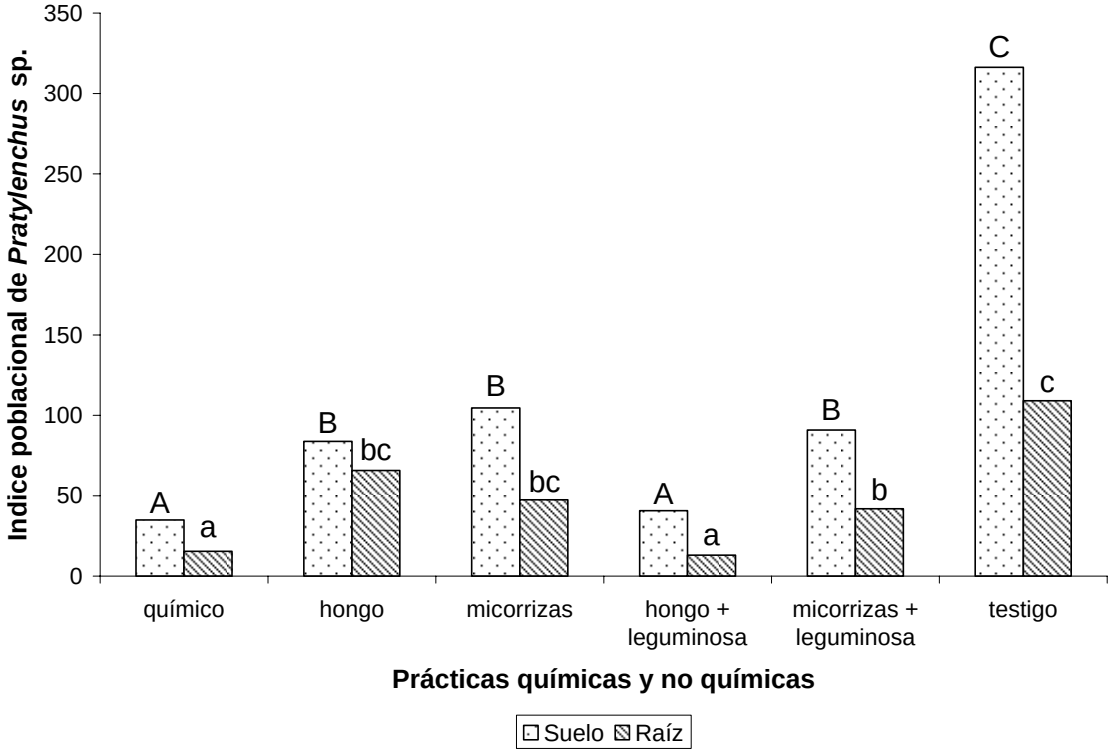

Figura 4.9. Índice poblacional de *Pratylenchus* sp. en plátano influenciado por prácticas agrícolas no-químicas para el control de nemátodos en Isabela.

Los datos son el promedio de 6 replicaciones por tratamiento; los datos promedios con la misma letra en suelo (letras mayúsculas) y en raíz (letras minúsculas) no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD(α=0.05); Índice poblacional es igual a la población final (Pf) menos la población inicial (Pi); El producto químico utilizado fue fenamiphos; el hongo utilizado fue *P. lilacinus*; la micorriza es una mezcla de esporas de ectomicorrizas y endomicorrizas; la leguminosa en asociación fue *C. ensiformis*; plantas testigos son plantas sin tratar.

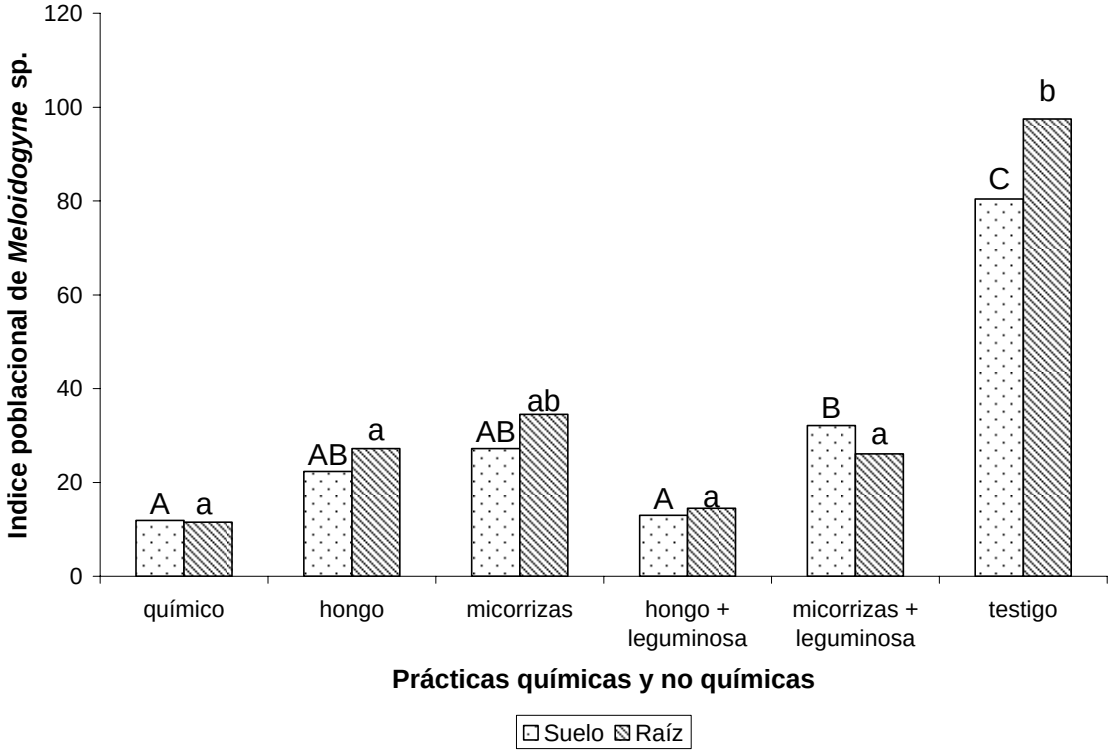

Figura 4.10. Índice poblacional de *Meloidogyne* sp. en plátano influenciado por prácticas agrícolas no-químicas para el control de nemátodos en Isabela.

Los datos son el promedio de 6 replicaciones por tratamiento; los datos promedios con la misma letra en suelo (letras mayúsculas) y en raíz (letras minúsculas) no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD (α=0.05); Índice poblacional es igual a la población final (Pf) menos la población inicial (Pi); El producto químico utilizado fue fenamiphos; el hongo utilizado fue *P. lilacinus*; la micorriza es una mezcla de esporas de ectomicorrizas y endomicorrizas; la leguminosa en asociación fue *C. ensiformis*; plantas testigos son plantas sin tratar.

Tabla 4.6 Efecto de *Canavalia ensiformis* como cultivo intercalado, *Paecilomyces lilacinus*, micorrizas y producto químico sobre el índice poblacional de nemátodos fitoparasíticos.

Índice poblacional de nemátodos Pf-Pi[1,2]						
	Helicotylenchus sp.		*Rotylenchulus* sp.		Otros [6]	
Tratamiento[3]	Rizósfera [4]	Raíz[5]	Rizósfera [4]	Raíz[5]	Rizósfera [4]	Raíz[5]
químico	51.46 a	37.86 a	310.06 a	16.12 a	53.05 a	10.25 a
hongo (h)	110.05 ab	112.30 c	444.86 ab	48.90 ab	141.59 bc	93.63 cd
micorrizas (m)	100.49 ab	107.85 bc	458.44 ab	58.15 b	180.27 c	65.69 c
h + canavalia (c)	51.46 a	41.10 ab	335.97 a	20.76 ab	236.46 c	153.47d
m + c	122.97 ab	116.92 c	360.41 ab	61.80 b	136.00 bc	86.36 cd
testigo	264.07 b	367.71 d	896.85 b	209.61 c	92.69 ab	26.94 b
DMS (α=0.05)[7]	1.03	0.95	0.96	1.17	0.63	0.72

1/Cada valor es el promedio de 6 replicaciones (tiestos) por tratamiento
2/ Los datos promedios con la misma letra en cada columna no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD (α=0.05). Los datos fueron destranformados de Ln(x+1); x=Pf-Pi= población final (Pf) – población inicial (Pi).
3/ El producto químico utilizado fue fenamiphos (Nemacur® 15G); el hongo utilizado fue *Paecilomyces lilacinus* (Melocon®); la micorriza Power Organic ® es una mezcla de esporas de ectomicorrizas y endomicorrizas; la leguminosa asociada fue *Canavalia ensiformis*; plantas testigos son plantas sin tratar.
4/ Número promedio de nemátodos por 250 cc suelo
5/ Número promedio de nemátodos por 25 g raíz
6/ Especímenes detectados pertenecientes a grupos Aphelenchoidae, Dorylaimidae, Tylenchida y otros de vida libre
7/ Presentada en escala transformada Ln(x+1)

Tanto en suelo como en raíz se observa que las plantas tratadas con prácticas agrícolas no químicas, controlan las poblaciones de nemátodos de forma similar al producto químico en comparación con las plantas que no fueron tratadas. Los análisis de raíces reflejaron que en la población de *Radopholus* sp. no se determinaron diferencias entre los tratamientos evaluados de prácticas agrícolas no-químicas en este ensayo (α=0.05), mostrando una tendencia a que *P. lilacinus* en asociación a canavalia disminuye la población de este nemátodo similar al nematicida evaluado (Figura 4.8). Este resultado presenta una tendencia a indicar que *P. lilacinus* en asociación con canavalia y el tratamiento químico tienen un efecto supresivo de nemátodos mayor a los demás tratamientos. Se observó que plantas tratadas con *P. lilacinus* en asociación a canavalia presentaron una población de *Pratylenchus* sp. similar al tratamiento químico (Figura 4.9). La población de *Meloidogyne* sp. disminuyó en plantas tratadas con prácticas agrícolas no-químicas mientras que en plantas no tratadas las densidades de este género se mantuvieron altas. Se observó que plantas tratadas con *P. lilacinus* en asociación con canavalia presentó niveles poblacionales similares a las que presentaron aquellas plantas tratadas con nematicida. Sólo se encontraron poblaciones altas de éste género en plantas sin tratar (Figura 4.10). Las poblaciones de *Helicotylenchus* sp. y *Rotylenchulus* sp. fueron impactados por los tratamientos utilizados (biológicos y químicos) mostrando diferencia en comparación a los tratamientos evaluados en este ensayo (α=0.05), observándose una disminución de estos géneros en las raíces comparándolos con el control (Tabla 4.6). Por lo tanto, el uso de *P. lilacinus* en asociación a leguminosa resultaría igual de efectivo que el producto reduciendo la población de nemátodos (Tabla 4.6).

4.2.2 Productos biológicos más siembra de canavalia en Corozal

El periodo de estudio fue de diez meses y se llevaron a cabo prácticas agrícolas no-químicas para determinar la efectividad de control de éstas sobre las de poblaciones de nemátodos fitoparasíticos en suelo y raíz. En el suelo se evaluaron las poblaciones de nemátodos fitoparasíticos donde se observaron diferencias significativas entre los tratamientos (α=0.05). Se encontró una disminución en la población de nemátodos fitoparasíticos en las parcelas tratadas con *P. lilacinus* y otras con quitina, cuando ambos tratamientos fueron acompañados con la leguminosa canavalia. Estos tratamientos no difirieron significativas (α=0.05) del tratamiento químico. Estos tres tratamientos mostraron una similaridad en la densidad poblacional de los géneros *Radopholus* sp., *Pratylenchus* sp. y *Meloidogyne* sp. (Figura 4.11, 4.12, 4.13). Los géneros de nemátodos observados en este ensayo son similares a los encontrados en otros ensayos. Además de los géneros más frecuentes, se encontraron especímenes pertenecientes a las superfamilias Aphelenchidae y Dorylaimidae (Tabla 4.7). La población de *Radopholus* sp. y *Pratylenchus* sp. en el suelo, disminuyó cuando el plátano se sembró junto a la canavalia y se aplicó *P. lilacinus* o quitina. Este efecto también se observó en plantas tratadas con el producto químico (Figura 4.11 y 4.12).

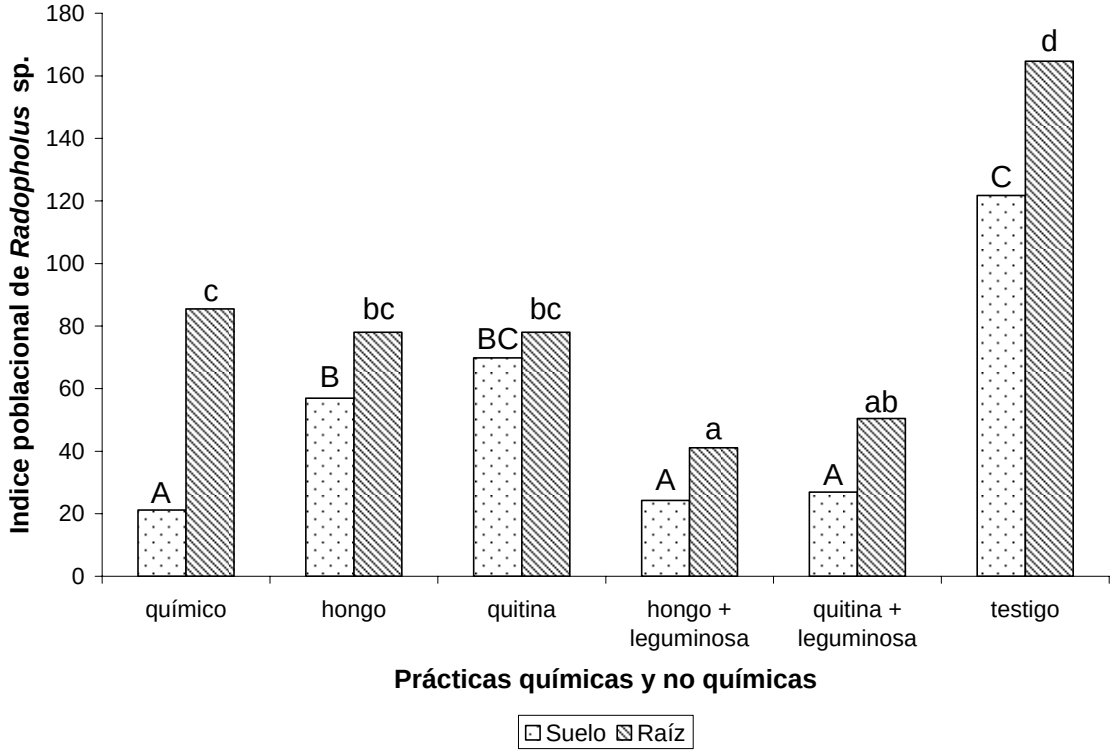

Figura 4.11. Índice poblacional de *Radopholus* sp. en plátano influenciado por prácticas agrícolas no-químicas para el control de nemátodos en Corozal

Los datos son el promedio de 6 replicaciones por tratamiento; Los datos promedios con la misma letra en suelo (letras mayúsculas) y en raíz (letras minúsculas) no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD (α=0.05); Índice poblacional es igual a la población final (Pf) menos la población inicial (Pi); El producto químico utilizado fue fenamiphos; el hongo utilizado fue *P. lilacinus*; la quitina es a base de cascarón de crustáceos; la leguminosa en asociación fue *C. ensiformis*; plantas testigos son plantas sin tratar.

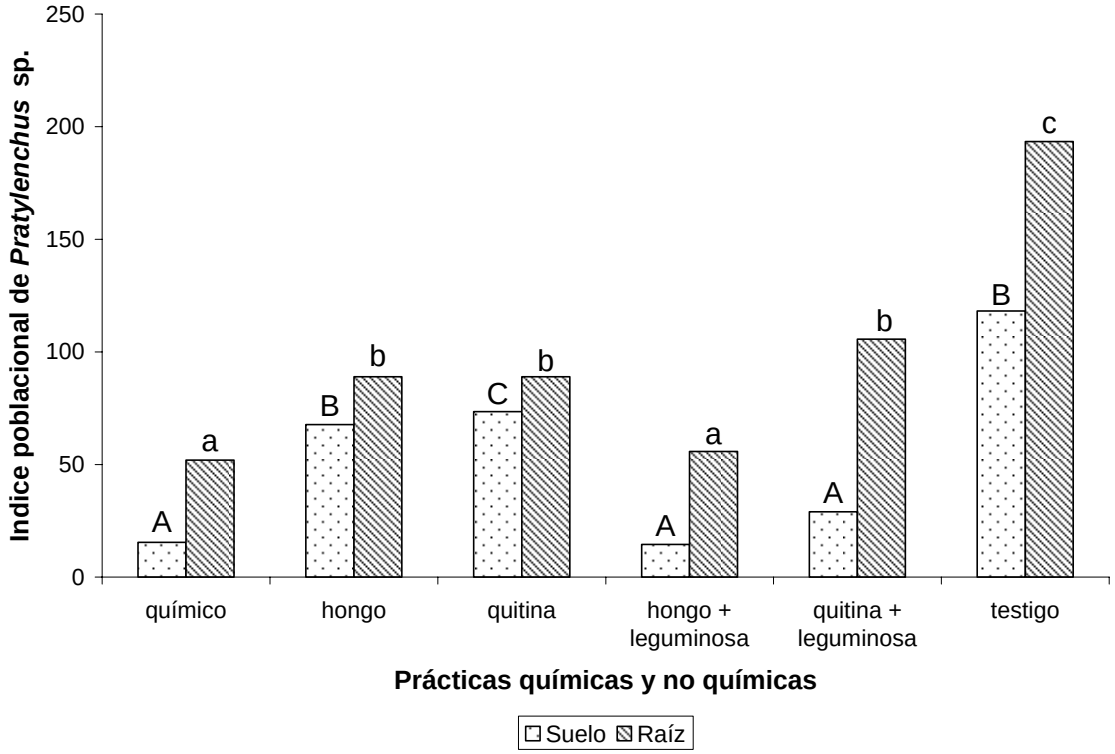

Figura 4.12. Índice poblacional de *Pratylenchus* sp. en plátano influenciado por prácticas agrícolas no-químicas para el control de nemátodos en Corozal

Los datos son el promedio de 6 replicaciones por tratamiento; Los datos promedios con la misma letra en suelo (letras mayúsculas) y en raíz (letras minúsculas) no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD (α=0.05); Índice poblacional es igual a la población final (Pf) menos la población inicial (Pi). El producto químico utilizado fue fenamiphos; el hongo utilizado fue *P. lilacinus*; la quitina es a base de cascarón de crustáceos; leguminosa asociada fue *C. ensiformis*; plantas testigos son plantas sin tratar.

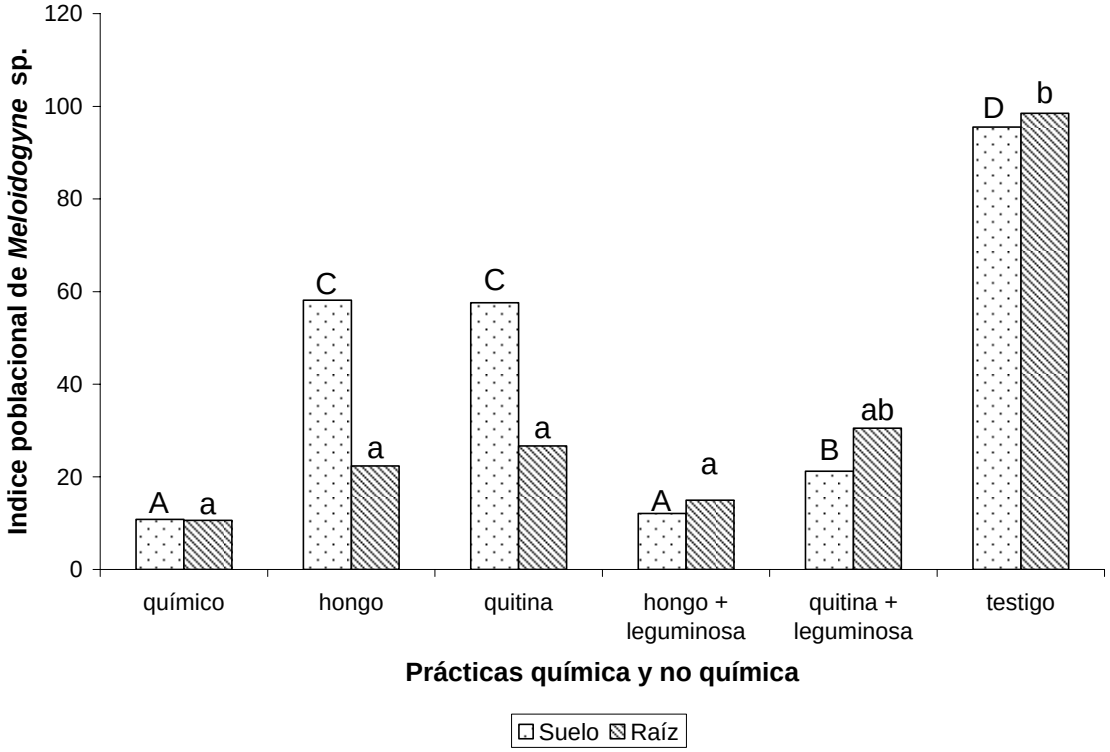

Figura 4.13 Índice poblacional de *Meloidogyne* sp. en plátano influenciado por prácticas agrícolas no-químicas para el control de nemátodos en Corozal

Los datos son el promedio de 6 replicaciones por tratamiento; Los datos promedios con la misma letra en suelo (letras mayúsculas) y en raíz (letras minúsculas) no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD (α=0.05); Índice poblacional es igual a la población final (Pf) menos la población inicial (Pi). El producto químico utilizado fue fenamiphos; el hongo utilizado fue *P. lilacinus*; la quitina es a base cascarón de crustáceos; leguminosa en asociación fue *C. ensiformis*; plantas testigos son plantas sin tratar.

Tabla 4.7 Efecto de *Canavalia ensiformis* como cultivo intercalado, *Paecilomyces lilacinus*, quitina y un tratamiento químico sobre el índice poblacional de nemátodos fitoparasíticos.

	Índice reproductivo de nemátodos Pf-Pi[1,2]							
	Helicotylenchus sp.		*Rotylenchulus* sp.		Otros [6]		Vida libre	
Tratamiento[3]	Rizósfera [4]	Raíz[5]	Rizósfera [4]	Raíz[5]	Rizósfera [4]	Raíz[5]	Rizósfera [4]	Raíz[4]
químicos	21.42 a	16.29 a	34.16 a	43.26 a	17.54 a	705.27	5.62 a	15.12 a
hongo (h)	41.95 ab	68.41 cd	87.23 cd	101.51 c	51.98 b	486.85	182.09 d	103.58 c
quitina (q)	56.40 ab	43.70 bc	87.23 cd	89.02 bc	69.11 bc	506.76	166.34 d	95.54 c
h+canavalia(c)	71.97 b	25.84 ab	66.36 bc	53.05 ab	23.78 a	256.24	48.40 bc	71.97 bc
q+ c	24.28 a	61.18 cd	45.99 ab	76.48 bc	57.56 b	440.42	74.94 c	71.97 bc
testigo	227.15 c	100.49 d	126.74 d	195.37 d	125.47 c	1106.65	37.09 b	46.94 b
DMS(α=0.05)[7]	0.94	0.74	0.49	0.52	0.63	1.01	0.71	0.62

1/Cada valor es el promedio de 6 replicaciones (tiestos) por tratamiento

2/ Los datos promedios con la misma letra no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD (α=0.05). Los datos fueron destranformados de Ln(x+1); Pf-Pi= población final (Pf) – población inicial (Pi).

3/ El producto químico utilizado fue fenamiphos (Nemacur® 15G); el hongo utilizado fue *Paecilomyces lilacinus* (Melocon®); la quitina es un producto comercial distribuido por PaecefulValley; la leguminosa asociada fue *Canavalia ensiformis*; plantas testigos
son plantas sin tratar.

4/ Número promedio de nemátodos por 250 cc suelo

5/ Número promedio de nemátodos por 25 g raíz

6/ Especimenes detectados pertenecientes a grupos Aphelenchoidae, Dorylaimidae, Tylenchida

7/ Presentada en escala transformada Ln(x+1)

Las parcelas tratadas con el producto químico y el hongo *P. lilacinus* en asociación con la leguminosa presentaron un índice poblacional de *Meloidogyne* sp. más bajo en suelo que en los otros tratamientos evaluados (Figura 4.13). El índice poblacional de *Helicotylenchus* sp. y *Rotylenchulus* sp. disminuyó significativamente en aquellas plantas que fueron tratadas en comparación con las plantas sin tratar (Tabla 4.7). Los datos demuestran que entre el tratamiento químico y la quitina asociada a canavalia no hay diferencias significativas, sobre las poblaciones de *Helicotylenchus* sp. y *Rotylenchulus* sp. (Tabla 4.7). Sin embargo, los datos muestran una tendencia a favorecer el tratamiento de la quitina en asociación a la leguminosa canavalia sobre el hongo en asociación a la leguminosa canavalia (Tabla 4.7).

Los otros nemátodos fitoparasíticos encontrados en el suelo mostraron una disminución significativa a consecuencia del tratamiento químico y la influencia del hongo *P. lilacinus* en asociación a canavalia, sin embargo, no se determinó significancia entre ellos (Tabla 4.7). En relación a las poblaciones de nemátodos de vida libre se encontró diferencias significativas entre los tratamientos. Se observó un número mayor de estos nemátodos en las parcelas tratadas con hongo y con quitina. Las parcelas tratadas con el producto químico presentaron un número significativamente menor de nemátodos en comparación al control (Tabla 4.7).

Al igual que en el suelo, las poblaciones de nemátodos en las raíces se redujeron a consecuencia de los tratamientos, particularmente cuando se combinó con el hongo. Estos tratamientos no químicos disminuyeron las poblaciones de *Radopholus* sp. en mayor proporción que el producto químico (Figura 4.11). Se observó una reducción en las poblaciones de *Pratylenchus* sp., *Meloidogyne* sp., *Helicotylenchus* sp. y *Rotylenchulus*

sp. al utilizar *P. lilacinus* en asociación con canavalia. El producto químico resultó igual de efectivo en este ensayo (Tabla 4.7, Figura 4.12 y 4.13) que en el anterior.

4.2.3 Parámetros agronómicos

En Isabela no se observaron diferencias en el peso del racimo y otros datos agronómicos entre los tratamientos. En el ensayo realizado en Corozal, no se logró cuantificar la producción de la planta. Según el diámetro del tallo de la planta, no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos (Tablas 4.8 y 4.9).

Tabla 4.8 Datos agronómicos del plátano en el ensayo para evaluar prácticas biológicas aplicadas al suelo en la evaluación de rendimiento en Isabela

	Datos agronómico del plátano [1,2]		
	Porción aérea	Racimo	
Tratamiento[3]	# hojas	peso (Kg)	# frutas
químicos	8.25 a	12.37 a	42.38 a
hongo (h)	8.50 a	9.34 a	36.25 a
micorrizas (m)	7.75 a	10.33 a	38.63 a
h + canavalia (c)	8.13 a	9.34 a	39.88 a
m + c	8.63 a	11.09 a	43.00 a
testigo	8.13 a	12.37 a	37.75 a
DMS (α=0.05)	1.51	3.73	9.82

1/Cada valor es el promedio de 6 replicaciones por tratamiento.
2/ Los datos promedios con la misma letra en cada columna no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD (α=0.05).
3/ El producto químico utilizados fue fenamiphos (Nemacur® 15G); el hongo utilizado fue *Paecilomyces lilacinus* (Melocon®); la micorriza Power Organic® es una mezcla de esporas de ectomicorrizas y endomicorrizas; la leguminosa en asociación fue *Canavalia ensiformis*; plantas testigos son plantas sin tratar.

Tabla 4.9 Datos agronómicos del plátano evaluados en el ensayo de prácticas biológicas aplicadas al suelo en Corozal.

	Datos agronómico del plátano[1,2]		
Tratamiento[3]	Diámetro (cm)	altura (cm)	# hojas
químico	8.41 a	126.79 a	8.0a
hongo (h)	8.10 a	108.22 a	8.0 a
quitina (q)	6.65 a	97.23 a	7.0 a
h+canavalia(c)	7.14 a	93.26 a	8.0 a
q + c	8.33 a	126.18 a	9.0 a
testigo	8.41 a	121.00 a	9.0a
DMS (α=0.05)	2.48	48.16	1.92

1/ Cada valor es el promedio de 6 replicaciones por tratamiento.
2/ Los datos promedios con la misma letra en cada columna no difieren significativamente entre sí según la prueba LSD (α=0.05).
3/ El producto químico utilizados fue fenamiphos (Nemacur® 15G); el hongo utilizado fue *Paecilomyces lilacinus* (Melocon®); la quitina es un producto comercial distribuido por Peaceful Valley; la leguminosa en asociación fue *Canavalia ensiformis*; plantas testigos son plantas sin tratar.

5 DISCUSIÓN

Los productos a base de *P. lilacinus* y micorrizas mostraron ser efectivos en reducir el número de nódulos ocasionados por el nemátodo nodulador, *Meloidogyne* sp. Este resultado concuerda con el reportado por Freitas (1995), quien reportó una reducción en el número de nódulos por gramo de raíz de tomate cuando se le aplicaron aislados de *P. lilacinus*. La literatura menciona que este hongo comúnmente se encuentra parasitando masa de huevos de *M. incognita*, (Rao et al., 1997). Morgan-Jones et al. (1985) encontraron que juveniles de *M. incognita* pueden ser inmovilizados por las hifas de *P. lilacinus* y mencionan que lo primero que ocurre es la producción de sustancias tóxicas que matan los juveniles susceptibles y luego los parasitan.

La utilización de la mezcla de las micorrizas fue efectiva en la disminución de los nódulos. Cuando se forma la micorriza se altera la fisiología y los exudados radicales, lo que a su vez cambia la población microbiana circundante. La micorriza no sólo contribuye a la nutrición de la planta, puesto que explora un volumen de suelo mayor que el de la raíz sola, sino que también aporta a la nutrición del suelo (Blanco y Salas, 1997). Esto incrementa la actividad microbiana lo que a su vez resulta en una disminución de la población de nemátodos fitoparasíticos. Paulitz y Linderman (1991) demuestran que las infecciones radicales por nemátodos son generalmente menores sobres plantas micorrizadas. Barbosa et al. (2002) reportan que en plantas de plátano con la micorriza arbuscular, *Glomus clarum,* y un sustrato de materia orgánica, muestran mejor enraizamiento, mayor masa foliar, mayor

pseudotallo y raíces; por lo tanto mayor absorción de fósforo y mayor radio radicular en comparación con las plantas no inoculadas con la micorriza.

Durante la evaluación de las enmiendas, se observó que la quitina mostró un buen resultado en la supresión de las poblaciones de nemátodos fitoparasíticos. Kokalis-Burelle et al. (2002) demostraron que la utilización de quitina disminuye la nodulación en las raíces ocasionadas por *M. incognita*. La quitina tiene un efecto similar en *Radopholus* sp. y *Pratylenchus* sp. ya que esta disminuyó las poblaciones de estos géneros en los tres ensayos en los que se aplicó quitina como enmienda al suelo.

Hallman et al. (1999) muestran que la enmienda a base de quitina suprime las poblaciones de nemátodos fitoparsíticos, pero indican que este efecto no solo se asocia a los cambios microbiales del suelo y rizósfera, también se debe a los cambios de las comunidades de bacterias en el tejido vegetal. Mian et al. (1982) indican que al aplicar una enmienda de quitina al suelo esto ocasiona una liberación enzímatica del nitrógeno amoniacal. Esto puede ocasionar la disminución de nemátodos fitoparasíticos que encontramos en nuestro estudio ya que el amonío afecta la población de nemátodos. En dicho estudio la adición de quitina al suelo causa un aumento en las actividades de la aril-fosfatasa, quitina y urea del suelo (Mian et al., 1982). Por otro lado, observamos que al aplicar un sustrato de quitina al suelo aumentamos las poblaciones de nemátodos de la familia Aphelenchoididae, lo cual es de beneficio ya que muchos de los representantes de esta familia son micófagos (Mai et al., 1996).

Al sembrar canavalia como cultivo intercalado con plátano y a su vez esta práctica en asociación a hongo *P. lilacinus* o a quitina, se obtuvo un efecto supresor sobre las poblaciones de nemátodos fitoparasíticos. Dicho efecto es mayor que el efecto supresor a la utilización de alguno de estos componentes de forma individual. La utilización de canavalia en el control de poblaciones de nemátodos ha sido estudiada por varios investigadores, pero es poca la información que se tiene sobre el efecto de ésta al utilizarla en asociación a productos biológicos. Por ejemplo, canavalia intercalada con plátano redujo la población de nemátodos fitoparasítico, confirmando los resultados obtenidos por Rubiano (2000) y Saavedra (1998). También esto concuerda con los datos obtenidos por Vicente y Acosta (1987), Acosta et al. (1991), McSorley y Gallahear (1993) y Montiel et al. (1995), quienes encontraron una reducción en la población de nemátodos con el uso de las leguminosas mucuna y canavalia. Otros investigadores que han reportado a canavalia como planta antagonista de nemátodos fitoparasíticos lo son Marbán-Mendoza y Zukerman (1989), y Rodríguez-Kábana et al. (1992), quienes estudiaron el efecto de la planta sobre especies de *Meloidogyne*. Posiblemente la lectina que producen las raíces de esta leguminosa es uno de los factores responsables de la disminución en las poblaciones de nemátodos (Marbán-Mendoza y Zukerman, 1989). Esta lectina actúa sobre los quimioreceptores de los nemátodos, los cuales son utilizados para la búsqueda de alimento (Jeyaprakash et al., 1985). El uso de canavalia en asociación causó una disminución en las poblaciones de nemátodos similar a la causada por la aplicación de nematicida. Estos datos demuestran que la incorporación de estas prácticas culturales puede reducir dramáticamente la aplicación de productos químicos al suelo.

Otros posibles factores que aportaron a la disminución de las poblaciones de nemátodos fitoparasíticos son: la síntesis de compuestos biocontroladores de nemátodos en las raíces de las leguminosas y la promoción de microorganismos antagonistas de nemátodos en la rizósfera. La producción de compuestos tóxicos en raíces de canavalia pudiera estar relacionada con la reducción de las poblaciones de nemátodos (Vicente y Acosta, 1987; Rodríguez-Kábana, 1991; Saavedra, 1998). Otro factor que pudo contribuir a la reducción de las poblaciones de nemátodos, es la habilidad de las leguminosas de aumentar organismos benéficos asociados a la rizósfera (Kloepper et al., 1991). Vargas-Ayala et al. (2000) ha reportado que en la rizósfera de la leguminosa mucuna habitan hongos y bacterias que resultan antagonistas a nemátodos fitoparasíticos. Posteriormente, este resultado fue confirmado por Rubiano (2000) quien atribuyó la disminución a un aumento en las poblaciones de microorganismos en la rizósfera. Este modelo ha sido ampliamente estudiado por Kloepper et al. (1991), Vargas et al. (1994) y Vargas et al. (1995), quienes han caracterizado los componentes microbianos presentes en la rizósfera de *M. deeringiana.* Estos indican que los organismos frecuentemente aislados de la rizósfera de esta planta fungen como enemigos naturales de los nemátodos, ejemplo de esto *P. lilacinus*. De igual forma que se ha demostrado que *M. deeringiana* aumenta poblaciones de organismos que pueden resultar antagonistas a nemátodos, canavalia, podría promover este tipo de microorganismos. El aumento en las poblaciones microbianas, aumenta la competencia por espacio y alimento afectando el desarrollo de los nemátodos. Este aumento de poblaciones microbianas pudo ocurrir en este ensayo, ya que observamos una disminución de las

poblaciones de *Radopholus* sp. y *Pratylenchus* sp., especialmente cuando utilizamos la leguminosa intercalada entre el plátano y asociada con *P. lilacinus* o quitina.

La aplicación de enmiendas al suelo como lo es la materia orgánica, mejora las condiciones del suelo promoviendo así el desarrollo de microorganismos beneficiosos que se podrían utilizar como agentes biocontroladores de nemátodos. En el estudio realizado las parcelas enmendadas con quitina suprimieron los nemátodos fitoparasíticos, en especial en la población de *Radopholus* sp. y *Pratylenchus* sp., siendo estos los principales nemátodos que afectan al plátano.

La supresión de nemátodos mediante la aplicación de materia orgánica al suelo ocurre por su efecto nematicida y al aumentar la actividad del hongo y la persistencia de este. Rao y Reddy (1997) establecieron que la habilidad de *P. lilacinus* para controlar los nemátodos aumenta cuando se integra con materia orgánica, demostrando que este hongo es efectivo en el manejo de *M. javanica*. Existe una relación entre las leguminosas y la quitina, mucuna o canavalia aumentan las poblaciones de especies quitinolíticas como lo es *P. lilacinus* las cuales degradan la pared del huevo del nemátodo. Existe una correlación parásito-huevo, en la que al aumentar la cantidad de quitina en el suelo aumenta la población de especies quitinolíticas ocasionando un aumento en el porcentaje de huevos parasitados. Es por esto que en los datos de los ensayos de campo e invernadero donde aplicamos quitina como enmienda al suelo las poblaciones de nemátodos disminuyeron significativamente.

Paecilomyces lilacinus es aislado comúnmente de suelos enmendados con quitina (Stirling y West, 1991). Este hongo ha sido muy efectivo como agente biocontrolador de

nemátodos noduladores y de quiste en varios lugares (Jatala, 1986). Dávila et al. (1999) indica que las especies de *Paecilomyces* poseen gran actividad quitinolíticas. La capacidad de degradación de quitina es probablemente uno de los varios mecanismos involucrados en el proceso de patogenicidad de algunos hongos parásitos de nemátodos. Mojica (2000) reporta que al intercalar mucuna con el plátano aumentan las especies con capacidad de degradar quitina, componente principal del huevo del nemátodo. Godoy et al. (1983) establecen que podría existir una correlación entre la habilidad para parasitar huevos de nemátodos y la actividad quitinolítica. Cuando aumentamos la actividad quitinolítica aplicando *P. lilacinus* obtuvimos una supresión de los nemátodos, particularmente los géneros de *Radopholus* sp. y *Pratylenchus* sp. Esto indicaría que la leguminosa favorece la presencia del hongo quitinolítico y a su vez disminuye la viabilidad de los huevos de los nemátodos fitoparasíticos.

El efecto supresor de canavalia aparenta ser de carácter general sobre los nemátodos. Esto se observa cuando las poblaciones de nemátodos de vida libre se reducen durante la asociación con las leguminosas, comparando estos tratamientos individuales de quitina o *P. lilacinus.* En éstos últimos las poblaciones de nemátodos de vida libre aumentaron. Estos resultados concuerdan con los reportados por Saavedra (1998) y Rubiano (2000), quienes encontraron que las poblaciones de nemátodos de vida libre se redujeron cuando estaban en asociación a la leguminosa canavalia. Probablemente, los mecanismos de las leguminosas que intervienen en la supresión de los nemátodos fitoparasíticos se expresan también en los de vida libre. Sin, embargo, la práctica de dejar las leguminosas como tapado orgánico después del corte, aparentemente estimula el crecimiento de organismos saprófitos y un

cambio en las expresiones de la población global de nemátodos (Saavedra, 1998; Rubiano, 2000). Futuras investigaciones deberían considerar canavalia y mantenerla como tapado orgánico, mejorando así la composición del suelo, reduciendo la erosión y aumentando la microflora del suelo.

El utilizar productos biológicos comerciales en un programa de manejo integrado con canavalia en plátano es una práctica viable; ya sea utilizando *P. lilacinus* o la enmienda de quitina asociada a la leguminosa (Figura 5.1), ya que al compararlos con el tratamiento químico los resultados fueron similares. La combinación de dos o más prácticas no químicas es una alternativa para disminuir la aplicación de químicos en nuestros predios agrícolas. El sistema propuesto de producción de plátano recomienda utilizar quitina o *P. lilacinus* al momento de la siembra, utilizar canavalia como cobertora a los cuatro meses de siembra y cortándola a los ocho meses de siembra dejando este como tapado orgánico "mulch", en adición aplicar nuevamente a los nueve meses de la siembra un tratamiento de quitina o *P. lilacinus* (Figura 5.1). La modificación del sistema de siembra actual podría ser una alternativa viable a nuestros agricultores y disminuiría la contaminación en los predios agrícolas.

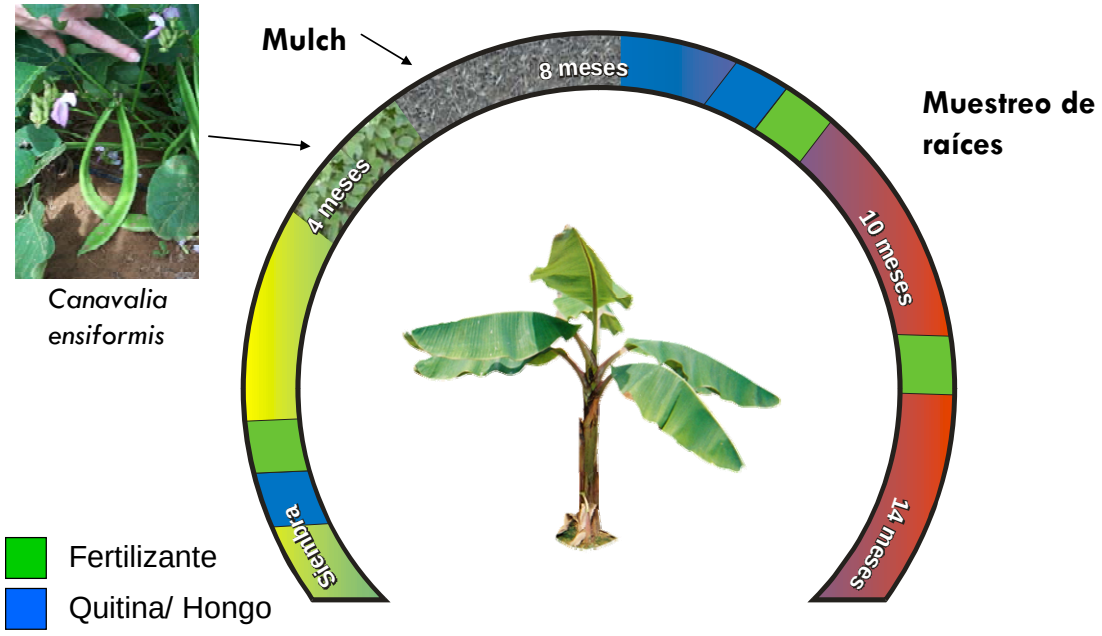

Figura 5.1 Modelo sugerido para la producción del plátano. Aplicar un producto biológico al momento de la siembra con un fertilizante orgánico. Sembrar *C. ensiformis* a los cuatro meses del cultivo. Cortar la leguminosa *C. ensiformis* a los ocho meses del cultivo dejándola como "mulch" y aplicar otra dosis de un producto biológico.

6 Conclusiones y Recomendaciones

1. La combinación del hongo *Paecilomyces lilacinus* o de la enmienda a base de quitina con la leguminosa antagonista *Canavalia ensiformis* resulta una práctica eficaz para reducir las poblaciones de nemátodos fitoparasíticos.
2. El utilizar un producto biológico en asociación a *Canavalia ensiformis* podría ser una alternativa para utilizarse dentro de un manejo integrado de nemátodos en plátano y así disminuir las aplicaciones de productos químicos.
3. Se recomienda utilizar un producto biológico al momento de la siembra y una segunda aplicación a los 8 meses de siembra, combinando con una siembra de *Canavalia ensiformis* a los cuatro meses después de la siembra de plátano.

7 LITERATURA CITADA

Acosta, N., O. Román, N. E. Vicente, y L.A. Sánchez. 1991. Sistemas de rotación de cosechas y los niveles poblacionales de nemátodos. J. Agric. Univ. P.R. 75(4):399-403

Anónimo. 1995. Conjunto tecnológico para la producción de plátanos y guineos. Estación Experimental Agrícola, Universidad de Puerto Rico, Río Piedras, Puerto Rico.

Araya, M. y A. Cheves. 1997. Efecto de cuatro nematicidas sobre el control de nemátodos en banao (*Mussa* AAA). Corbana 22(47):35-48

Arias, F., F. Blanco y R. Vargas. 1999. Evaluación de la infectividad de micorrizas arbusculares en plantas micropropagadas de banano (*Musa* AAA, cv. 'valery') durante fases de invernadero y vivero. Corbana 25(52):173-188.

Barbosa, R., E. Ribeiro y F. Acosta. 2002. Arbuscular mycorrhrzal and organic matter on the acclimation of banana-tree seedling, cv. Nanicao. Bragantia 61(3):1-9

Benhamou, N., P.J. Lafontaine y M. Nicole. 1994. Induction of systemic resistance to *Fusarium* crow and root rot in tomato plant by seed treatment with chitosan. Phytopathology 88:1432-1444.

Bird, A.F. 1971. The structure of nematodes. Academic Press, New York. N.Y. pp318.

Bird, A.F. y M.A. McClure. 1976. The tylenchoid (Nematoda) egg shell: structure, composition and permeability. Parasitology 72(1):19-28.

Binder, U. 1997. Manual de leguminosa de Nicaragua. PASOLAC, E. A.G.E. Esteli, Nicaragua 240 p

Blanco. F. A. y E. A. Salas. 1997. Micorrizas en la agricultura: contexto mundial e investigación realizada en Costa Rica. Agronomía Costarricense 21(1):55-67.

Campbell, R. 1989. Biological control of microbial plant pathogens. United Kingdom: Cambridge University. Londres Press.

Chavarría, J y H. Irizarry. 1997. Rates, application intervals and rotation of four granular pesticide to control nemátodos and the corm-weevil (*Cosmopolitas sordidus* Germar) in plantain. J. Agric. Univ. P.R. 81(1-2):43-52.

Chavarría, J, R. Rodríguez-Kábana, J. W. Kloepper y G Morgan-Jones. 2001. Change in populations of microorganisms associated with organic amendments and Benzaldehyde to control plant-parasitic nematodes. Nematropica 31(2):165-179.

Chen, S.Y., G. S. Abawi y B. M. Zuckerman. 2000 a. Efficacy of *Bacillus thuringiensis, Paecillomyces marquandii* y *Streptomyces costaricanus* with and without organic amendments against *Meloidogyne hapla* infecting lettuce. Journal of Nematology 32(1):70-77.

Chen, S.Y., D.W. Dickson y D.J. Mitchell. 2000 b. Viability of *Heterodera glycines* exposed to fungal filtrates. Journal of Nematology 32(2):190-197.

Cook, R. J. y K. F. Baker. 1983. The nature and practice of biological control of plant pathogens. American Phytopathological Society Press. St. Paul, Minnesota, 539 pp.

Culbreath, A.K., R. Rodríguez-Kábana y G. Morgan-Jones. 1986. Chitin and *Paecilomyces lilacinus* for control of *Meloidogyne arenaria.* Nematropica 16(1):153-166.

Dávila, M., N. Acosta, C. Betancourt y J. Negrón. 1999. Capacidad quitinolítica de hongos aislados de suelos agrícolas infestados con el nemátodo nodulador (*Meloidogyne* spp.) en Puerto Rico. J. Agric. Univ. P.R. 83(3-4): 189-199.

Departamento de Agricultura de Puerto Rico. 2003. Ingreso bruto de plátano en Puerto Rico. 2003-2004. Oficina de Estadísticas Agrícolas, Departamento de Agricultura, Santurce P.R. 00912

DiRienzo, J. A., M. Balzarini, F. Casanoves, L. Gonzalez, M. Tablada y C.W. Robledo. 2002. Programa Estadístico Infostat Version 1.1. Sección de Estadística y Diseño. Universidad Nacional de Córdoba. Córdoba, Argentina.

Freitas, L. G., S. Ferraz y J.J. Muchovej. 1995. Efectiveness of different isolates of *Paecilomyces lilacinus* and an isolate of *Cylindrocarpon destructans* on the control of *Meloidogyne javanica.* Nematropica 25(2):109-115.

Galper, S., E. Cohn., Y. Spiegel y I. Chet. 1990. Nematicidal effect of collagen-amended soil and influence of protease and collagenase. Revue Nématol 13(1):67-71.

Godoy, G., R. Rodríguez-Kábana, R.A. Shelby y G. Morgan-Jones. 1983. Chitin amendments for control of *Meloidogyne arenaria* in infested soil. Nematropica 13(1):63-74.

González. A. y M. Canto-Sáenz. 1993. Comparación de cinco enmiendas orgánicas en el control de *Globodera pallida* en microparcelas en Perú. Nematropica 23(2):133-137.

Gowen, S. 1995. Pests. Bananas and Plantain. Chapman y Hall, London Press. Pp 382-402

Hallmann, J., R. Rodríguez-Kábana y J.W. Kloepper. 1999. Chitin-mediated changes in bacterial communities of the soil, rhizosphere and within roots of cotton in relation to nematode control. Soil Biology and Biochemistry 31: 551-560.

Jatala, P. 1986. Biological control of plant-parasitic nematodes. Ann. Rev. Phytopathol 24(4):453-89.

Jeyaprakash, A., J. Hans-Borge., N. Marban-Mendoza y B. M. Zuckerman. 1985. *Caenorhabditis elegans:* lectines-mediated modification of chemotaxis. Experimental Parasitology 59:90-97.

Johnson, A.W., A.M. Goleen, D.L. Auld y D.R. Sumner. 1992. Effect of rape seed and vetch as green manure crops and fallow on nematodes and soil-borne pathogens. Journal of Nematology 24(2): 117-126.

Khan, H. U., R. Ahmand, W. Ahmed, S. M. Khan y M. A. Khan. 2001. Evaluation of the combined effect of *Paecilomyces lilacinus* and *Trichoderma harzianum* against root-knot disease of tomato. Journal of Biological Sciences 1(3):139-142.

Khan, T.A. y S.K. Saxena. 1997. Integrated management of root-knot nematode *Meloidogyne javanica* infected tomato using organic materials and *Paecilomyces lilacinus*. Bioresourse Technology 61:247-250.

Kloepper, J. W., R. Rodríguez-Kábana, J. A. McInoy y D.J. Collins. 1991. Analysis of population and physiololgical characterization of microorganisms in rhizospheres of plants with antagonistic properties to phytopathogenic nematodes. Plant Soil 136: 95-102.

Kokalis-Burelle. N., N. Martínez-Ochoa, R. Rodríguez-Kábana y J.W. Kloepper. 2002. Development of Multi-Component Transplant Mixes for Suppresion of *Meloidogyne incognita* on tomato (*Lycopersicon esculentum*). Journal of Nematology 34(4):362-369.

Lara-Martes, J., N. Acosta y N. Vicente. 1993. Exoesqueleto de camarón para controlar el nemátodo nodulador, *Meloidogyne incognita,* en tomate en el invernadero. J. Agric. Univ. P.R. 77(3-4): 229-236.

Lara-Martes, J., N. Acosta, N. Vicente y R. Rodríguez. 1996. Control biológico de *Meloidogyne incognita* en tomate en Puerto Rico. Nematropica 26(2):143-151.

Mai, W.F., Mullin, P.G., Lyon, H.H. y K. Loeffler. 1996. Plan-parasitic nematodes. A pictorial key to genera. Comstock Publishing Associates, Cornell University Press, Ithaca, New York 167-168 pp.

Mankau, R. y S. Das. 1969. The influence of chitin amendments on *Meloidogyne incognita.* Journal of Nematology 1: 15-16.

Mankau, R. y S. Das. 1974. Effect of organic materials on nematode bionomics in citrus and root-knot nematode infested field soil. Journal of Nematology 4:138-151.

Marbán-Méndoza, N. y M.B. Zuckerman. 1989. Estudio sobre algunas leguminosas tropicales con propiedades nematicidas. Nematropica 19(1):12.

McSorley, R.y R.M. Gallahear. 1993. Correlation of nematode density and nutrient uptake on five crops. Soil Crop Sci. Soc. Florida 52:44-49.

McSorley, R.y R.M. Gallahear. 1996. Effect of yard waste compost on nematode densities and maize yield. Supplement to Journal of Nematology 28:655-660.

McSorley. R. y D.L. Porazinska. 2001. Elements of sustainable agriculture. Nematropica 31(1):1-9.

Mian, I.H. y R. Rodríguez-Kábana. 1982. Soil amendments with oil cakes and chicken litter for control of *Meloidogyne arenaria.* Nematropica 12(2):205-218.

Mian, I.H., G. Godoy y R.A. Shelby. 1982. Chitin amendments for control of *Meloidogyne arenaria* in infested soil. Nematropica 12(1):71-83.

Miller, P.M., D.C. Sands y J. Rich. 1973. Effect of industrial residues, wood fiber wastes and chitin on plant parasitic nematodes and some soil-borne diseases. Plant Dis. Rep. 57(4):438-442

Mojica, C. 2000. Hongos de la rizofera de la *Mucuna deeringiana* para el control biológico de nemátodos del plátano (*Musa acuminata* X *Musa balbisiana*, AAB). Tesis M.S. Universidad de Puerto Rico, Mayagüez, P.R. pp 1-9

Mojtahedi, H., G.S. Santo, J.H. Wilson y A.N. Hang. 1993. Management *Meloidogyne chitwoodi* on potato with rape seed as green manure. Plant Disease 77(1):42-46.

Montiel, A., D. Romero, F. Valbuena y C. Castro. 1995. Efecto antagónico de diferentes especies vegetales sobre poblaciones de *Meloidogyne* spp. en cultivo de guayaba *(Psidium guajava)* en Venezuela. Nematropica 25(2):25.

Morgan-Jones, G. y R. Rodríguez-Kábana. 1985. Phytonematode pathology: Fungal mode action. A perspective. Nematropica 15:107-113.

Morris, J.B. y J.T. Walker. 2002. Non-traditional legumes as potential soil amendments for nematode control. Journal of Nematology 34(4):358-361.

Muzzarelli, R.A. 1991. Chitin. Pergamon Press, New York. N.Y. pp. 309

Oramas, D. y J. Román. 1982. Plant parasitic nematodes associated with plantain (*Musa acuminata* X *Musa balbisiana*, AAB) in Puerto Rico. J. Agric. Univ. P.R. 66(1):52-59.

Paulitz, T.C. y Linderman, G. 1991. Mycorrhizal interaction with soil organisms. In: Handbook of applied mycology. Volumen I: Soil and plants. Ed. by D.K. Arora. B. Rai, K. G. Mukerji, G. R. Knudse. Marcel Dekker Inc. New York, New York. P.129.

Rao, M.S. y R.P. Reddy. 1997. Integrated magnament of root knot nematode *Meloidogyne javanica* infecting tomato using organic materials and *Paecilomyces lilacinus.* Bioresourse technology 61: 247-250.

Rodríguez-Kábana, R. 1991. Control biológico de nemátodos parásitos de plantas. Nematropica 21(1):111-122.

Rodríguez-Kábana, R., J. Pinochet, D.G. Robertson, C.F. Weaver y P.S. King. 1992. Horsebean (*Canavalia ensiformis*) and crotalaria (*Cotralaria spectabilis*) for the magnament of *Meloidogyne* spp. Nematropica 22(1):29-35.

Román, J. 1986. Plant-parasitic nematodes that attack bananas and plantains. In Plant-parasitic nematodes that attack bananas, citrus, coffee, grapes and tabacco. In: Union Carbide Agricultural Products Company, Inc. North Carolina USA. pp1-9 .

Román, J. 1978. Fitonematología Tropical. Estación Experimental Agrícola Río Piedras, Universidad de Puerto Rico Recinto de Mayagüez. Pp 256

Román, J., X. Rivas, J. Rodríguez y D. Oramas. 1976. Chemical control of nematodes in plantains (*Musa acuminate X M. balbisiana*, AAB). J. Agric. Univ. P.R. 60(1):36-44.

Rubiano, J.A. 2000. Prácticas ecológicas para el manejo de poblaciones de *Cosmopolitas sordidus* (GEMAR) y nemátodos en plátano (*M. acuminata x M. balbisiana,* AAB). Tesis M.S. Universidad de Puerto Rico, Mayagüez P.R. p 53-57

Saavedra, E.D. 1998. Alternativas sostenibles para el manejo de nemátodo del platanero en P.R. Tesis M.S. Universidad. de Puerto Rico, Mayagüez, P.R. 67-75 p.

Shurtleff, M.C. y Averre III, C.W. 2000. Diagnosing plant diseases caused by nematodes. American Phytopathological Society Press. St. Paul, Minnesota. Pp 40-46

Sarah, J. L., J. Pinochet y J. Staton. 1996. El nemátodo barrenador del banano *Radopholus similis* Cobb. Plagas de Musa. Hoja divulgativa No.1. INIBAP 2 pp.

Sánchez, M. 1999. Efecto sobre fitopatógenos. Endomicorrizas en agroecosistemas colombianos. Departamento Ciencias Básicas Universidad de Colombia, Palmira Colombia. Pp84-85

Sasser, J.N. y D.W. Freckman. 1987. Aworld perspective on nematology: the role of the society. En: J.A. Veech and D.W. Dickson (eds.). Vistas on Nematology pp. 7- 14. Published by Society of Nematologist, Hyattsville, Maryland.

Stirling, G.R. 1991. Biological Control of plant parasitic nematodes progress, problems and prospect. C.A.B. International, Wallingford UK. 1-282 pp.

Stirling, G.R. y L. M. West. 1991. Fungal parasites of root-knot nematode eggs from tropical and subtropical regions of Australia. Plant Pathology 20:149-154.

Stover, R.H. 1972. Banana, plantain and albaca diseased. Published by Commonwealth Mycological Institute, Kew England, 15-36 pp.

Taylor, A. y J. Sasser. 1983. Biología, identificación y control de los nemátodos de nódulos de la raíz. Artes gráficas de la Univ. del estado de Carolina del Norte. pp.111.

Tian, H., R. D. Riggs y D.L. Crippen. 2000. Control of soybean cyst nematode by chitinolytic bacteria with chitin substrate. Journal of Nematology 32(4):370-376.

Thomason, I. J. 1987. Challenges facing nematology: enviromental risks with nematicides and the need for new approaches. En: J. A. Veech and D.W. Dickson (eds.) Vistas on nematology, pp. 469-476. Published by Society of Nematologist, Hyattsville, Maryland.

Vargas- Ayala, R., R. Rodríguez-Kábana, y J.W. Kloepper. 1994. Effect of velvetbean on population of plant-parasitic nematodes and rhizosphere microflora. Nematropica 24(2): 94.

Vargas-Ayala, R., R. Rodríguez-Kábana, G. Morgan-Jones, J.A. McInroy y J.W. Kloepper. 1995. Nematode population dynamics and microbial ecology in a rotation program with *Mucuna deeringiana*, and other crops: A biological control approach. Ph.Dissertation. Auburn University, Auburn, Alabama. 128 pp.

Vargas- Ayala, R., R. Rodríguez-Kábana, G. Morgan-Jones, J.A. McInroy y J.W. Kloepper. 2000. Shift in soil microflora induce by velvetbean (*Mucuna deeringiana*) in cropping systems to control root-knot nematodes. Biological Control 17(1)11-22.

Vicente, N.E. y N. Acosta. 1987. Effects of *Mucuna deeringiana* on *Meloidogyne incognita*. Nematropica 17(1):99-102.

Vicente, N.E. y N. Acosta. 1992. Biological control of nematodes in *Capsicum annum* L. J. Agri. Univ. P.R. 76(3-4):171-176.

Walters, A.S. y K.R. Barker. 1994. Efficacy of *Paecilomyces lilacinus* in suppressing *Rotylenchus reniformis* on tomato. Journal of Nematology 26(45):600-605.

Zavaleta, M.E. 1987. Los modificadores orgánicos y su efecto sobre los nemátodos fitoparasíticos. Rev. Mexicana Fitopatología. 5(1):105-111.