



# **COLEGIO DE POSTGRADUADOS**

**INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS**

**CAMPUS MONTECILLO**

**PROGRAMA DE POSTGRADO EN FITOSANIDAD**

**FITOPATOLOGÍA**

## **BIOFUMIGACIÓN PARA EL CONTROL DE *Meloidogyne* spp. Y *Nacobbus aberrans* EN EL CULTIVO DE JITOMATE**

**ARELY PÉREZ ESPÍNDOLA**

**T E S I S**

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL**

**PARA OBTENER EL GRADO DE:**

**MAESTRA EN CIENCIAS**

**MONTECILLO, TEXCOCO, ESTADO DE MÉXICO**

**2019**

**CARTA DE CONSENTIMIENTO DE USO DE LOS DERECHOS DE AUTOR Y DE LAS REGALIAS COMERCIALES DE PRODUCTOS DE INVESTIGACION**

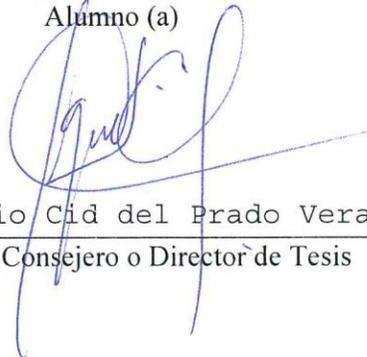
En adición al beneficio ético, moral y académico que he obtenido durante mis estudios en el Colegio de Postgraduados, el que suscribe Arely Pérez Espíndola, Alumno (a) de esta Institución, estoy de acuerdo en ser partícipe de las regalías económicas y/o académicas, de procedencia nacional e internacional, que se deriven del trabajo de investigación que realicé en esta institución, bajo la dirección del Profesor Ignacio Cid del Prado Vera, por lo que otorgo los derechos de autor de mi tesis BIOFUMIGACIÓN PARA EL CONTROL DE Meloidogyne spp. Y Nacobbus aberrans EN EL CULTIVO DE JITOMATE

y de los productos de dicha investigación al Colegio de Postgraduados. Las patentes y secretos industriales que se puedan derivar serán registrados a nombre del colegio de Postgraduados y las regalías económicas que se deriven serán distribuidas entre la Institución, El Consejero o Director de Tesis y el que suscribe, de acuerdo a las negociaciones entre las tres partes, por ello me comprometo a no realizar ninguna acción que dañe el proceso de explotación comercial de dichos productos a favor de esta Institución.

Montecillo, Mpio. de Texcoco, Edo. de México, a 23 de enero de 2019



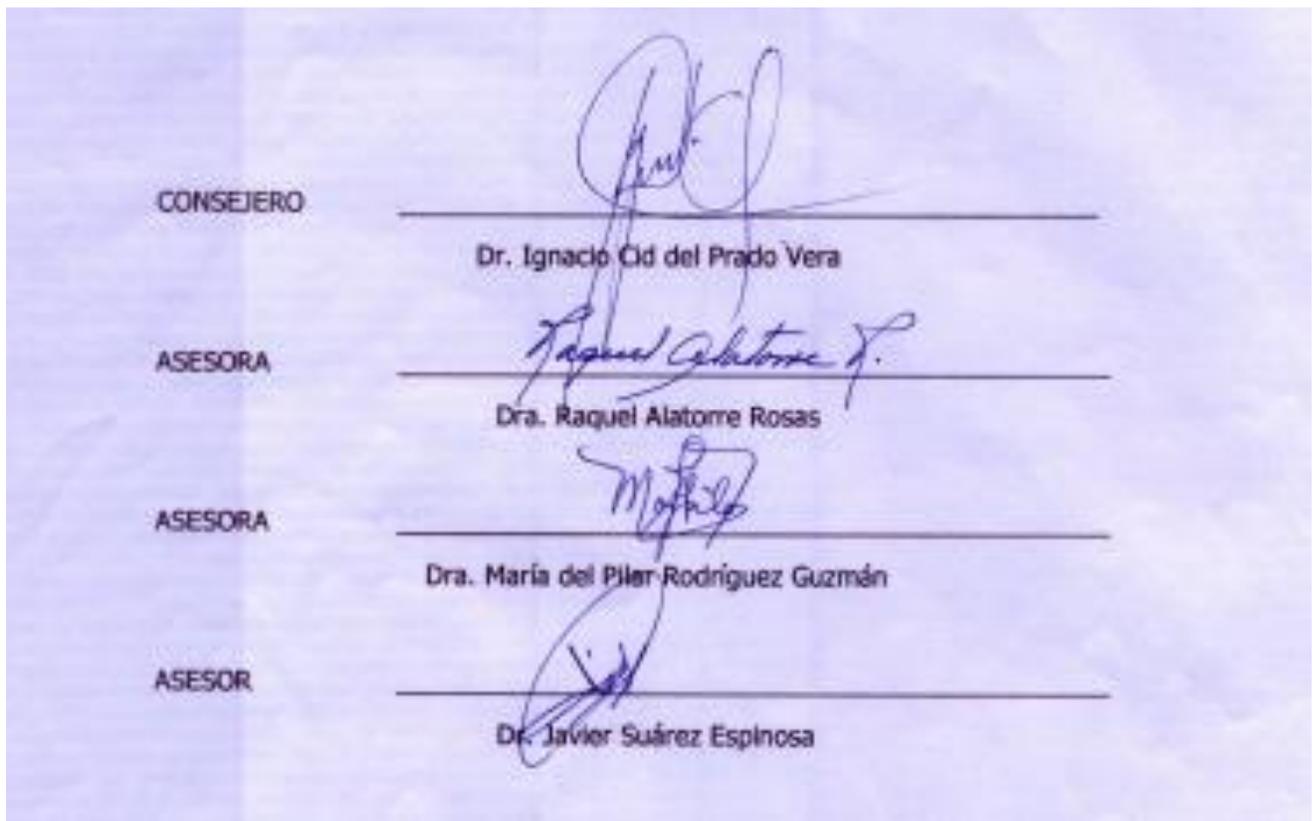
Firma del  
Alumno (a)



Dr. Ignacio Cid del Prado Vera  
Vo. Bo. del Consejero o Director de Tesis

La presente Tesis titulada: BIOFUMIGACIÓN PARA EL CONTROL DE *Meloidogyne* spp. Y *Nacobbus aberrans* EN EL CULTIVO DE JITOMATE, realizada por la alumna: Arely Pérez Espíndola, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRA EN CIENCIAS  
POSTGRADO EN FITOSANIDAD  
FITOPATOLOGÍA



Montecillo, Texcoco, Estado de México, junio de 2019

# **BIOFUMIGACIÓN PARA EL CONTROL DE *Meloidogyne* spp. Y *Nacobbus aberrans* EN EL CULTIVO DE JITOMATE**

**Arely Pérez Espíndola, M. en C.  
Colegio de Postgraduados, 2019**

## **RESUMEN**

En la presente investigación, se determinó la eficiencia de diferentes tratamientos de biofumigación complementados con la aplicación del hongo *Pochonia chlamydosporia* para el control de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita*, en el cultivo de jitomate variedad condor. La investigación se desarrolló en un invernadero con producción de jitomate, el cual esta infestado naturalmente por estas dos especies de nematodos, ubicado en el poblado de San Diego, Texcoco, Estado de México; se evaluaron cuatro tratamientos con ocho repeticiones, dando un total de 32 unidades experimentales, los tratamientos se establecieron bajo un diseño experimental en bloques al azar generalizados. Los tratamientos fueron: T1. 12.83 T ha<sup>-1</sup> de composta de estiércol de borrego con paja molida + 12.83 T ha<sup>-1</sup> de col (*Brassica oleracea*) triturada + *P. chlamydosporia*; T2. 12.83 T ha<sup>-1</sup> de estiércol vacuno + 12.8. T ha<sup>-1</sup> de col triturada + *P. chlamydosporia*; T3. 12.83 T ha<sup>-1</sup> de gallinaza + 12.83 T ha<sup>-1</sup> de col triturada + *P. chlamydosporia* y T4. Testigo absoluto. La materia orgánica fue incorporada al suelo a una profundidad de 30 cm, posteriormente se le proporcionó un riego a capacidad de campo y se cubrió con un plástico (blanco de grosor de 3 mm) por 30 días, transcurrido ese tiempo se retiró la cubierta plástica y a las dos semanas se trasplantó jitomate variedad condor (30 días de edad) e inmediatamente a los tratamientos (excepto el testigo) se inoculó *P. chlamydosporia* a una concentración de  $1.4 \times 10^8$  unidades formadoras de colonias (UFC) por planta y así mensualmente durante 7 meses. Antes de la biofumigación y posterior a esta por cada unidad experimental, se cuantifico en 200 g de suelo la presencia del segundo estado juvenil (J2) de *N. aberrans* y de *M.*

*incognita*, así como los nematodos de diferentes hábitos tróficos, el muestreo se realizó cada mes durante 9 meses. Transcurridos 7 meses después del trasplante se evaluaron las siguientes variables: Índice de agallamiento (IA); colonización de *P. chlamydosporia* en raíces y en masas de huevos; peso fresco y peso seco de la raíz. El mejor tratamiento fue el 3, el cual consistió en la biofumigación con gallinaza + col triturada + *P. chlamydosporia*, ya que tuvo una disminución del 50% del IA en comparación al testigo, una colonización en raíces de 68.9 % en masas de huevos y una colonización superior a  $4 \times 10^7$  UFC.g<sup>-1</sup> de raíz. En el IA los tratamientos de composta de estiércol de borrego con paja molida + col+ *P. chlamydosporia* y el tratamiento estiércol vacuno + col + *P. chlamydosporia*, no mostraron diferencia significativa entre ellos, pero si en comparación al testigo, ya que ellos obtuvieron una reducción del IA de  $\pm 20$  %; estos mismos tratamientos obtuvieron un 63 y 55 % en la colonización de *P. chlamydosporia* en masas de huevos respectivamente, ligado a esto en los tratamientos donde se realizó la biofumigación obtuvieron un menor número de nematodos fitopatógenos en todo el ciclo de cultivo, en comparación con el testigo, el cual obtuvo el mayor número de nematodos fitopatógenos. Los nematodos que prevalecieron en todo el ciclo del jitomate fueron los bacteriófagos y micófagos.

Antes de la incorporación de la biofumigación, el suelo se encontraba en la categoría de suelos degradados, después de esto los tratamientos pasaron a la categoría de suelos supresivos, sin embargo, después de 6 meses los suelos volvieron a permanecer a la categoría de suelos degradados.

**Palabras claves:** *Nacobbus aberrans*, *Meloidogyne incognita*, gallinaza, biofumigación, *Pochonia chlamydosporia*.

**BIOFUMIGATION FOR THE CONTROL OF *Meloidogyne* spp. AND *Nacobbus aberrans*  
IN TOMATO CROP**

**Arely Pérez Espíndola, M. en C.  
Colegio de Postgraduados, 2019**

**ABSTRACT**

In the present investigation, the efficiency of different treatments of biofumigation complemented with the application of the fungus *Pochonia chlamydosporia* for the control of *Nacobbus aberrans* and *Meloidogyne incognita*, in the cultivation of tomato variety condor was determined. The research was developed in a greenhouse with tomato production, which was infested naturally by these two species of nematodes, located in the town of San Diego, Texcoco, State of Mexico; four treatments with eight repetitions were evaluated, giving a total of 32 experimental units, the treatments were established under an experimental design in generalized randomized blocks. The treatments were T1. 12.83 T ha<sup>-1</sup> compost of sheep manure with ground straw + 12.83 T/ha<sup>-1</sup> of cabbage (*Brassica oleracea*) crushed + *P. chlamydosporia*; T2. 12.83 T ha<sup>-1</sup> cow manure + 12.8 T/ha<sup>-1</sup> of minced cabbage + *P. chlamydosporia*; T3 12.83 T ha<sup>-1</sup> of chicken manure + 12.83 T ha<sup>-1</sup> of crushed cabbage + *P. chlamydosporia*, and T4, absolute control. The organic matter was incorporated at a depth of 30 cm, followed by field capacity irrigation. The area was covered with a plastic (white thickness of 3 mm) for 30 days, the plastic cover was removed and after two weeks the tomato (30 days old) was transplanted and immediately after treatments (except the control), *P. chlamydosporia* was inoculated at a concentration of  $1.4 \times 10^8$  colony forming units (CFU) per plant and so on a monthly basis. Before the biofumigation and after this for each experimental unit, the presence of the second juvenile stage (J2) of *N. aberrans* and *M. incognita* was quantified in 200 g of soil, as well as the nematodes of different trophic habits, the sampling was done every month for 9 months. After 7

months after the transplant, the following variables were evaluated: Gallings index (GI); colonization of *P. chlamydosporia* in roots and egg masses; fresh weight and dry weight of the root. The treatment 3 was the best, which consisted in the biofumigation with chicken manure + chopped cabbage + *P. chlamydosporia*, since it had a 50% decrease in GI compared to the control, a root colonization of 68.9% in egg masses and colonization greater than  $4 \times 10^7$  CFU.g<sup>-1</sup> in roots. The GI in the compost treatments of sheep manure, with ground straw + col + *P. chlamydosporia* and the cow manure treatment + col + *P. chlamydosporia*, showed no significant difference between them, but they were significant compared to the control, since they obtained an GI reduction of  $\pm 20\%$ ; and 63 and 55% in the colonization of *P. chlamydosporia* in egg masses respectively. In the treatments which biofumigation, a lower number of phytopathogenic nematodes were obtained in the whole crop cycle, in comparison with the control, in which a large number of phytopathogenic nematodes were present. The nematodes that prevailed throughout the tomato cycle were bacteriophages and mycophagos. Before the biofumigation, the soil was in the category of degraded soils, after the treatments they passed to the category of suppressive soils, however, after 6 months the soils remain in the category of degraded soils.

**Key words:** *Nacobbus aberrans*, *Meloidogyne incognita*, chicken manure, biofumigation, *Pochonia chlamydosporia*.

## **AGRADECIMIENTOS**

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por el apoyo económico brindado durante la maestría.

Al Colegio de Postgraduados por haberme brindado la oportunidad de seguir formación académica en el posgrado de Fitopatología.

Al Dr. Ignacio Cid del Prado Vera por sus consejos y apoyo para la realización de esta tesis, así como los consejos brindados para mi formación profesional.

A la Dra. Raquel Alatorre Rosas por sus consejos y observaciones en la investigación

Al Dr. Javier Suarez Espinosa por darme las herramientas para el análisis y la interpretación de los datos.

A la Doctora María del Pilar Rodríguez por haberme brindado su apoyo en la investigación.

Al M.C. Francisco Navarro por haberme dado el conocimiento y herramientas para la elaboración de esta investigación.

Al Dr. Roberto Quintero<sup>†</sup> por la aportación de la composta para la realización de esta investigación.

## **DEDICATORIA**

A Dios por las fuerzas que me diste en los momentos de declive y por la fe tan grande que te tengo, gracias por permitirme llegar a un nuevo logro en mi vida.

A mis padres Jorge y Flora por los consejos, el apoyo y el amor incondicional que me han dado toda la vida, gracias a ustedes he podido llegar hasta aquí.

A mis hermanos: Arianna y Jorge; mi sobrino Sebastián, por la alegría que me han brindado y el apoyo que me dan para seguir adelante.

A Chelly que siempre lo llevo en mi corazón.

A Ramón<sup>†</sup> gracias por la amistad brindada y los ánimos que me diste para seguir adelante.

## CONTENIDO

RESUMEN .....	iv
ABSTRACT.....	vi
LISTA DE FIGURAS.....	xiv
LISTA DE TABLAS .....	xvi
INTRODUCCIÓN GENERAL .....	1
REVISIÓN DE LITERATURA .....	5
1.1    JITOMATE .....	5
1.1.1    Taxonomía del cultivo de jitomate .....	5
1.1.2    Características generales.....	5
1.1.3    Ciclo del cultivo.....	6
1.1.4    Importancia económica en México.....	7
1.2    ENFERMEDADES CAUSADAS POR NEMATODOS EN JITOMATE.....	7
1.2.1 <i>Meloidogyne</i> spp. ....	8
1.2.2 <i>Nacobbus aberrans</i> . ....	11
1.3    SUPERVIVENCIA DE LOS NEMATODOS .....	14
1.3.1    Temperatura .....	14
1.3.2    Humedad del suelo.....	15
1.3.3    Textura y estructura del suelo.....	15
1.4    CONTROL DE NEMATODOS.....	16
1.4.1    Control químico .....	16
1.4.2    Control por medio de extractos naturales .....	17
1.4.3    Control biológico .....	18
1.4.4 <i>Pochonia chlamydosporia</i> .....	19
1.4.5    Parasitismo de <i>P. chlamydosporia</i> .....	20

1.4.6	Biofumigación.....	23
1.5	RED ALIMENTARIA DEL SUELO .....	26
1.6	LITERATURA CITADA.....	29
CAPÍTULO 1. “EMPLEO DE ENMIENDAS ORGÁNICAS ACOMPAÑADAS POR LA APLICACIÓN DE POCHONIA CHLAMYDOSPORIA PARA EL CONTROL DE NEMATODOS AGALLADORES EN EL CULTIVO DE JITOMATE” .....		48
1.7	RESUMEN.....	48
1.8	INTRODUCCIÓN .....	50
1.9	MATERIALES Y MÉTODOS .....	52
1.9.1	Área de estudio .....	52
1.9.2	Identificación de <i>Nacobbus aberrans</i> .....	52
1.9.3	Identificación de <i>Meloidogyne</i> sp. ....	52
1.9.4	Análisis de suelo .....	53
1.9.5	Tratamientos empleados .....	53
1.9.6	Diseño experimental .....	54
1.9.7	Aplicación de las enmiendas orgánicas al suelo .....	56
1.9.8	Muestreo de nematodos .....	56
1.9.9	Tamizado y centrifugado de muestras .....	57
1.9.10	Concentración, conteo e identificación de nematodos.....	59
1.9.11	Aplicación de <i>P. chlamydosporia</i> .....	60
1.9.12	Colonización de <i>P. chlamydosporia</i> en masas de huevos.....	60
1.9.13	Evaluación de colonización de <i>P. chlamydosporia</i> en raíces de jitomate. ....	61
1.9.1	Evaluación de agallamiento .....	61
1.9.2	Peso fresco y peso seco de raíz .....	62
1.9.1	Análisis estadístico.....	62
1.10	RESULTADOS:.....	62

1.10.1	Muestreo de suelo .....	62
1.10.2	Identificación de <i>Nacobbus aberrans</i> .....	63
1.10.3	Identificación de <i>Meloidogyne incognita</i> .....	65
1.10.4	Evaluación de colonización de <i>P. chlamydosporia</i> en masas de huevos.....	67
1.10.5	Evaluación de colonización de <i>P. chlamydosporia</i> en masas de huevos.....	68
1.10.6	Evaluación de colonización de <i>P. chlamydosporia</i> en raíces de jitomate. ....	68
1.10.7	Evaluación de índice de agallamiento en raíces de jitomate.....	69
1.10.8	Evaluación de peso fresco y peso seco en raíces de jitomate .....	70
1.11	DISCUSIÓN.....	76
1.12	CONCLUSIONES .....	80
1.13	RECOMENDACIONES .....	81
1.14	LITERATURA CITADA.....	82
CAPÍTULO 2. “DIAGNÓSTICO DEL ESTADO DE LA RED TRÓFICA EDÁFICA BAJO LA APLICACIÓN DE BIOFUMIGACIÓN Y POCHONIA CHLAMYDOSPORIA EN UN SUELO AGRÍCOLA CON PRODUCCIÓN DE JITOMATE” .....		89
1.15	RESUMEN.....	89
1.16	INTRODUCCIÓN .....	91
1.17	MATERIALES Y MÉTODOS .....	93
1.17.1	Tratamientos empleados .....	93
1.17.2	Diseño experimental .....	93
1.17.3	Aplicación de las enmiendas orgánicas al suelo .....	93
1.17.4	Muestreo de nematodos .....	94
1.17.5	Tamizado y centrifugado de muestras .....	94
1.17.6	Concentración, conteo e identificación de nematodos.....	94
1.17.7	Aplicación de <i>P. chlamydosporia</i> .....	94
1.17.8	Análisis de datos .....	94

1.18	RESULTADOS .....	95
1.19	DISCUSIÓN.....	109
1.20	CONCLUSIONES .....	114
1.21	RECOMENDACIONES .....	114
1.22	LITERATURA CITADA.....	115
	CONCLUSIÓN GENERAL .....	123
	ANEXO 1.....	124
	ANEXO 2.....	124

## LISTA DE FIGURAS

	Revisión de literatura	
Figura 1.	Ciclo del cultivo de Jitomate.....	6
Figura 2.	Patrones perineales de especies de <i>Meloidogyne</i> spp.....	9
Figura 3.	Ciclo de vida de <i>Meloidogyne</i> spp.....	11
Figura 4.	Ciclo biológico de <i>N. aberrans</i> .....	13
Figura 5.	Dibujo de <i>Pochonia chlamydosporia</i> var. <i>chlamydosporia</i>	20
Capítulo 1	Empleo de enmiendas orgánicas acompañadas por la aplicación de <i>Pochonia chlamydosporia</i> para el control de nematodos agalladores en el cultivo de jitomate	
Figura 6.	Diseño experimental... ..	55
Figura 7.	Aplicación de tratamientos... ..	56
Figura 8.	Representación gráfica de tamizado y centrifugado.....	59
Figura 9.	Representación gráfica de conteo de nematodos.....	60
Figura 10	Representación gráfica de la escala de Taylor y Sasser (1978).....	61
Figura 11.	Dibujo de características morfológicas de <i>N. aberrans</i> (hembra y macho).	63
Figura 12.	Características morfológicas de juveniles de <i>N. aberrans</i> .....	64
Figura 13.	Características morfológicas de hembra y macho de <i>N. aberrans</i> ... ..	65
Figura 14.	Características morfológicas de <i>M. incognita</i> .....	66
Figura 15.	Colonización de <i>P. chlamydosporia</i> en masas de huevos en jitomate var. condor.....	67
Figura 16.	Prueba de Tukey en colonización de <i>P. chlamydosporia</i> en masas de huevos en jitomate var. condor.....	68
Figura 17.	Prueba de Tukey en colonización de <i>P. chlamydosporia</i> en raíces de jitomate var. condor.....	68
Figura 18.	Índice de agallamiento en raíces de jitomate var. condor.....	69
Figura 19.	Prueba en Tukey para índice de agallamiento... ..	70
Figura 20.	Fluctuación media poblacional del J2 <i>N. aberrans</i> bajo la aplicación de diferentes abonos orgánicos.....	72

Figura 21.	Fluctuación media poblacional del J2 <i>M. incognita</i> bajo la aplicación de diferentes abonos orgánicos.....	74
Capítulo 2. Diagnóstico del estado de la red trófica edáfica bajo la aplicación de biofumigación y <i>Pochonia chlamydosporia</i> en un suelo agrícola con producción de jitomate		
Figura 22	Nematodos de vida libre en San Diego, Texcoco. ....	98
Figura 23.	Relación entre la población inicial de nematodos fitopatógenos y la aplicación del Tratamiento 1 y Tratamiento 2.....	101
Figura 24.	Relación entre la población inicial de nematodos fitopatógenos y la aplicación de Tratamiento 3 y Tratamiento 4 .....	102
Figura 25.	Índice de enriquecimiento e Índice de estructura, en San Diego, Texcoco, Estado de México, 2017.....	104
Figura 26.	Diagnóstico del estado de la red trófica edáfica en suelo del mes de marzo a junio de 2017.....	106
Figura 27.	Diagnóstico del estado de la red trófica edáfica en suelo del mes de julio a octubre de 2017.....	107
Figura 28.	Diagnóstico del estado de la red trófica edáfica en suelo del mes de noviembre a diciembre 2017.....	108

## LISTA DE TABLAS

Revisión de literatura	
Tabla 1. Especies botánicas, compuestos nematicidas y las especies de nematodos que controlan.....	18
Capítulo 1. Empleo de enmiendas orgánicas acompañadas por la aplicación de <i>Pochonia chlamydosporia</i> para el control de nematodos agalladores en el cultivo de jitomate	
Tabla 2. Análisis de suelo obtenidos del área de estudio .....	62
Tabla 3. Prueba de tukey para peso fresco y peso seco en raíces de jitomate var. Condor	70
Tabla 4. Fluctuación media poblacional del J2 <i>N. aberrans</i> bajo la aplicación de diferentes abonos orgánicos.....	71
Tabla 5. Fluctuación media poblacional del J2 <i>M. incognita</i> bajo la aplicación de diferentes abonos orgánicos.....	73
Capítulo 2. Diagnóstico del estado de la red trófica edáfica bajo la aplicación de biofumigación y <i>Pochonia chlamydosporia</i> en un suelo agrícola con producción de jitomate	
Tabla 6. Fluctuación de nematodos por habito trófico bajo la aplicación de diferentes tratamientos de enmiendas.....	96
Tabla 7. Fluctuación de nematodos fitopatógenos bajo la aplicación de diferentes tratamientos de enmiendas	99
Tabla 8. Índice de enriquecimiento y de estructura del suelo.....	103

## INTRODUCCIÓN GENERAL

El cultivo de jitomate en México es una de las actividades agrícolas más importantes, tanto en producción como en superficie cosechada, de acuerdo con Juárez *et al.*, (2015) alrededor del 70 % de la agricultura protegida se encuentra ocupada por este cultivo, por lo cual es una fuente de empleo e ingreso económico importante, puesto que nuestro país está ubicado como uno de los principales exportadores de jitomate (SAGARPA, 2017).

En este cultivo se tienen serios problemas ocasionados por los nematodos *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita*, estos nematodos ocasionan agallas en las raíces y pueden disminuir el rendimiento hasta un 70 %, tienen una gran distribución territorial y una gran gama de hospedantes, por lo cual su manejo es muy complejo; en la actualidad en México se han reportado más de 12 estados productores de jitomate con estos problemas, como por ejemplo Sinaloa, Oaxaca, Estado de México, Guerrero, etc. (Manzanilla *et al.*, 2002; Cid del Prado *et al.*, 2001), por lo cual se han buscado diferentes estrategias para su combate, de las más utilizadas es el empleo de productos de síntesis química, pero su uso inadecuado puede causar daños a la salud y al ambiente, por esta razón se han buscado alternativas que sustituyan este tipo de prácticas (Ruiz *et al.*, 2010; Edwards y Ploeg, 2014). Una de las prácticas que pueden sustituir el uso de productos de síntesis química es el uso de enmiendas orgánicas al suelo, se ha descubierto que el uso de brassicas como enmienda orgánica puede suprimir las enfermedades de nematodos, ya que estas plantas se caracterizan por producir isotiocianatos y tiocianatos, los cuales actúan como nematicidas (Gimsing y Kirkegaard, 2006; Cole R. A., 1976; Mian *et al.* 1982a; Mian *et al.* 1982b; Sotelo *et al.*, 2015). También se ha estudiado que las enmiendas orgánicas proveniente de excremento animal liberan amonio, el cual actúa como supresor de enfermedades edáficas, ligado a esto el uso continuo de enmiendas orgánicas mejora la calidad y

salud del suelo, ya que proporciona un enriquecimiento en las poblaciones edáficas microbianas, las cuales pueden favorecer el incremento de poblaciones antagónicas de nematodos (Bello *et al.*, 2000; Sotelo *et al.*, 2015; Rojas y Ortuño 2007; Barahona, 2015; De cal and Melgarejo, 2017).

Otra de las alternativas biológicas es el uso de hongos nematofagos los cuales se encargan de disminuir las poblaciones de nematodos, uno de ellos es *Pochonia chlamydosporia*, este hongo coloniza las raíces sin causarles daño y parasita los huevos de los nematodos (Zare *et al.*, 2001; Kerry *et al.*, 1993).

Por lo anterior en la presente investigación se evaluaron diferentes tratamientos de enmiendas orgánicas (biofumugación) acompañadas con *P. chlamydosporia*, para tener un control más integral en el combate de nematodos agalladores.

## **Objetivo general**

Evaluar la eficiencia de diferentes tratamientos de biofumigación acompañados con *P. chlamydosporia* para el control de nematodos agalladores en el cultivo de jitomate en invernadero.

## **Objetivos específicos**

- Identificación de las especies de nematodos agalladores en el sitio de estudio.
- Evaluar el daño de las raíces producido por los nematodos agalladores al finalizar el cultivo, utilizando un índice de agallamiento.
- Evaluar al finalizar el cultivo la colonización de *P. chlamydosporia* en masas de huevos y en raíz.
- Evaluar el grado de alteración del suelo mediante un análisis de fauna nematológica.

## **HIPÓTESIS**

El empleo de biofumigación acompañada por la aplicación de *P. chlamydosporia* reduce significativamente las poblaciones de *N. aberrans* y *Meloidogyne incognita* en el cultivo de jitomate.

# REVISIÓN DE LITERATURA

---

## 1.1 JITOMATE

### 1.1.1 Taxonomía del cultivo de jitomate

Reino	Plantae
Subreino	Tracheobionta
Superdivision	Spermatophyta
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Subclase	Asteridae
Orden	Solanales
Familia	Solanaceae
Genero	<i>Solanum L.</i>
Especie	<i>Solanum lycopersicum L.</i>

USDA (2015)

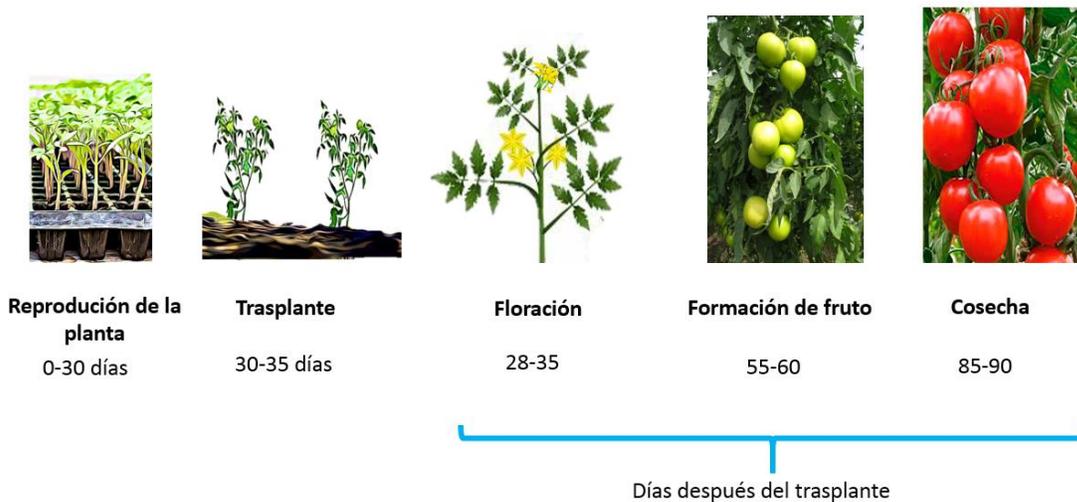
### 1.1.2 Características generales

Es una planta perenne con ciclo anual, existen dos variedades de crecimiento limitado (determinadas) y de crecimiento ilimitado (indeterminadas), algunos de los ejemplos de variedades de crecimiento limitado son: Veloz, Mayas Toro, Huichol y las de crecimiento ilimitada son: Cid, Afamia, Hechicero, Condor, Maradona, Granadero, Elpida, Rally (Nuño, 2007; Cih-Dzul *et al.*, 2011; Gabriel *et al.*, 2016). Las plantas presentan una raíz principal pivotante, su tallo es erguido durante las primeras etapas de desarrollo, pero conforme crece se arquea a consecuencia del peso, puede alcanzar hasta una longitud de 2.5 m (Rodríguez, 2001),

su fruto es una baya el cual puede alcanzar hasta 600 gramos (g), el fruto está constituido por pericarpio, tejido placentario y semillas (Nuño, 2007).

### 1.1.3 Ciclo del cultivo

La duración del ciclo de cultivo varía de acuerdo a la variedad y a las condiciones climáticas del lugar, requiere temperaturas optimas que oscilan de los 20 a 27 °C, pero también se puede desarrollar en rangos de temperaturas entre los 7 a 35 °C (FAO-ECOCROP, 2018). La etapa de desarrollo vegetativo consta de cuatro etapas, las cuales se inicia desde el semillero, enseguida por la germinación, formación de las hojas verdaderas y el trasplante, las cuales comprenden una duración de 30 a 35 días, posteriormente se inicia la fase reproductiva la cual incluye las etapas de floración (se inicia a los 28 días después del trasplante), subsiguiente la fase de formación del fruto y de llenado de fruto, hasta la fase de madurez (cosecha), el ciclo total del cultivo es de 7 meses aproximadamente (Jaramillo *et al.*, 2006).



**Figura 1.** Ciclo del cultivo de jitomate.

#### 1.1.4 Importancia económica en México

El jitomate es la hortaliza más importante en diversos países y ha adquirido importancia económica en todo el mundo (Nuez, 2001). México ocupa la décima posición a nivel mundial de superficie cosechada con el 1.9 % (FIRA, 2016); sin embargo, es el segundo país con mayor exportación con un 18% (SAGARPA, 2010), lo cual generó entre enero y octubre del 2016 un ingreso de 742 millones de dólares, por ende, el cultivo genera millones de empleos de manera directa o indirecta al país (Ruiz *et al.*, 2012). Las principales entidades productoras son Sinaloa con un 63%, Sonora con un 6.1 % y Oaxaca con 5.3% (SAGARPA, 2017).

## 1.2 ENFERMEDADES CAUSADAS POR NEMATODOS EN JITOMATE

Los nematodos pertenecen al Phylum Nematoda, estos a menudo se caracterizan por tener forma vermiforme (como la de gusano), tienen simetría bilateral, no son segmentados, son pseudocelomados, cuentan con todos los aparatos y sistemas que presentan los animales excepto el respiratorio y el circulatorio, generalmente se reproducen de manera sexual, las hembras habitualmente son más aptas para el parasitismo que los machos y en algunos casos pueden adquirir formas globosas o esféricas (Southey,1978; Maggenti,1981; Maggenti,1991; Anaya y Romero, 1999).

Los nematodos parásitos de plantas (fitopatógenos) se encuentran en tres órdenes los cuales son: Tylenchida, Dorylamida, Triplonchida, se caracterizan por presentar estilete: estomatoestilete (Tylenchida), odontoestilete (Dorylamida) u onchioestilete (Triplonchida), el cual es empleado para sustraer el contenido citoplasmático de las células en la planta (Maggenti, *et al.*, 1987; Yeates, *et al.*, 1993). Los principales nematodos que atacan a este cultivo son los nematodos noduladores o agalladores de las raíces (*N. aberrans* y *Meloidogyne* spp.), son especialmente dañinos ya que están ampliamente distribuidos y en condiciones óptimas de temperatura se ve

favorecido su desarrollo, estos producen deformaciones en las raíces; las plantas presentan nódulos debido a hiperplasia (aumento del número de las células) e hipertrofia (aumento correlativo en el tamaño de las células), por otra parte decrece notablemente la eficiencia en la translocación de agua y nutrientes por obstrucción mecánica, lo que ocasiona el marchitamiento y clorosis, también la raíces atacadas pueden presentar invasores secundarios (hongos y bacterias), lo que da como resultado una muerte prematura de las plantas (Rodríguez y Tobares *et al.*, 2001; Anaya y Romero, 1999; Agrios, 2005; Nuez, 2011).

### 1.2.1 *Meloidogyne* spp.

#### 1.2.1.1 Características generales:

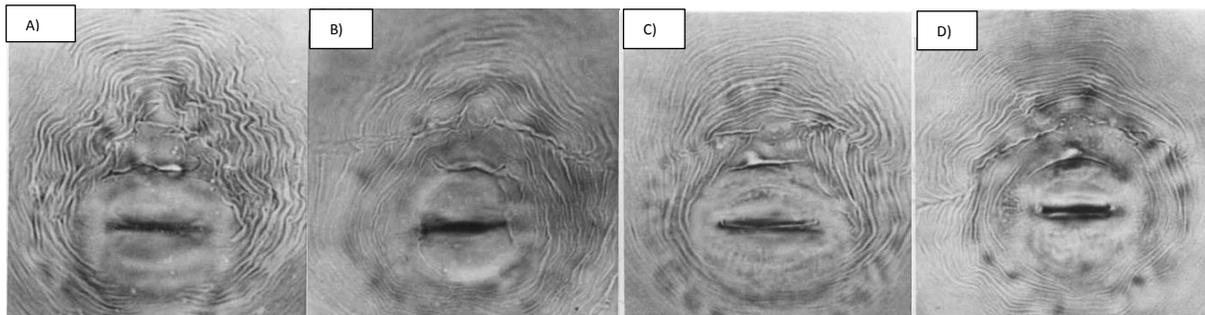
*Meloidogyne* spp. (Familia: Meloidogynidae), es un nematodo formador de agallas en las raíces de diferentes cultivos como: jitomate, berenjena, café, guayaba, entre otros. Se caracteriza por presentar juveniles vermiformes y hembras adultas globosas, en la actualidad hay más de 79 especies descritas, pero en México las más comunes son *M. incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* y *M. hapla* (Cid del Prado *et al.*, 2001). Tienen una gran importancia económica ya que pueden causar grandes pérdidas (Siddiqi, 2000; Kaur y Attri, 2013; Taylor y Sasser, 1978; Castillo *et al.*, 2010). Una de las formas para la identificación de las especies de *Meloidogyne* spp. es mediante las características cuticulares del patrón perineal de las hembras adultas y cada especie se caracteriza por presentar un patrón diferente, por ejemplo:

*M. incognita* se caracteriza por presentar un patrón perineal oval, con un arco dorsal alto y cuadrado, las estrías son lisas a onduladas a veces en zig-zag, campo lateral ausente o débil, muestra una zona vulvar lisa (Eisenback *et al.*, 1985; Perry, *et al.*, 2009).

*M. javanica* presenta un patrón redondeado, es el único patrón que posee un campo lateral que separa las estrías dorsales de las ventrales, el arco dorsal es bajo, redondo y cuadrado, las estrías son lisas y algunas pueden plegarse hacia los extremos de la vulva (Eisenback *et al.*, 1985; Perry, *et al.*, 2009).

*M. arenaria* presenta un patrón perineal variable (oval o redondeado), con un arco dorsal bajo, con estrías lisas o ligeramente onduladas, continuas o discontinuas, las estrías dorsales y ventrales a menudo se unen en un ángulo, los campos laterales están ausentes, a veces los patrones se extienden lateralmente y forman hombreras (Eisenback *et al.*, 1985; Perry, *et al.*, 2009).

*M. hapla* patrón perineal redondeado con un arco dorsal bajo redondeado, estrías finas, los campos laterales están presentes, algunos patrones pueden formar alas en uno o ambos lados laterales, posee puntuaciones arriba del orificio anal (Eisenback *et al.*, 1985, Castillo *et al.*, 2010).

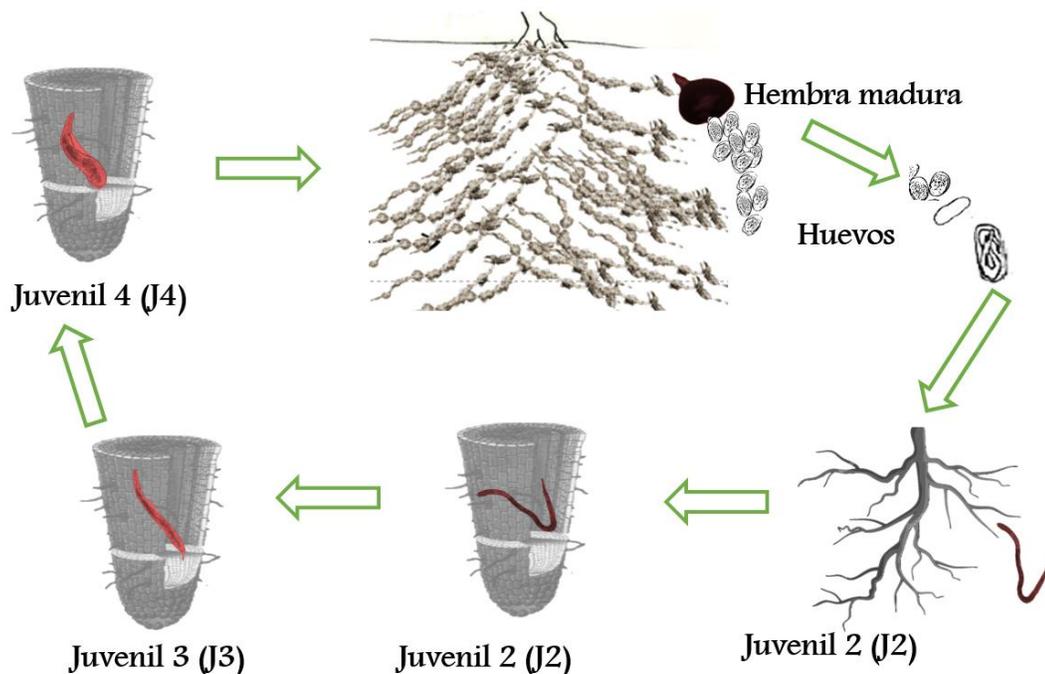


**Figura 2.** Patrones perineales de especies de *Meloidogyne* spp. **A)** *M. incognita*. **B)** *M. javanica*. **C)** *M. arenaria*. **D)** *M. hapla*. (Tomado de Eisenback, 1983).

### **Ciclo biológico de *Meloidogyne* spp.**

Se reproduce por partenogénesis y comienza su ciclo biológico cuando la hembra oviposita los huevos en una matriz gelatinosa (masa de huevos), esta matriz los conserva juntos y le da protección para que puedan sobrevivir en condiciones adversas. El desarrollo del nematodo

empieza pocas horas después de la ovoposición del huevo hasta llegar a una larva completa, la cual está dentro del huevo, a este se le denomina como la primera etapa Juvenil 1 (J1), dentro del huevo se da lugar la primera muda emergiendo la segunda etapa Juvenil 2 (J2), el cual es el único estado infectivo del nematodo, este eclosiona del huevo y busca la zonas radicales secundarias para poderlas penetrar, al principio se alimenta de tejidos corticales, pero en seguida penetran en el interior de las raíces, con su estilete perfora las paredes de las células e inyectan secreciones de sus glándulas esofágicas, estas causan una ampliación de las células en el cilindro vascular y mayores tasas de división celular en el periciclo, lo que induce a la formación de células con varios núcleos resultante de la fusión de varias células (también llamados sincitios), agrandamiento de las células (hipertrofia) y la multiplicación de células vegetales (hiperplasia) alrededor de la región cefálica del J2. La evolución de las etapas de desarrollo continúa dentro de la raíz y ocurren las mudas de las etapas J3 y J4, hasta convertirse en adultos, cuando la hembra es adulta adquiere forma de pera y produce huevos que se liberan en la superficie de la raíz. Su ciclo de vida de este nematodo depende de la temperatura y del tipo de hospedante, por ejemplo: en *M. incognita* ocurre entre los 16.5 a 27 °C y su ciclo de vida en jitomate es de 25 días, para *M. javanica*, su rango de temperatura optima es de 25-30 °C y su ciclo de vida en jitomate es de 27 días; en *M. hapla* su rango de temperatura optima es de 15-25 ° C (Taylor y Sasser, 1983; Rodríguez y Tabares, 2001; Abad *et al.*, 2008; Tyler, 1993; Bird y Wallace 1965; Bird 1959). En condiciones de estrés cuando el suelo no tiene humedad, los huevos de *Meloidogyne* spp., están sujetos a estrés osmótico y la eclosión cesa, pero el desarrollo del embrión continúa adentro del huevo, ya que las larvas de la segunda etapa que están dentro del huevo se encuentran en dormancia, cuando se establecen condiciones de humedad adecuadas, los pocos nematodos que llegan a sobrevivir dentro del huevo pueden eclosionar e infectar a la planta (Dropkin, 1958).



**Figura 3.** Ciclo de vida de *Meloidogyne* spp. Los juveniles infectivos de la segunda etapa (J2) penetran en las raíces secundarias y migran entre las células para llegar al cilindro vascular de la planta. El nematodo se vuelve sedentario y pasa por J3, J4. La hembra madura produce huevos que se liberan en la superficie de la raíz.

## 1.2.2 *Nacobbus aberrans*.

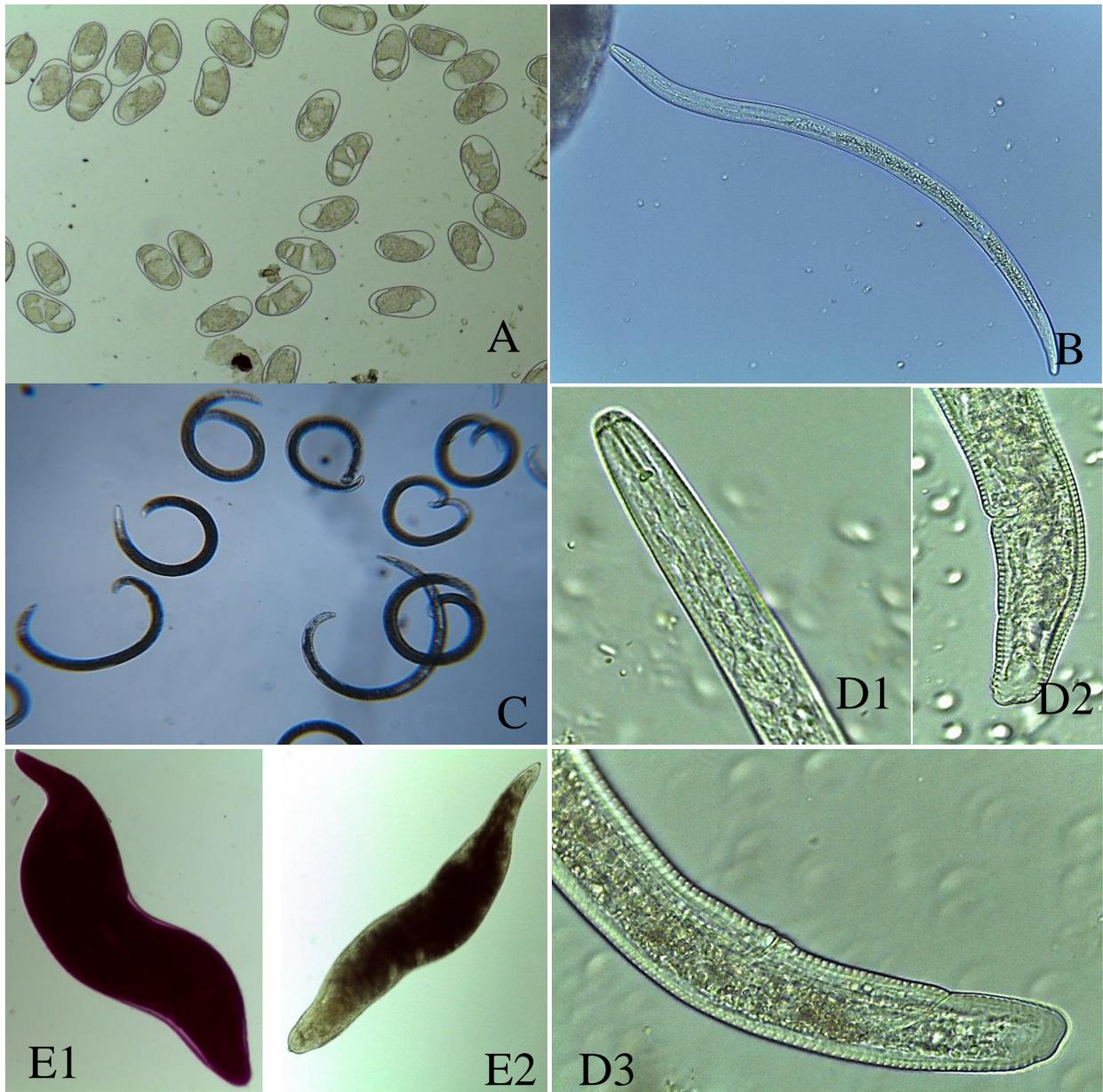
### 1.2.2.1 Características generales:

*Nacobbus* pertenece a la familia Pratylenchidae, en la actualidad se han reportado dos especies *N. aberrans* y *N. dorsalis*, esta última se encuentra únicamente en California, mientras que *N. aberrans* está ampliamente distribuido en el sur y norte de América y tiene más de 80 especies de plantas hospedantes cultivadas y silvestres: jitomate, frijol, papa, lechuga, chile etc., los juveniles (J2, J3 y J4) son vermiformes migratorios así como las hembras jóvenes y se comportan como los nematodos lesionadores (produciendo cavidades y lesiones dentro de los tejidos radicales), mientras que las hembras maduras son sedentarias, obesas e inducen agallas radicales. La hembra adulta tiene un ovario y vulva subterminal, los machos vermiformes tienen

una bursa terminal (peloderan), estilete bien desarrollado en ambos sexos, región cefálica redondeada con fuerte esqueleto cefálico, estilete largo de 23 -27  $\mu\text{m}$ , presenta un solo testículo (Doucet y Lax, 2005; Manzanilla *et al.*, 2002).

### **Ciclo biológico de *Nacobbus aberrans***

Se reproduce de manera sexual, posteriormente la hembra depositan los huevos en una masa gelatinosa la cual es expuesta fuera de los tejidos del nódulo (agalla) y esta queda en contacto con el suelo, la primera etapa (J1) se desarrolla en el interior del huevo, subsiguiente se da la eclosión del nematodo y da lugar a la segunda etapa (J2) el cual es infectivo para la planta, el J2 son migratorios (migración intracelular) y pueden ser endoparásitos o ectoparásitos, estos se alimentan del citoplasma de células del parénquima cortical perforando las paredes con su estilete, conforme se va alimentando muda pasando por las etapas tres (J3) y cuatro (J4), lo que corresponde a J3 y J4 son endoparásitos migratorios (lo que les permite entrar y salir de las raíces), pero son menos móviles que el J2; los J3 y J4 son considerados las etapas de supervivencia ya que pueden tolerar condiciones ambientales adversas como la baja humedad, el J3 tiende a permanecer enrollado en la corteza de la raíz y tiene un ligero parecido al J2, pero el J3 tiende a adoptar una forma de "C" o a enrollarse, conforme pasa el tiempo se desarrolla el J4 y después se da lugar a la hembra inmadura o conocida como hembra joven, la cual es vermiforme (puede encontrarse en el suelo o penetrar a la raíz hasta encontrar su sitio de alimentación) y adquiere una forma voluminosa, posteriormente da lugar a la formación de la hembra madura, la cual deposita los huevos; en el caso de los machos adultos, ellos están restringidos a la raíz de la corteza. La duración del ciclo varía de acuerdo a la temperatura y del tipo de planta, en condiciones óptimas de temperatura (22- 26 °C) puede durar entre los 37 y 48 días (Costilla, 1985; Manzanilla *et al.*, 2002; Anthoine *et al.*, 2006; Doucet y Lax, 2005; Cristóbal *et al.*, 2001).



**Figura 4.** Ciclo biológico de *N. aberrans* en jitomate. Los J2 nacen de los huevos (A) y se localizan en las raíces de las plantas. Los J2 (B) migran intracelularmente de la corteza radical y penetran a través de la de la raíz o de las partes laterales de las raíces primarias o secundarias, posteriormente da lugar el J3 (C) y dicha muda ocurre generalmente en la raíz, continua la muda a J4 (C) (aproximadamente a los 22 días de la inoculación), el J3 y J4 pueden entrar o salir de las raíces y migrar intracelularmente; causa lesiones y necrosis, posteriormente el J4 da lugar a las hembras jóvenes (D1), D2 –D3; muestra la región posterior de la hembra joven en donde se localiza el ano y vulva, estas hembras jóvenes migran a un tejido de la raíz sana, donde

establecen una alimentación permanente induciendo células multinucleadas conocida como sincitio; las hembras se alimentan del sincitio durante varias semanas a medida que su cuerpo se hincha (E1-E2) y producen los huevos, estos son depositados en una matriz gelatinosa conocida como masas de huevos (Cid del Prado, 1983; Eves *et al.*, 2014).

### **1.3 SUPERVIVENCIA DE LOS NEMATODOS**

Los nematodos parásitos de plantas pueden sobrevivir a condiciones ambientales adversas en etapas latentes, las cuales son asociadas a una baja actividad metabólica, por ejemplo, se especula que *N. aberrans* puede tener anhidrobiosis (sobrevivencia a largos periodos sin agua) y los estados juveniles 3 (J3) y 4 (J4) (Cristóbal *et al.*, 2001).

*Meloidogyne* spp. tiene diapausa (periodo largo de dormancia para poder sobrevivir) y los estados de sobrevivencia son los nematodos que se encuentran en los huevos (Taylor y Sasser, 1978).

Las etapas latentes pueden servir para prolongar un ciclo de vida de 20 a 40 días, hasta periodos de un año, por ejemplo, los J3 y J4 que están en la raíz de *N. aberrans* pueden sobrevivir hasta un año (National academy of sciences, 1978; Cristóbal *et al.*, 2001) y las masas de huevos pueden soportar bajas temperaturas hasta -13 °C (González y Franco, 1997).

#### **1.3.1 Temperatura**

Casi todos los nematodos parásitos de plantas se tornan inactivos en temperaturas bajas, la óptima es entre los 15 y 30 °C, las temperaturas mayores de 40 °C pueden ser fatales. En México *N. aberrans* ha sido encontrado en lugares como Tecamachalco (Estado de Puebla), con una temperatura mínima de 3.5 °C y máxima de 29.5 °C y como tiene una amplia distribución geográfica puede significar que tolere temperaturas bajo cero y hasta 30 °C (Zamudio *et al.*, 1987; Manzanilla *et al.*, 2002).

### 1.3.2 Humedad del suelo

Es uno de los factores que influyen en la fluctuación de nematodos, cuando el suelo está seco puede disminuir las poblaciones, pero no todos mueren, ya que pueden sobrevivir a sequías en los estados de huevo u otras etapas de desarrollo, se cree que los nematodos están en formas latente en suelos con un contenido de humedad entre 40 y 60 % de su capacidad de campo (CC). Los nematodos necesitan películas de agua libre en el suelo para su movimiento, aunque la influencia de la humedad sobre ellos es poca conocida, en la actualidad existen prácticas para su control, las cuales se basan en la reducción de oxígeno en el suelo mediante el aumento de la humedad, ya que los espacios porosos del suelo, son ocupados por el agua y esto reduce la cantidad de oxígeno e incrementa el sulfuro de hidrogeno, el cual es tóxico para los nematodos, un ejemplo de esto es que al reducir el 10 % del oxígeno del suelo en el cultivo de lechuga, se observó una reducción del 72 % en *M. hapla* (National Academy of Sciences, 1978; Taylor y Sasser, 1978).

### 1.3.3 Textura y estructura del suelo

El movimiento de los nematodos dentro del suelo está relacionado con el diámetro de los poros, el tamaño y grosor de partículas del suelo, así como el diámetro del nematodo, los nematodos no se pueden mover entre partículas de suelo cuando los diámetros de los poros son menores que la anchura de su cuerpo, lo que está relacionado con la estructura del suelo, la humedad y la aireación, por ejemplo: en suelos arcillosos (textura fina) pueden impedir el crecimiento y la penetración de estos en las raíces, debido a que los espacios porosos son muy pequeños, ya que los nematodos requieren poros de 0,02 mm como mínimo para moverse en el suelo (Jatala, 1986; Taylor y Sasser, 1978), Georgis y Poinar (1983), mencionan que el porcentaje de juveniles de *Steinernema* spp. capaces de migrar e infectar pupas de *Galleria mellonella* (Lepidoptera:

Pyralidae), disminuye a medida que aumenta el porcentaje de arcilla y limo en el suelo, debido a que el movimiento de los nematodos es menor en suelo arcilloso en comparación con suelos arenosos

## **1.4 CONTROL DE NEMATODOS**

### **1.4.1 Control químico**

El control químico es una de las medidas más utilizadas para el combate de estos nematodos por su gran rapidez de acción (Castillo *et al.*, 2003; Vinueza *et al.*, 2006), algunos de los productos químicos que se encuentran en el mercado son los siguientes:

**OREGON® 60 SC:** Es un nematicida de etiqueta roja (tóxico), a base de Abamectina que actúa por contacto e ingestión, libera ácido amino gamma butírico (GABA), el cual inhibe las terminales nerviosas de los nematodos, disminuye o detiene el movimiento de los músculos, por lo cual se quedan paralizados, la alimentación se detiene y en un periodo de 2 - 4 días mueren, su dosis recomendada de aplicación es de 0.75-1.25 L/ ha en jitomate (Docplayer, 2018; Agroquímicos de México, 2017).

**NEMACUR®:** Es un nematicida de etiqueta roja, contiene el compuesto Organofosforado sistémico con actividad nematicida por contacto e ingestión, es empleado para el combate de nematodos ectoparásitos y endoparásitos, este puede ser absorbido por vía foliar y radical, su dosis recomendada en papa es de 10 a 15 L/ha (AMVAC, 2018a; Agroquímicos de México, 2017).

**MOCAP® 15G:** Es un nematicida con etiqueta roja, contiene el compuesto Etoprofos, es un insecticida no sistémico, se aplica al suelo, con actividad por contacto e ingestión sobre

nematodos, su actividad residual puede durar aproximadamente 2 meses, su dosis recomendada en peino es de 13 a 20 kg/ha (AMVAC, 2018b; Agroquímicos de México, 2017).

VERANGO® PRIME: Es un nematicida de etiqueta amarilla (nocivo), contiene Fluopyram, es un nematicida con un nuevo modo de acción recomendado para el control de nematodos de diferentes géneros en los cultivos de papas. Presenta acción sistémica y un largo efecto residual. Aplicado al suelo es absorbido por las raíces de las plantas dando una protección desde el inicio del cultivo hasta por 3 meses, su dosis recomendada en jitomate es de 0.5 - 1L/ ha (Agroquímicos de México, 2017).

OXAMIL 24%. SCA: Es un nematicida de etiqueta roja, contiene Carbamato sistémico con actividad insecticida, acaricida y nematicida por ingestión y contacto, en el campo su vida media es de 1 semana, su dosis de aplicación en jitomate recomendada es de 2.0-4.0 L/ha (Agroquímicos de México, 2017b).

#### 1.4.2 Control por medio de extractos naturales

Los extractos naturales ofrecen nuevos compuestos que inactivan a las plagas, son menos tóxicos, tienen una biodegradación rápida y pueden poseer múltiples modos de acción y pueden tener amplios usos (Quarles, 1992).

La mayoría de las plantas producen metabolitos secundarios (terpenoides fenoles, acetilenos, ácidos carboxílicos, etc.), los cuales pueden tener propiedades nematicidas, lo que los convierte en herramientas útiles para la agricultura, una de las formas de aprovechar estos metabolitos, es mediante la preparación de extractos vegetales o infusiones, utilizando diferentes solventes como agua, alcohol, éter etílico, aceites, cetonas y benceno (Ruíz *et al.*, 2010; Céspedes *et al.*, 2001; Mareggiani, *et al.*, 2010; Herrera *et al.*, 2009).

En la siguiente tabla se muestran algunas plantas con actividad nematicida:

**Tabla 1.** Especies botánicas, compuestos nematicidas y las especies de nematodos que controlan (Ntalli y Caboni, 2012).

Plantas nematicidas	Compuesto nematicida	Especies
<i>Melia azedarach</i>	Ácido acético, ácido butírico, hexanoico, ácido, ácido decanoico, furfural, 5-hidroximetilfurfural y furfurool	<i>Meloidogyne incognita</i>
<i>Crotalaria</i>	Alcaloides 1,2 Dehidropirrolizidina	<i>M. incognita</i>
<i>Peganum harmala</i>	Alcaloides	<i>Meloidogyne</i> spp.
<i>Tagetes</i>	Poliacetilenos polietilénicos flavonoides	<i>Meloidogyne</i> spp.
<i>T. patula</i>	$\alpha$ -Terthienil ácido, ácido gálico y ácido Linoleico	<i>Heterodera zea</i>
<i>Brassica juncea</i>	Glucosinolatos	<i>Pratylenchus penetrans</i>
<i>Lantana camara</i>	11- Ácido triterpénico	<i>M. incognita</i>
<i>Aster sedifolius</i>	Saponina	<i>M. incognita</i>

### 1.4.3 Control biológico

En la actualidad se han buscado nuevos métodos eficientes y seguros para el control de nematodos que no tengan una repercusión al medio ambiente y a la salud humana (Adegbite y Adesiyun, 2005). Se considera que el control biológico tiene un efecto en la reducción en las poblaciones de nematodos, ya sea mediante la inducción de organismos antagónicos, por manipulación del medio ambiente, la planta huésped o la red trófica del suelo (Baker y Cook *et al.*, 1974).

Un ejemplo de ellos es el uso de la bacteria *Pasteuria* spp., la cual ha demostrado ser un gran agente biológico, ya que es capaz de combatir a los nematodos: *Belonolaimus longicaudatus*, *Heterodera* spp., *Meloidogyne* spp. y *Xiphinema diversicaudatum*. La bacteria *Pasteuria* spp. es formadora de endosporas, su proceso de infección ocurre cuando las endosporas se adhieren a la cutícula del nematodo y el desarrollo de la bacteria sucede en sincronía con el desarrollo de los

nematodos, por ejemplo, *Pasteuria penetrans* parasita a *Meloidogyne* spp. y *Pasteuria hartismeri* parasita a *Meloidogyne ardenasis* (Chen, y Dickson 1998; Davies *et al.*, 2001; Gómez *et al.*, 2010; Chen *et al.*, 1996; Piedra-Naranjo; 2008).

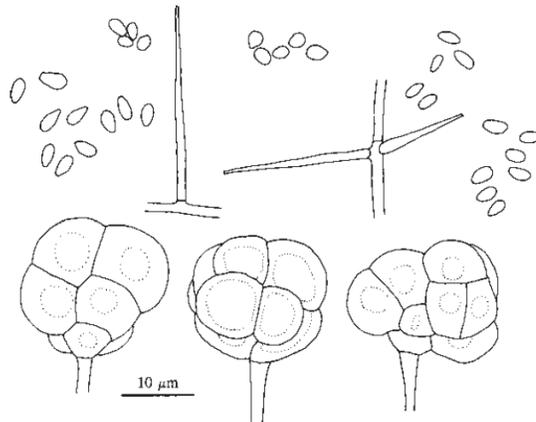
Otros de los ejemplos son los hongos nematófagos, los cuales son microorganismos capaces de atacar y matar nematodos, ya sea adultos, juveniles o huevos, algunos de ellos pueden vivir saprofiticamente y atacar a otros hongos (micoparásitos) y colonizar raíces de plantas como endófitos (Piedra-Naranjo, 2008), algunos ejemplos de estos son: *Purpureocillium* el cual es un oportunista que habita en el suelo y es utilizado como agente biológico para el combate de *Meloidogyne* spp., es capaz de parasitar a juveniles de nematodos y huevos (Anastasiadi *et al.*, 2008); los hongos *Arthrobotrys* spp. y *Monacrosporium* spp., son atrapadores de nematodos, estos pueden capturar nematodos por medio de estructuras especializadas de las hifas, ya sea como protuberancias adhesivas, anillos constrictivos o no constrictivos, con los que, el hongo penetra la cutícula del nematodo, ocurriendo la infección dentro de él, debido a que las hifas crecen dentro del cuerpo del nematodo (Jansson y López-Llorca, 2001; Piedra-Naranjo, 2008); otro ejemplo son los hongos productores de toxinas como *Pleurotus* spp.; cuando la toxina del hongo se pone en contacto con el nematodo, este es rápidamente inmovilizado y las hifas del hongo crecen por quimiotropismos hacia la boca del nematodo (Piedra -Naranjo, 2008).

#### 1.4.4 *Pochonia chlamydosporia*

El hongo fue reportado primero como un parásito de huevos de nematodos en el Reino Unido (Willcox y Tribe 1974) y posteriormente se descubrió que igualmente parasita quistes (Kerry y Crump 1977); tiene la capacidad de desarrollarse en el suelo como saprofito y es capaz de colonizar las raíces de las plantas sin dañarlas (Zare *et al.*, 2001; Kerry *et al.*, 1993; De Leij *et al.*, 1992), pertenece a la familia Clavicipitaceae (Ascomycota: Pezizomycotina: Sordariomycetes:

Hypocreales) y se ha reconocido por tener al menos dos variedades distintas: *P. chlamydosporia* var. *chlamydosporia* y *P. chlamydosporia* var. *catenulata*, las cuales se encuentran en suelos supresores de nematodos, ya que es un hongo facultativo que parasita los huevos de nematodos formadores de quistes (Heterodera) y de agallas (Zare *et al.*, 2001; Lin *et al.*, 2015; Kerry *et al.*, 1993).

*Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia*, presenta colonias de rápido crecimiento (20-38 mm de diámetro a los 10 días) de apariencia algodonosa y color blanco, las cuales se torna con tiempo de color crema. Su temperatura óptima de crecimiento es de 24 -27 °C, los conidióforos son usualmente postrados y con hifas áreas, algunas veces erectas, filiadas verticiladas o solitarias. Los conidios presentan forma subglobosa, son postrados y se agrupan en cabezuelas, producen estructuras de resistencia las cuales son las clamidosporas (Domsh y Gams; 1980; Zare *et al.*, 2001)



**Figura 5.** Dibujo de *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia*, conidióforos, conidios y *chlamidosporas*, después de Zare *et al.*, 2001.

#### 1.4.5 Parasitismo de *P. chlamydosporia*

El hongo coloniza el rizoplano como saprófito hasta establecerse en las raíces e infectar los huevos del nematodo, primero coloniza la rizosfera y posteriormente en la etapa de infección

forma apresorios (en la punta de las hifas o lateralmente) sobre la superficie del huevo, lo cual puede ser respuesta tigmotrópica, ya que las puntas de las hifas entran en contacto con una superficie sólida, las hifas parecen adherirse firmemente a la superficie del huevo y con ello penetra la capa vitelina mediante lisis enzimática (Kerry e Hirsch, 2011;.Segers *et al.*, 1996; López-Llorca *et al.*, 2002b; Kerry y Jaffe, 1997). Como los huevos de los nematodos cuenta con una capa externa de vitelina (compuesta en su mayoría por proteínas) la penetración del hongo resulta de una presión física y de la actividad hidrolítica de algunas enzimas (proteasas y quitinasas) (Delgado y Díaz, 2009). Cuando el hongo establece contacto con una masa de huevos, este pasa de la fase saprófita a la fase parasita (colonización de los huevos de nematodos), las condiciones requeridas para inducir este cambio de fases hasta el momento son poco conocidas, sin embargo, se ha encontrado que puede estar regulado por genes que codifican las enzimas involucradas en la infección del huevo, lo cual puede ayudar a explicar el cambio de las fases (Kerry e Hirsch, 2011).

El hongo cuenta con una proteasa subtilisina alcalina la cual es conocida como VCP1, esta es estimulada por la presencia de los huevos de los nematodos y está involucrada en el proceso de infección hacia los nematodos, ya que elimina la membrana vitelina proteica externa de los huevos y expone su capa de quitina, *P. chlamydosporia* también produce una proteasa similar a la quimoelastasa que hidroliza proteínas de nematodos (Delgado y Díaz, 2009; Ward *et al.*, 2012; López y Robertson, 1992; Segers *et al.*, 1994). La variabilidad de VCP1 entre aislamientos de *P. chlamydosporia* puede deberse a diferencias de proteasas, lo cual puede explicar los diferentes nichos que ocupa este hongo, su rango de hospedantes, así como el factor de virulencia, ya que estas enzimas son determinantes en la patogenicidad (Sergert *et al.*, 1996; Kerry 2008; Segers *et al.*, 1994), la variación de VCP1 se diferencia en la composición de aminoácidos, como por

ejemplo Morton *et al.*, (2003) demostró que diferentes aislados de *P. chlamydosporia*, su VCP1 se diferencia en la alineación de aminoácidos, aunado a esto durante la infección de los huevos se forma quitosano lo cual sugiere un papel de patogenicidad (Aranda *et al.*, 2018).

Los huevos de los nematodos en las primeras etapas de embriogénesis son más susceptibles al parasitismo de este hongo en comparación con aquellos huevos que contienen un juvenil de segunda etapa (Manzanilla *et al.*, 2013), de acuerdo con Kerry (1986) el hongo coloniza huevos vivos y es más eficientemente en huevos en etapas de embriogénesis, antes de que se complete el desarrollo del nematodo.

También se ha demostrado que los aislamientos de *P. chlamydosporia* tienen diferencias en su desarrollo, crecimiento y virulencia, (Flores-Camacho, *et al.*, 2008; Manzanilla-López, *et al.*, 2009), además se han reconocido biotipos del hongo los cuales tienen diferentes preferencias hacia un hospedante (Morton *et al.*, 2003a,b; Mauchline *et al.*, 2004; Siddiqui *et al.*, 2009), por lo tanto algunos de los factores que pueden afectar en la colonización de *P. chlamydosporia* en la planta y en nematodos pueden ser las siguientes:

- La colonización de la rizósfera por parte del hongo es esencial para el control de nematodos
- No todos los aislamientos del hongo tienen las mismas habilidades saprofitas y parasíticas
- Existen biotipos del hongo con ciertas preferencias a ciertos nematodos.

Larriba *et al.*, (2015) mostraron que en *P. chlamydosporia* existen genes implicados en la biosíntesis de auxina, etileno y el ácido jasmónico, lo cual puede promover los mecanismos de defensa de la planta, junto con esto a nivel molecular mostraron un efecto promotor del

crecimiento observado en plantas colonizadas por este hongo, otro trabajo realizado por Maciá-Vicente *et al.*, (2009) señala que *Pochonia chlamydosporia* puede incrementar el crecimiento de raíz en cebada en condiciones de laboratorio.

#### 1.4.6 Biofumigación

El término de "biofumigación" fue acuñado por Kirkegaard *et al.*, (1993), los cuales describieron los efectos supresores de especies de *Brassica* en organismos nocivos del suelo (*Fusarium graminearum* y *Rhizoctonia solani*), la cual se considera como una alternativa para la reducción de plagas edáficas (hongos, bacterias y nematodos), aunque en un principio en la biofumigación solamente se utilizaban residuos de Brassicaes, en la actualidad se utilizan diferentes residuos orgánicos como estiércoles, residuos de cultivos de sorgo, maíz, cempasúchil, entre otros (Iriarte *et al.*, 2011; Perniola *et al.*, 2011; Robles *et al.*, 2003; Mitidieri *et al.*, 2009), por lo tanto la biofumigación se puede definir como "la acción de las sustancias volátiles producidas en la biodegradación de la materia orgánica en el control de los patógenos de plantas" (Bello *et al.* 2000).

El control de los nematodos con pesticidas en algunos países es actualmente regulado (Austria, Francia, Alemania, Suecia, entre otros) debido a los efectos negativos sobre la salud humana y el medio ambiente, aunque en la actualidad se siguen utilizando este tipo de método de control; existe una necesidad en emplear técnicas alternativas para desinfectar el suelo, sin que estas puedan causar efectos secundario negativos, por lo que la biofumigación se ha propuesto como un método alternativo que puede cumplir estos requisitos (Edwards y ploeg, 2014).

El género *Brassica* pertenece a la familia Brassicaceae (conocida como Cruciferae) y es el más importante dentro de la tribu Brassicaae, ya que contiene 37 especies diferentes (Sotelo *et al.*, 2015; López *et al.*, 2005), estas plantas son las que se utilizan mayormente en este proceso, las

cuales se caracterizan por la alta cantidad de glucosinolatos (GSL), los cuales al hidrolizarse por la enzima mirosinasa producen isotiocianatos (ITCs), tiocianatos (TIC), compuestos azufrados, los cuales pueden actuar como controladores de patógenos en el suelo (Gimsing y Kirkegaard, 2006; Cole R. A., 1976; Bello *et al.*, 2000; Mian *et. al.* 1982; Mian y Rodríguez-Kábana 1982 a, b; Handiseni *et al.*, 2017).

Los GSL se encuentran localizados en las vacuolas celulares de las plantas, estos contienen azufre, compuestos no tóxicos y estables, los cuales no son tóxicos hasta que entran en contacto (por daño mecánico) con la mirosinasa, la cual es una enzima presente endógenamente en los tejidos de las Brassicas, almacenada en las paredes celulares o en el citoplasma, los GLS se hidrolizan por esta enzima y se producen, ITCs, TIC, nitrilos, ephionitriles (Poulton y Moller, 1993; Cole, 1976; Fenwick *et al.*, 1983; Brown y Morra, 1997). Las TIC tienen propiedades biocidas y ITCs forman el ingrediente activo de algunos nematicidas liberadores de isotiocianato de metilo (Ploeg, 2008), lo cual puede producir una acción nematicida directa o afectar la eclosión de los huevos y movilidad de los juveniles (Kirkegaard *et al.*, 1993; Borek y Morra, 2005).

Los productos de la hidrólisis de GLS, así como los extractos de diferentes especies de Brassica, tienen un potencial de inhibir el crecimiento de patógenos (hongos, bacterias y nematodos), lo cual ofrece una oportunidad para el estudio de la biofumigación para el control de múltiples plagas (Sotelo *et al.*, 2015; Angus *et al.*, 1994; Barros *et al.*, 2014), sin embargo, el papel de los compuestos volátiles que se generan para el control de los nematodos fitopatógenos no es muy claro (Roubtsova *et al.*, 2007).

En la actualidad no se tiene información clara sobre la cantidad y tipos de GSL de las plantas utilizadas en las investigaciones, por lo cual es difícil determinar el papel del ITC en las

respuestas observadas, además que estos varían de acuerdo a las condiciones del sitio de estudio (características del suelo), residuos incomparados, edad de la planta, nutrición de esta, por lo cual su actividad biológica depende de la concentración de GSL, además hay información en la cual el impacto de GSL varía entre los géneros de nematodos, ya que no todos los compuestos de GSL actúan de la misma manera para todos los nematodos (Mojtahedi y Santo ,1996), por lo cual en la mayoría de las investigaciones solamente se basa en la eficiencia de la técnica (Motisia *et al.*, 2010).

Varios autores han descrito que la utilización de la biofumigación con Brassica en combinación con la solarización puede tener un mejor control en la disminución de ataques por patógenos en las plantas, debido al aumento de temperatura, lo que ocasiona que los nematodos mueran con facilidad y que la materia orgánica empleada se degrade con rapidez (Tsrer, *et al.*, 2006; Ploeg y Stapleton 2001), aunado a esto al hacer este tipo de prácticas la materia orgánica en el suelo (MOS) se incrementa (Wolff, 2016) y tiene importancia en la fertilidad de los suelos, ya que proporciona una mejora en sus propiedades físicas, sirve de almacén de nutrientes e induce la diversidad y actividad microbiana, debido a que modifica los aspectos bioquímicos y fisicoquímicos en el suelo que intervienen en el mejoramiento de la fertilidad (Cerrato y Alarcón, 2001), por otro lado al emplear materia rica en Nitrógeno, se ha observado que los nematodos son afectados por el uso de urea o de otras fuentes de nitrógeno amoniacal (amoníaco, carbonato amónico y bicarbonato amónico) y al incorporar enmiendas orgánicas al suelo, aumenta la actividad de la quitinasa y de bacterias quitinolíticas las cuales tienen la capacidad de destruir la corion de los huevos de los nematodos agalladores, ya que está formado por quitina (Bello *et al.*, 2000).

## 1.5 RED ALIMENTARIA DEL SUELO

Los nematodos son un grupo importante de organismos que componen lo que se denomina como la red alimentaria del suelo, esta comunidad está sustentada por la fotosíntesis de las plantas, el suministro de alimentos que provienen de las raíces o exudados de radicales. Los principales consumidores dentro de la red alimenticia son hongos, bacterias, nematodos e insectos, que se alimentan de las raíces, ya sea en forma directa de las raíces o indirecta por la descomposición de la materia orgánica (Davies y Spiegel, 2001; Coleman y Crossley 2003).

Las funciones de la red alimentaria del suelo son la descomposición de la materia orgánica (MO) que ingresa y su mineralización, ya que la planta utiliza estos nutrientes para su alimentación, regula poblaciones de patógenos, también tiene las funciones de secuestrar carbono, desintoxica contaminantes, estabiliza los agregados del suelo y el reciclaje de minerales. La composición de los nematodos se puede utilizar como bioindicadores de la salud del suelo, ya que estos tienen diferentes tipos de alimentación, algunos de ellos se pueden alimentar de hongos, bacterias, parásitos de animales y de plantas, los cuales pueden ser relacionados las funciones de la red alimentaria antes mencionadas (Davies y Spiegel, 2001; Neher, 2001; Ferris *et al.*, 2004; Morise *et al.*, 2012), por lo cual en la actualidad para conocer el estado de conservación o alteración del suelo, se puede tomar en cuenta la macro y micro fauna edáfica (Cabrera *et al.*, 2012; Ferris *et al.*, 2001), los cuales pueden reflejar el estado del suelo y sus cambios a través del tiempo (Neher, 2001). La micro fauna del suelo está constituida por organismos <0.1 mm de diámetro los cuales incluye, algunos coleópteros, ácaros, nematodos y protozoos (FAO, 2018).

La estructura trófica de la comunidad de nematodos, son buenos indicadores de la calidad del suelo de bido: a su diversidad, a su rápida respuesta a los cambios del suelo, a su participación en las funciones de diferentes organismos de la cadena alimentaria y a su corto tiempo de

reproducción (Li *et al.*, 2008 Azpilicueta, 2008; Hawksworth, 1991), por lo cual, los suelos sanos, tienen una mayor cantidad de nematodos de vida libre, ya que liberan compuestos que son asimilables para las plantas (Hawksworth, 1991).

Los nematodos para el estudio ecológico se clasificaron en la escala colonizador-persistente (cp) (Bongers 1990), basados en lo anterior, se desarrollaron los índices de madurez (Bongers 1990; Bongers y Bongers 1998; Bongers y Ferris 1999), ligado a esto, se han empleado el termino de Índice de Madurez (MI), el cual toma la contribución promedio de cada uno de los grupos cp de la comunidad de nematodos, por lo cual, los suelos con mayores valores del MI tienen mayores contribuciones de los nematodos más sensibles a las perturbaciones, mientras que el MI tiene en cuenta los nematodos de vida libre, el Índice de Parásitos de Plantas (PPI) (Bongers 1990) considera solo los nematodos herbívoros y fitoparásitos, en cuanto a Yeates 1994, incluye a la suma de MI ( $\Sigma$ MI) el cual considera tanto los nematodos de vida libre como los fitoparásitos. En cualquiera de los casos, como la sucesión ecológica de la comunidad de nematodos se ve interrumpida constantemente por las actividades agrícolas, el estado de sucesiones de una comunidad, puede reflejar el estado de alteración del suelo y los índices de madurez pueden responden a procesos no agrícolas, como a la contaminación del suelo (Yeates y Bongers 1999).

Por lo anterior, para el estudio de la salud del suelo se ha desarrollado y utilizado el programa NINJA, para realizar estos cálculos, los cuales el código se recompila en html que se implementa en el programa, en este programa crea diferentes parámetros como por ejemplo: Índice de Madures (MI), enriquecimiento (IE), basal (BI), estructura (SI) y de canal (ChI) e índices de las familias de los nematodos (cp), los cuales al combinarse entre sí arrojan datos sobre la Food Wed (Bongers, 1990; Bongers y Bongers, 1998; Ferris *et al.*, 2001).

Un ejemplo de estos es cuando en el suelo, los recursos de fácil descomposición están disponibles el IE tiene valores altos, lo cual señala que hay un aumento de recursos lábiles los cuales a su vez producen un incremento de bacterias y de poblaciones de bacteriófagos. En cuanto a los valores altos de BI están indicando que hay recursos limitados, lo cual se define como condiciones de estrés. SI alto indica abundancia de depredadores u omnívoros. ChI indica en que vía de descomposición predominan el sistema, si es bajo es por bacterias y si es alto es por hongos (Ferris *et al.* 2001).

## 1.6 LITERATURA CITADA

- Abad, P., Gouzy, J., Aury, J. M., Castagnone-Sereno, P., Danchin, E. G., Deleury, E., and Caillaud, M. C. 2008. Genome sequence of the metazoan plant-parasitic nematode *Meloidogyne incognita*. *Nature Biotechnology* 26: 909- 915
- Adegbite, A. A., and Adesiyun, S. O. 2005. Root extracts of plants to control root-knot nematode on edible soybean. *World Journal of Agricultural Sciences* 1: 18-21.
- Agrios, G.N. 2005. *Plant Pathology*. Elsevier Academic Press, London.pp.401
- Agroquimicos de Mexico. 2018. Listado de materias en Agroquímicos de México. Recuperado el 29 de junio 2018, de Terralia Sitio web: [http://www.terralia.com/agroquimicos\\_de\\_mexico/composition\\_index](http://www.terralia.com/agroquimicos_de_mexico/composition_index)
- Anastasiadis, I. A., Giannakou, I. O., Prophetou-Athanasiadou, D. A., and Gowen, S. R. 2008. The combined effect of the application of a biocontrol agent *Paecilomyces lilacinus*, with various practices for the control of root-knot nematodes. *Crop Protection* 27: 52-361.
- Anaya S. y Romero, J. 1999. *Hortalizas plagas y enfermedades*.pp1-50.
- Angus, J. F., Gardner, P. A., Kirkegaard, J. A., and Desmarchelier, J. M. 1994. Biofumigation: isothiocyanates released from brassica roots inhibit growth of the take-all fungus. *Plant and Soil* 162: 107-112.
- AMVAC Chemical Corp.2018a. Obtenido del 1 de julio de 2018 en <http://www.amvac.com.mx/site/portfolio-view/nemacur-10g/>

AMVAC Chemical Corp.2018b. Obtenido del 1 de julio de 2018 en AMVAC Chemical Corp  
<http://www.amvac.com.mx/site/portfolio-view/mocap-15g/>

Anthoine, G., Gauthier, J. P., and Mugniéry, D. 2006. Éléments de biologie chez *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935) Thorne & Allen, 1944 (Nematoda: Pratylenchidae): 1–Capacités de quiescence et de diapause. EPPO Bulletin 36: 359-364.

Aranda-Martinez, A., Grifoll-Romero, L., Aragunde, H., Sancho-Vaello, E., Biarnés, X., Lopez-Llorca, L. V., and Planas, A. 2018. Expression and specificity of a chitin deacetylase from the nematophagous fungus *Pochonia chlamydosporia* potentially involved in pathogenicity. Scientific Reports 8: 1-12.

Azpilicueta, C. V., Aruani, M. C., Reeb P.D., and Sánchez E. E. 2008. Structure of the soil nematode community under two levels of Nitrogen fertilization in Alto Valle del Río Negro, Argentina. Nematropica 38:75-86.

Baker KF and Cook RJ. 1974. Biological control of plant pathogens. San Francisco, WH Freeman and Company, pp 1- 433.

Barahona, L. A., Samaniego, R. D., Guerra, J. A., Castillo, G., y Agurto, J. 2015. Utilización de la gallinaza como biofumigante de suelo en el cultivo de melón. Ciencia Agropecuaria 23:95-109.

Barros, A. F., Campos, V. P., da Silva, J. C. P., Lopez, L. E., da Silva, A. P., Pozza, E. A., and Pedroso, L. A. 2014. Tempo de exposição de juvenis de segundo estágio a voláteis emitidos

- por macerados de nim e de mostarda e biofumigação contra *Meloidogyne incognita*. *Nematropica* 44: 190-199.
- Bello, A., López-Pérez, J. A., y Díaz-Viruliche, L. 2000. Biofumigación y solarización como alternativas al bromuro de metilo. Memorias del Simposium Internacional de la Fresa Zamora, México, 24-50.
- Bird, A. F., and Wallace, H. R. 1965. The influence of temperature on *Meloidogyne hapla* and *M. javanica*. *Nematologica* 11: 581-589.
- Bongers, T. 1990. The Maturity Index: An ecological measure of environmental disturbance based on nematode species composition. *Oecologia* 83:14-19.
- Bongers, T., Bongers, and M. 1998. Functional diversity of nematodes. *Applied Soil Ecology* 10:239-251.
- Bongers, T., and Ferris, H. 1999. Nematode community structure as a biomonitor in environmental monitoring. *Trends in Ecology and Evolution* 14:224-228
- Borek, V., and Morra, M. J. 2005. Ionic thiocyanate (SCN<sup>-</sup>) production from 4-hydroxybenzyl glucosinolate contained in *Sinapis alba* seed meal. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53:8650-8654
- Cabrera, G. 2012. La macrofauna edáfica como indicador biológico del estado de conservación/perturbación del suelo. Resultados obtenidos en Cuba. *Pastos y Forrajes*, 35: 346-363.

- Castillo, P., Nico, A. I., y Jimenez, R. M. 2003. Control de nematodos en viveros de olivo en la agricultura sostenible. Fruticultura profesional. Producción integrada III. España. Publicación especial, 136:148.
- Castillo, P., Nico, A. I., Navas-Cortés, J. A., Landa, B. B., Jiménez-Díaz, R. M., and Vovlas, N. 2010. Plant-parasitic nematodes attacking olive trees and their management. *Plant Disease*, 94:148-162.
- Cerrato, R. F., y Alarcón, A. 2001. La microbiología del suelo en la agricultura sostenible. *Ciencia ergo-sum*, 8:175-183.
- Céspedes, C. L., Alarcón, J., Aranda, E., Becerra, J. and Silva, M. 2001. “Insect growth regulator and insecticidal activity of beta-dihydroagarofurans from *Maytenus* spp. (Celastraceae) (abstract). *Zeitschrift für Naturforschung – C*”. In: *Journal of Biosciences* 56: 603-613.
- Chen, Z. X., and Dickson, D. W. 1998. Review of *Pasteuria penetrans*: Biology, ecology, and biological control potential. *Journal of Nematology* 30: 313 –340.
- Chen, Z. X., Dickson, D. W., McSorley, R., Mitchell, D. J., and Hewlett, T. E. 1996. Suppression of *Meloidogyne arenaria* race 1 by soil application of endospores of *Pasteuria penetrans*. *Journal of Nematology* 28:159 -168.
- Cid del Prado Vera, I. 1983. El ciclo de vida de *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935) Thorne y Allen 1944. In: N. Marban y Thomason, ed., *Fitonematología avanzada 1*, 1st ed. México: Colegio de Posgraduados, pp.8-65

- Cid del Prado Vera, I., Tovar Soto, A., y Hernández, J. A. 2001. Distribución de especies y razas de *Meloidogyne* en México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 19:32-39.
- Cih-Dzul, Imelda Rosana, Jaramillo-Villanueva, José Luis, Tornero-Campante, Mario Alberto, y Schwentesius-Rindermann, Rita. 2011. Caracterización de los sistemas de producción de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) en el Estado de Jalisco, México. *Tropical and Subtropical Agroecosystems* 14:501-512.
- Cole, R. A. 1976. Isothiocyanates, nitriles and thiocyanates as products of autolysis of glucosinolates in Cruciferae. *Phytochemistry* 15:759-762.
- Costilla, M. 1985. El nematodo del rosario o el falso nematodo del nódulo *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935) Thorne & Allen, 1944 y su relación con el cultivo de papa en el Noroeste Argentino. *Investigaciones Nematológicas en Programas Latinoamericanos de papa*. J. Franco y H. Rincón (eds.). Centro Internacional de la Papa (CIP), 3-16.
- Cristóbal, A.J., Cid del prado, I.V., Marbán-Mendoza, N., Sánchez, G.P., Mora- Aguilera, G. y Manzanilla, L.R.H. 2001. Sobrevivencia de estadios biológicos de *Nacobbus aberrans* en condiciones de campo. *Nematropica* 31: 229-235.
- Davies, K. G., Fargette, M., Balla, G., Daudi, A., Duponnois, R., Gowen, S. R., and Vouyoukalou, E. 2001. Cuticle heterogeneity as exhibited by *Pasteuria* spore attachment is not linked to the phylogeny of parthenogenetic root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). *Parasitology*, 122: 111-120.

- Davies, K., and Spiegel, Y. (Eds.). 2011. Biological Control of Plant-Parasitic Nematodes: Building Coherence between Microbial Ecology and Molecular Mechanisms (Vol. 11). Springer Science and Business Media, pp 1-310.
- De Cal Antonio y Malgarejo paloma. 2017. Control biológico de enfermedades vegetales. Capítulo 17. Melero –vara La aplicación de enmiendas orgánicas al suelo en el manejo de Fusariosis del clavel, esparrago y tomate.: 1ra ed. Phytoma-España, SL, pp 129-134.
- De Leij FAAM, Kerry BR and Dennehy JA. 1992. The effect of fungal application rate and nematode density on the effectiveness of *Verticillium chlamyosporium* as a biological control agent for *Meloidogyne incognita*. *Nematologica* 38:112 – 122.
- De Leij, Manzanilla-López, R. H., Esteves, I., Finetti-Sialer, M. M., Hirsch, P. R., Ward, E., Devonshire, J., and Hidalgo-Díaz, L. 2013. *Pochonia chlamyosporia*: Advances and challenges to improve its performance as a biological control agent of sedentary endoparasitic nematodes. *Journal of Nematology* 45(1), 1-7
- Delgado, B. P., and Díaz, L. H. 2009. VCP1 Protease detection in *Pochonia chlamyosporia* var. *catenulata* Strain IMI SD 187. *Revista de Protección Vegetal*, 24:166-172.
- Docplayer. 2018. Obtenido del 1 de julio de 2018 en <https://docplayer.es/75723084-Uso-agricola-oregon-60-sc-abamectina-nematicida-suspension-concentrada.html>
- Domsch, K. H., Gams, W., and Anderson, T. H. 1980. Compendium of soil fungi. Volume 1. Academic Press (London) Ltd, pp 1-860.

- Doucet M y Lax P. 2005. El género *Nacobbus* Thorne & Allen, 1944 en la Argentina. 6. La especie *N. aberrans* (Thorne, 1935) Thorne & Allen, 1944 (Nematoda: Tylenchida) y su relación con la agricultura. *Academia Nacional de Agronomía y Veterinaria* 59:5–45.
- Dropkin, V. II., G. C. Martin, and I. W. Johnson. 1958. Effect of osmotic concentration on hatching of some plant parasitic nematodes. *Nematologica* 3:115-126.
- Edwards, S., and Ploeg, A. 2014. Evaluation of 31 potential biofumigant Brassicaceous plants as hosts for three *Meloidogyne* species. *Journal of Nematology* 46(3): 287.
- Eisenback, J. D., Sasser, J., and Carter, C. 1985. Diagnostic characters useful in the identification of the four most common species of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). An advanced treatise on *Meloidogyne*, 1: 95-112.
- Eves-van den Akker, S., Lilley, C. J., Danchin, E. G., Rancurel, C., Cock, P. J., Urwin, P. E., and Jones, J. T. 2014. The transcriptome of *Nacobbus aberrans* reveals insights into the evolution of sedentary endoparasitism in plant-parasitic nematodes. *Genome biology and evolution*, 6: 2181-2194.
- FAO-Food and Agriculture Organization 2018. Soil organisms. Recuperado el 18 de Abril de 2018 en <http://www.fao.org/docrep/009/a0100e/a0100e0d.htm>
- FAO-ECOCROP. 2018. <http://ecocrop.fao.org/ecocrop/srv/en/dataSheet?id=1379>
- Fenwick, G. R., Heaney, R. K., and Mullin, W. J. 1983. Glucosinolates and their breakdown products in food and food plants. In T. E. Furia (Ed.), *C R C Critical Reviews in Food Science and Nutrition*: 123–201.

- Ferris, H., Bongers, T., and De Goede, R. G. M. 2001. A framework for soil food web diagnostics: extension of the nematode faunal analysis concept. *Applied Soil Ecology*, 18:13-29.
- Ferris, H; Venette, R and Scow, K. 2004. Soil management to enhance bacterivore and fungivore nematode populations and their nitrogen mineralisation function. *Applied Soil Ecology*, 25:19-35.
- FIRA (Fideicomisos Instituidos en Relación con la Agricultura) .2016. Panorama agroalimentario, tomate rojo. Recuperado el 13 de mayo de 2018 en [https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/200635/Panorama\\_Agroalimentario\\_Tomate\\_Rojo\\_2016.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/200635/Panorama_Agroalimentario_Tomate_Rojo_2016.pdf)
- Flores-Camacho R, Manzanilla-Lopez RH, Cid del Pirado-Vera I .2008. Characterisation of Mexican isolates of *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia* (Goddard) Gams and Zare for biological control of *Nacobbus aberrans* (Thorne) Thorne and Allen. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 26:93–104.
- Gabriel, J., Angulo, A., Velasco, J., y Guzmán, R. 2016. Adaptación de híbridos de tomate indeterminado [*Solanum lycopersicum* L.(Mill.)] bajo condiciones de invernadero. *Journal of the Selva Andina Research Society*, 7:47-65.
- Georgis, R., and Poinar Jr, G. O. 1983. Effect of soil texture on the distribution and infectivity of *Neoaplectana carpocapsae* (Nematoda: Steinernematidae). *Journal of Nematology* 15: 308-311.

- Gimsing, A. L., and Kirkegaard, J. A. 2006. Glucosinolate and isothiocyanate concentration in soil following incorporation of *Brassica* biofumigants. *Soil Biology and Biochemistry* 38: 2255-2264.
- Gómez, L., Gandarilla, H., and Rodríguez, M. G. 2010. *Pasteuria penetrans* como agente de control biológico de *Meloidogyne* spp. *Revista de Protección Vegetal* 25:137-149.
- González, A. and Franco, J. 1997. Los nematodos en la producción de semilla de papa. En: Producción de tubérculos-semillas de papa: manual de capacitación. Centro Internacional de la Papa (CIP). Fascículo pp 1-13.
- Handiseni, M., Cromwell, W., Zidek, M., Zhou, X. G., and Jo, Y. K. 2017. Use of brassicaceous seed meal extracts for managing root-knot nematode in bermudagrass. *Nematropica* 47: 55-62.
- Hawksworth, D.L.1991. The Biodiversity of Microorganisms and Invertebrates: Its role in sustainable Agriculture. CAB International. Wallingford, United Kingdom. 302 p.
- Li, y., Yang, X., Zou, W., Wu, J. 2008. Response of soil nematode communities to tree girdling in a subtropical evergreen broad-leaved forest of southwest China. *Soil Biology and Biochemistry* 30:1-6.
- Herrera-Parra, E., Cristóbal-Alejo, J., Tún-Suárez, J. M., Gamboa-Angulo, M. M., y Marbán-Mendoza, N. 2009. Extractos acuosos de *Calea urticifolia* para el control de *Meloidogyne incognita*. *Nematropica*, 39: 289-296.

- Iriarte, L. E., Sosa, M. C., y Reybet, G. E. 2011. Efecto de la biofumigación con repollo sobre el control de *Fusarium oxysporum* en suelo. Revista de Investigaciones Agropecuarias 37: 231-237.
- Jansson H.B and López-Llorca LV. 2001. Biology of nematophagous fungi. In: Misra JK, Horn BW (eds). Trichomycetes and other fungal groups. Science Publishers, Enfield, pp 145-173.
- Jaramillo N., J. Rodríguez P v., Guzman A. M. y Zapata A. M. 2006. Tomate bajo invernadero, boletín técnico número 21. OICA (Centro de Investigación La selva Rion egro, Antioquia, Colombia), pp 52.
- Jatala, P. 1986. Nematodos parásitos de la papa. CIP Lima Perú. pp 1-22.
- Juárez-Maldonado, A., de Alba Romenus, K., Zermeño González, A., Ramírez, H., y Benavides Mendoza, A.2015. Análisis de crecimiento del cultivo de tomate en invernadero. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 6: 943-954.
- Kaur, H., and Attri, R. 2013. Morphological and morphometrical characterization of *Meloidogyne incognita* from different host plants in four districts of Punjab, India. Journal of Nematology 45: 122.
- Kerry BR. 2008. Interaction on root and the efficacy of *Pochonia chlamydosporia* as a biological control agent. Conferencia magistral impartida en VI Seminario Internacional de Sanidad Vegetal. Sección Control biológico de nematodos parásitos de plantas. Palacio de Convenciones, La Habana, Cuba.

- Kerry BR and Crump DH.1977. Observations on fungal parasites of females and eggs of the cereal cyst-nematode, *Heterodera avenae*, and other cyst nematodes. *Nematologica* 23:193–201.
- Kerry, B. R., and Hirsch, P. R. 2011. Ecology of *Pochonia chlamydosporia* in the rhizosphere at the population, whole organism and molecular scales. In *Biological Control of Plant-Parasitic Nematodes*: (pp. 171-182). Springer Netherlands.
- Kerry, B.R and Jaffee, B.A. 1997. Fungi as biological control agents for plant parasitic nematodes. *The Mycota*, 4:203–218.
- Kerry, B. R., Kirkwood, I. A., De Leij, F. A. A. M., Barba, J., Leijdens, M. B., and Brookes, P. C. 1993. Growth and survival of *Verticillium chlamydosporium* Goddard, a parasite of nematodes, in soil. *Biocontrol Science and Technology*, 3: 355-365.
- Kirkegaard, J.A., Gardner, P.A., Desmarchelier, J.M. and Angus, J.F., 1993. Biofumigation using *Brassica* species to control pests and diseases in horticulture and agriculture. In: Wratten, M., Mailer, R.J. (Eds.), 9th Australian Research Assembly on Brassicas. British Society for Plant Pathology, Agricultural Research Institute, Wagga Wagga, pp. 77-82.
- Larriba, E., Jaime, M. D., Nislow, C., Martín-Nieto, J., and Lopez-Llorca, L. V. 2015. Endophytic colonization of barley (*Hordeum vulgare*) roots by the nematophagous fungus *Pochonia chlamydosporia* reveals plant growth promotion and a general defense and stress transcriptomic response. *Journal of Plant Research*, 128: 665-678.

- Lin, R., Liu, C., Shen, B., Bai, M., Ling, J., Chen, G and Xie, B. 2015. Analysis of the complete mitochondrial genome of *Pochonia chlamydosporia* suggests a close relationship to the invertebrate-pathogenic fungi in Hypocreales. *BMC Microbiology*, 15: 5.
- Lopez-Llorca LV, Olivares-Bernabeu C, Salinas J *et al.*, 2002. Pre-penetration events in fungal parasitism of nematode eggs. *Mycological Research*, 106:499–506
- Lopez -Llorca LV, Robertson WM 1992. Ultrastructure of infection of cyst nematode eggs by the nematophagous fungus *Verticillium suchlasporium*. *Nematologica*, 39:65–74.
- López-Pérez, J. A., Roubtsova, T., and Ploeg, A. 2005. Effect of three plant residues and chicken manure used as biofumigants at three temperatures on *Meloidogyne incognita* infestation of tomato in greenhouse experiments. *Journal of Nematology* 37: 489.
- Maciá-Vicente, J. G., Rosso, L. C., Ciancio, A., Jansson, H. B., and Lopez-Llorca, L. V. 2009. Colonisation of barley roots by endophytic *Fusarium equiseti* and *Pochonia chlamydosporia*: effects on plant growth and disease. *Annals of Applied Biology* 155: 391-401.
- Maggenti, A. 1981. General nematology. Springer Series in Microbiology. Springer-Verlag. Berlin Heidelberg. New York, pp372
- Maggenti, A. R. 1991. Nemata: higher classification. *Manual of Agricultural Nematology*, Marcel Decker, New York, 147-187.

- Maggenti, A. R., Luc, M., Raski, D. J., Fortuner, R., and Geraert, E. 1987. A reappraisal of Tylenchina (Nemata). 2. Classification of the suborder Tylenchina (Nemata: Diplogasteria). *Revue de Nématologie*, 10: 135-142.
- Manzanilla-López RH, Atkins SD, Clark IM *et al.*, 2009 Measuring abundance, diversity and parasitic ability in two populations of the nematophagous fungus *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia*. *Biocontrol Science and Technology* 19:391-406.
- Manzanilla-López, R. H., Costilla, M. A., Doucet, M., Franco, J., Inserra, R. N., Lehman, P. S., and Evans, K. 2002. The genus *Nacobbus* Thorne & Allen, 1944 (Nematode: Pratylenchidae): Systematics, distribution, biology and management. *Nematropica*, 32:149-227
- Mareggiani, G., Zamuner, N., and Angarola, G. 2010. Efecto de extractos acuosos de dos meliaceas sobre *Meloidogyne incognita* (Nematoda, meloidogynidae). *Latinoamericana de Química*, 38: 68-73.
- Mauchline TH, Kerry BR and Hirsch PR 2004 The biocontrol fungus *Pochonia chlamydosporia* shows nematode host preference at the infraspecific level. *Mycological Research* 108:161–169.
- Mian, I. H., Godoy, G., Shelby, R. A., Rodriguez-Kabana, R., and Morgan-Jones, G. 1982a. Chitin amendments for control of *Meloidogyne arenaria* in infested soil. *Nematropica* 12:71-84.
- Mian, I. H. and Rodriguez-Kabana, R. 1982b. Soil amendments with oil cakes and chicken litter for control of *Meloidogyne arenaria*. *Nematropica* 12:205-220.

- Mian, I. H., and Rodriguez-Kabana, R. 1982c. Organic amendments with high tannin and phenolic contents for control of *Meloidogyne arenaria* in infested soil. *Nematropica* 12: 221-234.
- Mitidieri, M., Brambilla, M. V., Barbieri, M., Piris, E., Piris, M., y Chaves, E. 2009. La biofumigación y el uso de portainjertos resistentes en el marco del manejo integrado de plagas y enfermedades en cultivos de tomate bajo cubierta. *Jornadas de Enfermedades y Plagas en Cultivos bajo Cubierta*. 2. 2009 06 03-05, 3 al 5 de junio de 2009. La Plata, Buenos Aires. AR.
- Morise, H., Miyazaki, E., Yoshimitsu, S., and Eki, T. 2012. Profiling nematode communities in unmanaged flowerbed and agricultural field soils in Japan by DNA barcode sequencing. *Plos One*, 7:1-10.
- Morton, C. O., Hirsch, P. R., Peberdy, J. P., and Kerry, B. R. 2003. Cloning of and genetic variation in protease VCP1 from the nematophagous fungus *Pochonia chlamydosporia*. *Mycological Research*, 107: 38-46
- Motisia, N., Doré, T., Lucas, P., and Montfort, F. 2010. Dealing with the variability in biofumigation efficacy through an epidemiological framework. *Soil Biology and Biochemistry*, 42:2044-2057.
- National Academy of Sciences. 1978. Control de nematodos parásitos de plantas. Volumen 4. Es. Limusa Mexico, pp 219.
- Neher, D. A. 2001. Role of nematodes in soil health and their use as indicators. *Journal of nematology* 33:161-168.

- Ntalli, N. G., and Caboni, P. 2012. Botanical nematicides in the mediterranean basin. *Phytochemistry Reviews* 11:351-359.
- Nuez, F. 2001: El cultivo de tomate. Segunda edición Editorial Mundi Prensa.pp 1-55.
- Nuño, R. 2007. Manual de producción de tomate rojo bajo condiciones de invernadero para el valle de Mexicali, Baja California. México: GobBc (Gobierno del Estado), pp 1-34.
- Perniola, O. S., Staltari, S., Chorzempa, S. E., and del Carmen Molina, M. 2012. Biofumigación con Brassicáceas: actividad supresora sobre *Fusarium graminearum*. *Revista de la Facultad de Agronomía*, 111: 48-53
- Perry Roland N., Moens Maurice, Starr James L .2009. Root-knot Nematodes Science. USA.CABI. pp.488.
- Piedra-Naranjo, R.2008. Manejo biológico de nematodos fitoparásitos con hongos y bacterias. *Revista Tecnología en Marcha*, 21:123-132.
- Ploeg, A. T., and Stapleton, J. J. 2001. Glasshouse studies on the effects of time, temperature and amendment of soil with broccoli plant residues on the infestation of melon plants by *Meloidogyne incognita* and *M. javanica*. *Nematology*, 3:855–861.
- Poulton, J. E., and Moller, B. L. 1993. Glucosinolates. In P. J. Lea (Ed.), *Methods in plant biochemistry* (Vol. 9), London: Academic Press. pp. 209–237
- Quarles, W. 1992. Botanical pesticides from *Chenopodium*. *IPM Practitioner* 14:1-11

- Robles, J. L., Vadillo, B. D. A., y Carcedo, S. G. 2003. Efecto de la biofumigación sobre la actividad deshidrogenásica y las poblaciones del nematodo fitoparásito *Globodera*. Su repercusión en la mejora del suelo. *Edafologia*, 10:255-260.
- Rodríguez, R. R., and Tabares, R. J. M. 2001. Cultivo Moderno del Tomate. Mundi-Prensa.pp1-255.
- Rojas Rodriguez, Kattia, and Ortuño, Noel. 2007. Evaluación de micorrizas arbusculares en interacción con abonos orgánicos como coadyuvantes del crecimiento en la producción hortícola del Valle Alto de Cochabamba, Bolivia. *Acta Nova*, 3:697-719.
- Roubtsova, T., López-Pérez, J. A., Edwards, S., and Ploeg, A. 2007. Effect of broccoli (*Brassica oleracea*) tissue, incorporated at different depths in a soil column, on *Meloidogyne incognita*. *Journal of Nematology* 39: 111-117.
- Ruíz, F. D. J. A., Piedrahita, Ó. A. G., y Henao, J. F. R. 2010. Efecto in vitro de extractos acuosos de higuera (*Ricinus communis Linneo*) sobre el nematodo barrenador [*Radopholus similis* (Cobb) Thorne]. Más allá de los halos de inhibición: cuantificación de variaciones morfológicas por análisis de imágenes en pruebas de antibiosis, 18:25-36.
- Ruiz Martínez, J., Vicente, A. A., Montañez Saenz, J. C., Rodríguez Herrera, R., y Aguilar González, C. N. 2012. Un tesoro percedero en México: el tomate, tecnologías para prolongar su vida de anaquel. *Investigación y Ciencia* 20:57-63
- SAGARPA-Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación .2010. Monografía de cultivos, jitomate Consultado el 17 de abril de 2018 en:

<http://www.sagarpa.gob.mx/agronegocios/Documents/pablo/Documentos/ Monografias/Jitomate.pdf>

SAGARPA. 2017. Boletín mensual de la producción Tomate rojo (Jitomate). Recuperado el 13 de mayo de 2018 en [https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/225199/Boletin\\_mensual\\_produccion\\_tomate\\_rojo\\_abr2017.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/225199/Boletin_mensual_produccion_tomate_rojo_abr2017.pdf)

Segers, R., Butt, T. M., Kerry, B. R., and Peberdy, J. F. 1994. The nematophagous fungus *Verticillium chlamyosporium* produces a chymoelastase-like protease which hydrolyses host nematode proteins in situ. *Microbiology* 140(10): 2715-2723

Segers, R., Butt, T. M., Kerry, B. R., Beckett, A., and Peberdy, J. F. 1996. The role of the proteinase VCP1 produced by the nematophagous *Verticillium chlamyosporium* in the infection process of nematode eggs. *Mycological Research* 100: 421-428.

Siddiqi, M. R. 2000. *Tylenchida: parasites of plants and insects*. CABI.

Siddiqui IA, Atkins SD, Kerry BR .2009. Relationship between saprotrophic growth in soil of different biotypes of *Pochonia chlamyosporia* and the infection of nematode eggs. *Annals of Applied Biology* 155:131–141

Sotelo, T., Lema, M., Soengas, P., Cartea, M. E., and Velasco, P. 2015. In vitro activity of glucosinolates and their degradation products against *brassica*-pathogenic bacteria and fungi. *Applied and Environmental Microbiology* 81: 432-440

Southey, J. 1970. *Laboratory methods for work with plant and soil nematodes*. Londres. p 147

- Taylor, A. L., and Sasser, J. N. 1983. Biología, identificación y control de los nematodos de nódulo de la raíz. Universidad de Carolina del Norte, p 111.
- Tsrer, L., Lebiush, S., Meshulam, M., Matan, E., and Lazzeri, L. 2006. Biofumigation for controlling soilborne diseases of tomato, potato and olive. Abstracts of the second international biofumigation symposium June 25-29, Moscow, Idaho, p. 46.
- Tyler, J. 1933. Development of the root-knot nematode as affected by temperature. *Hilgardia*, 7:389-415.
- Vinueza, S., Crozzoli, R., and Perichi, G. 2006. Evaluación in vitro de extractos acuosos de plantas para el control del nematodo agallador *Meloidogyne incognita*. *Fitopatología de Venezuela*, 19:26-31.
- Ward, E., Kerry, B. R., Manzanilla-López, R. H., Mutua, G., Devonshire, J., Kimenju, J., and Hirsch, P. R. 2012. The *Pochonia chlamydosporia* serine protease gene *vcp1* is subject to regulation by carbon, nitrogen and pH: implications for nematode biocontrol. *Plos One*, 7: e35657
- Willcox J and Tribe HT. 1974. Fungal parasitism in cysts of *Heterodera* I Preliminary investigations. *Trans. British Mycological Society*, 62:585–594.
- Wolff, M. 2016. Importancia de la Materia Orgánica del Suelo (MOS). INEA, 130(0716–6265).  
Recuperado de: <http://www.ainfo.inia.uy/digital/bitstream/item/1199/1/128221131113111309.pdf>

- Yeates, G.W., and Bongers, T., 1999. Nematode diversity in agroecosystems. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 74:113-135.
- Yeates, G. W., Bongers, T. D., De Goede, R. G. M., Freckman, D. W., and Georgieva, S. S. 1993. Feeding habits in soil nematode families and genera an outline for soil ecologists. *Journal of Nematology*, 25:315.
- Zamudio G. V., Carballo A., and Marbán Méndoza N. 1990. Gama de hospedantes y evaluación del daño de *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935) Thorne & Allen, 1944, en hortalizas comerciales. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 8:9-12.
- Zare, R., Gams, W., and Evans, H. C. 2001. A revision of *Verticillium* section Prostrata. V. The genus *Pochonia*, with notes on *Rotiferophthora*. *Nova Hedwigia*, 73: 51-86.

## CAPÍTULO 1. “EMPLEO DE ENMIENDAS ORGÁNICAS ACOMPAÑADAS POR LA APLICACIÓN DE POCHONIA CHLAMYDOSPORIA PARA EL CONTROL DE NEMATODOS AGALLADORES EN EL CULTIVO DE JITOMATE”

---

### 1.7 RESUMEN

En el presente estudio se evaluó la eficiencia de diferentes residuos orgánicos incorporados en el suelo, los cuales fueron acompañados con la aplicación de *Pochonia chlamydosporia* para el control biológico de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita* en jitomate variedad condor. Se evaluaron cuatro tratamientos con ocho repeticiones, con un total de 32 unidades experimentales, se realizó un diseño experimental de bloques al azar generalizado. Los tratamientos fueron: T1. Composta de estiércol de borrego con paja molida + col (*Brassica oleracea*) triturada + *P. chlamydosporia*, T2. Estiércol de vaca + col triturada + *P. chlamydosporia*, T3. Gallinaza + col triturada + *P. chlamydosporia* y T4. Testigo. Los tratamientos se incorporaron al suelo a una profundidad de 30 cm y se les dio un riego a capacidad de campo para posteriormente cubrirlos con un plástico por 30 días, después de ese tiempo se retiró la cubierta de plástico y dos semanas más tarde se trasplantó jitomate e inmediatamente a cada unidad experimental (excepto el control) se inoculó *P. chlamydosporia* una concentración de  $1.4 \times 10^8$  UFC/planta (mensualmente durante 7 meses). Antes de la aplicación de las enmiendas orgánicas y después de esta incorporación para cada unidad experimental, se cuantificó la presencia de J2 de *N. aberrans* y de *M. incognita* en 200 g de suelo durante 9 meses, cada 30 días. Siete meses después del trasplante, se evaluaron las siguientes variables: índice de agallamiento (IA), colonización de *P. chlamydosporia* en raíces y en masas de huevos, peso fresco y seco de la raíz. El mejor tratamiento fue la incorporación de gallinaza + col triturada + *P. chlamydosporia*, ya que tuvo una disminución del 50% en el IA en comparación con el testigo, una colonización de raíces de 68.9 % en masas de huevos y una colonización de  $\pm$

$4 \times 10^7$  UFC/g en raíz. En cuanto a la cuantificación de J2 de *N. aberrans* y *M. incognita* todos los tratamientos mostraron diferencia significativa en comparación al testigo; sin embargo, entre ellos no se mostraron diferencias significativas.

Palabras clave: *Pochonia chlamydosporia*, *Nacobbus aberrans*, *Meloidogyne incognita*, gallinaza, biofumigación.

## 1.8 INTRODUCCIÓN

Los nematodos *Meloidogyne incognita* y *Nacobbus aberrans* son especies importantes para el cultivo de jitomate, chile, frijol y otros cultivos (Cid del Prado *et al.*, 2001), debido a que producen grandes pérdidas económicas. En la actualidad se han reportado más de 10 estados con problemas de nematodos agalladores, por ejemplo: el Estado de México, Sinaloa, Oaxaca, Zacatecas, Puebla, Tlaxcala, entre otros, estos nematodos ocasionan severos daños y enfermedades complejas por la interacción con otros agentes fitopatológicos (Villa-Briones *et al.*, 2008; Castiblanco y Montecinos, 2016; Franco *et al.*, 2002; Mashela, 2002; Puertas *et al.*, 2006; Cid del Prado *et al.*, 2001). Se han utilizado diferentes estrategias para su control, pero la que más se utiliza es el empleo de productos de síntesis química, ya que estos productos pueden tener resultados más rápidos en comparación de otras técnicas de manejo, sin embargo, el mal uso de estos productos sintéticos, han ocasionado daños tanto en la salud humana, como al medio ambiente (Edwards y Ploeg, 2014; Wang y Ploeg, 2002; Khan y Kim, 2007). Por lo anterior se han investigado estrategias que permitan tener una reducción en las poblaciones de nematodos, sin que estas ocasionen daños secundarios. Una de las estrategias que se ha adoptado en diversos países es el empleo de enmiendas orgánicas con residuos de diversas especies de la familia Brassicaceae, debido a su alto contenido de glucosinolatos, los cuales al actuar con la enzima mirosinasa produce gases tóxicos (tiocinatos e isotiocinatos), los cuales tienen un efecto biocidas para los nematodos (Franco *et al.*, 2002; Kirkegaard *et al.*, 1993; Borek y Morra, 2005). También se ha optado por enmiendas orgánicas de desechos animales (composta, gallinaza y estiércoles) ya que estos al descomponerse, liberarán sustancias azufradas y amoniacales, las cuales actúan como supresoras de enfermedades edáficas (Rojas y Ortuño 2007; Barahona, 2015; De cal y Melgarejo, 2017; Franco *et al.*, 2002). Aunado a esto existen algunas especies de

hongos que parasitan los huevos de los de nematodos, uno de ellos es *Pochonia chlamydosporia*, el cual es un hongo que vive como saprofito, llega a colonizar las raíces y al estar en contacto con los huevecillos los parasita, sin que este cause daño a las plantas (Kerry y Jaffe, 1997).

Teniendo en cuenta lo anterior se propuso en el presente estudio evaluar el efecto de diferentes enmiendas orgánicas, acompañadas por la aplicación de *P. chlamydosporia*, para la disminución poblaciones de *N. aberrans* y *M. incognita* en el cultivo de jitomate.

## **1.9 MATERIALES Y MÉTODOS**

### **1.9.1 Área de estudio**

El experimento se estableció en un invernadero con producción de jitomate var. condor, el cual está infestado naturalmente por *N. aberrans* y *Meloidogyne incognita*, en el poblado de San Diego, Texcoco, Estado de México, el cual se localiza a 19.496714 N y -98.866814 W y a una altitud de 2312 metros sobre nivel del mar (m.s.m).

### **1.9.2 Identificación de *Nacobbus aberrans***

Se tomaron muestras de raíces agalladas con la típica forma de rosario, las cuales se lavaron con agua destilada y se cortaron a cada 10 cm, se depositaron en una charola y se homogenizaron; posteriormente se tomó una muestra de 250 g y se realizó las extracciones de hembras maduras mediante disección. Una vez obtenidas las hembras se depositaron en un porta objeto con una gota de agua y se procedió a identificarla por medio del microscopio compuesto, utilizando características morfológicas como son: la forma del cuerpo en forma saco y la posición de la vulva al 95%.

También se tomaron muestras de suelo, en las cuales se identificaron los estadios juveniles, hembras jóvenes y machos, utilizando como parámetro el siguiente: sobre posición de la glándula esofágica; el tipo de estilete; tipo de bursa que presentaba el macho y la posición de la vulva de la hembra joven.

### **1.9.3 Identificación de *Meloidogyne* sp.**

Se realizó un muestreo de raíces, las cuales fueran lavadas y teñidas con fucsina ácida (Bezooijen, 2006), y se les realizaron extracciones de hembras maduras mediante disección, para posteriormente realizar el corte perineal con ayuda de una aguja de punta fina (jeringa para la

inyección de insulina). Una vez obtenido el corte se transfirió a una gota de glicerina y se realizó el sellado mediante la técnica del anillo con cera, con esto se procedió a realizar la identificación con el microscopio compuesto, analizando las características morfológicas del patrón perineal, también se tomaron muestras de suelo y se identificaron los J2 con sus características morfológicas, las cuales son: el tipo de estile; sobre posición de la glándula esofágica y tipo de cola.

#### **1.9.4 Análisis de suelo**

Antes de la aplicación de las enmiendas orgánicas, se tomó una muestra de suelo para tener su registro de las propiedades físicas y químicas; se tomó la muestra de suelo en forma de zigzag, a una profundidad de 20 cm, la muestra se homogenizó y se secó a la sombra, posteriormente se analizó en el laboratorio de Edafología del Colegio de Postgraduados y se determinó las siguientes características: la densidad aparente utilizando el método de parafina; la textura del suelo mediante el método de Bouyoucos; la materia orgánica (MO) utilizando el método de Walkley y Black; el pH, se determinó con un potenciómetro; la capacidad de campo (CC), que es la cantidad de agua que contiene un suelo saturado después de 48 horas de drenaje, así como el punto de marchitez permanente (PMP), el cual es el agua que permanece en el suelo no disponible para un cultivo. Todo lo anterior se basó siguiendo lo establecido por la Norma Oficial Mexicana, NOM-021-SEMARNAT-2000; que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos mediante los estudios de muestreo y análisis.

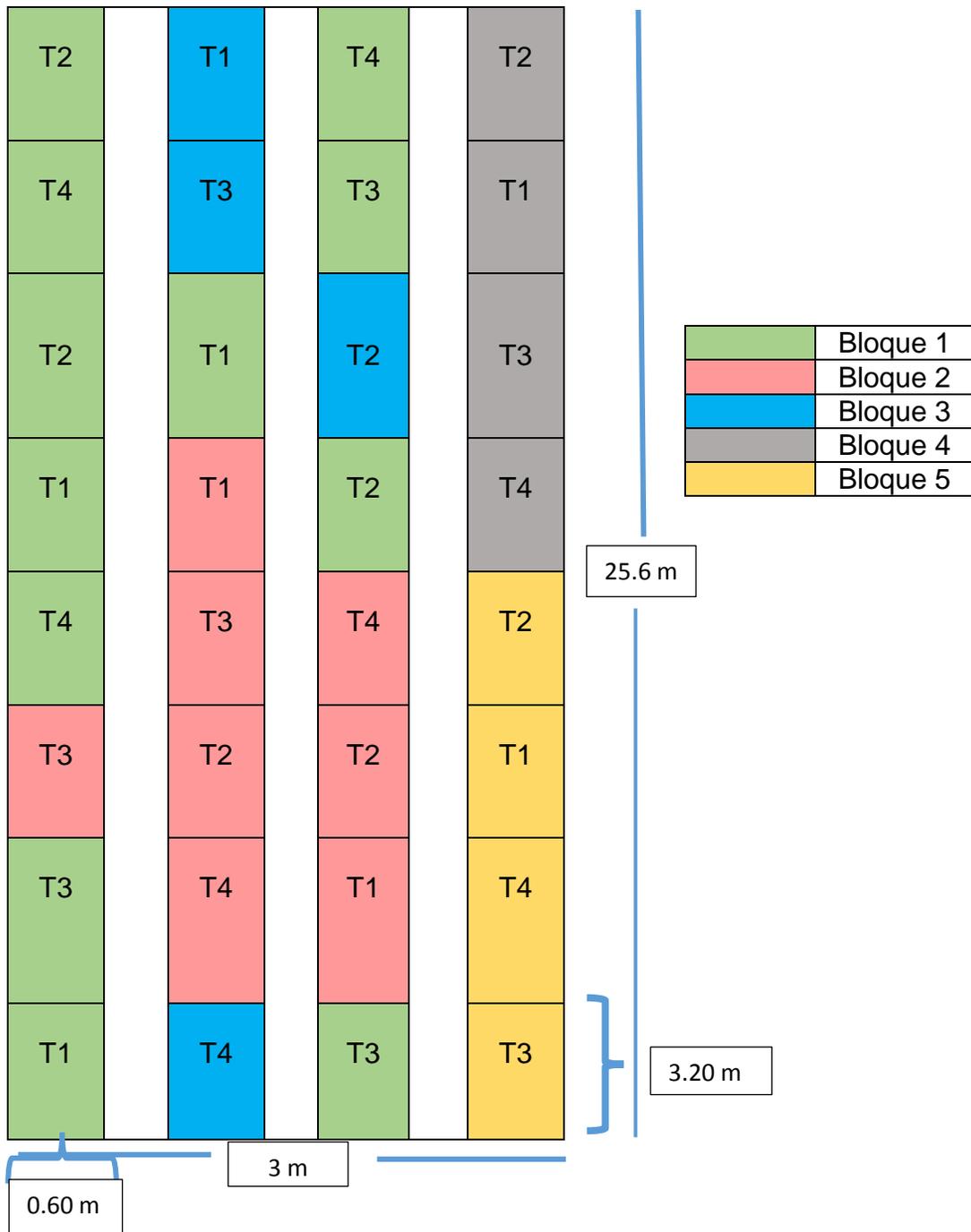
#### **1.9.5 Tratamientos empleados**

Se utilizaron tres tratamientos y un testigo, con 8 repeticiones para cada uno ellos, teniendo un total de 32 unidades experimentales, los tratamientos utilizados se describen a continuación:

T1. Composta de estiércol de borrego con paja molida + col (*Brassica oleracea*) + *P. chlamydosporia*; T2. Estiércol vacuno + col + *P. chlamydosporia*.; T3. Gallinaza + col + *P. chlamydosporia* y T4. Testigo.

#### 1.9.6 **Diseño experimental**

Se utilizó un diseño en bloques al azar generalizados (DBAG) con 5 bloques; a continuación, se muestra la distribución para cada uno de los tratamientos.



**Figura 6.** Diseño experimental, San Diego Estado de México, T1. Composta de estiércol de borrego con paja molida + col (*Brassica oleracea*) + *P. chlamydosporia*; T2. Estiércol vacuno + col + *P. chlamydosporia*.; T3. Gallinaza + col + *P. chlamydosporia* y T4. Testigo.

### 1.9.7 Aplicación de las enmiendas orgánicas al suelo

En el área de estudio antes del trasplante (48 días antes), se incorporó  $12.8 \text{ T ha}^{-1}$  de materia orgánica (composta, estiércol vacuno o gallinaza según su caso) y  $12.8 \text{ T ha}^{-1}$  de col triturada (con una máquina para moler paja).

Los tratamientos se distribuyeron homogéneamente en el suelo a una profundidad de 30 cm, posteriormente se realizó un riego a capacidad de campo (con el objetivo de proporcionar condiciones de humedad y alta temperatura para la descomposición de los materiales orgánicos) y se cubrieron los tratamientos con un plástico blanco de un grosor de 3 mm, el cual se dejó durante 30 días; después de este periodo se retiró el plástico y se dejó airear durante dos semanas con el objetivo de eliminar los residuos tóxicos (para evitar la fitotoxicidad); posteriormente se trasplantó las plántulas de jitomate de la variedad (var.) condor de 30 días de edad.



**Figura 7.** Aplicación de tratamientos: A. Trituración de col; B. incorporación de gallinaza + col triturada; C. Retiro de cubierta de plástico.

### 1.9.8 Muestreo de nematodos

Se realizó un muestreo de suelo antes de la aplicación de las enmiendas orgánicas (44 dat) y posterior al retiro del plástico, el muestreo se realizó cada mes por un periodo de 9 meses.

Para cada unidad experimenta (UE) se muestreo el suelo en forma de zigzag y se colecto 400 g de suelo, las muestras se etiquetaron para posteriormente procesarlas en el laboratorio de Nematología del Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo.

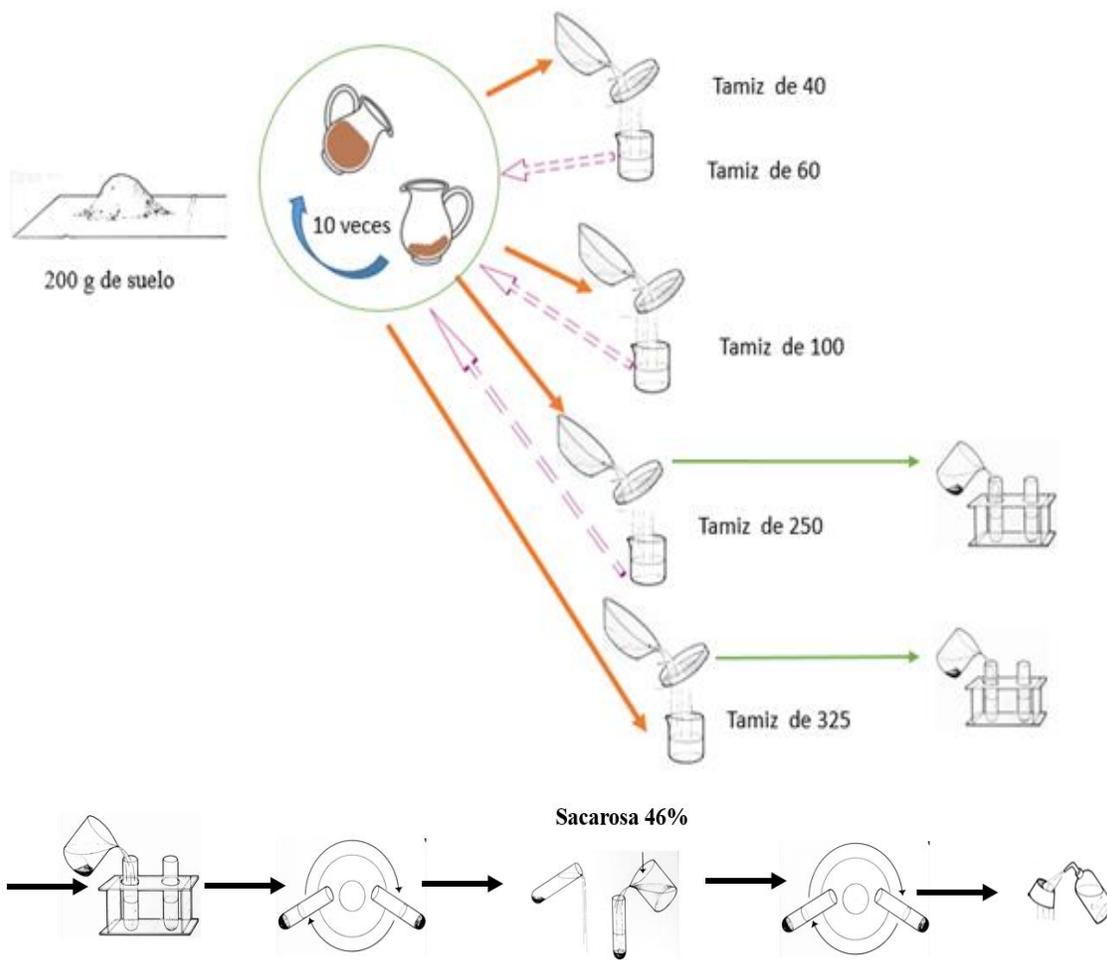
### 1.9.9 Tamizado y centrifugado de muestras

Se utilizó el método Tamizado-Centrifugado (Ayoub, 1977; Hooper, 1986) modificado:

1. Los 400 g de suelo recolectados se homogenizaron y se tomaron 200 g.
2. Los 200 g de suelo se depositaron en una jarra y se le agrego 2 litros de agua.
3. La jarra que contenía el suelo + el agua se decantó en otra jarra (10 veces), esto con el objetivo de homogenizar el suelo y el agua.
4. El líquido homogenizado se dejó reposar durante 20 segundos
5. El sobrenadante de la jarra se decantó en un tamiz de 40 mallas
6. El material que se retenido en el tamiz se desecho
7. El líquido filtrado del tamiz se recolecto en una cubeta limpia y se vació en una jarra
8. Se repitió el paso 3 y 4
9. El sobrenadante de la jarra se decantó en un tamiz de 60 mallas
10. Se repitió el paso 6, 7, 3 y 4
11. El sobrenadante de la jarra se decantó en un tamiz de 100 mallas
12. Se repito el paso 6,7,3 y 4
13. El sobrenadante de la jarra se decantó en un tamiz de 250 mallas
14. El material que se quedó suspendido en el tamiz de 250 mallas se recolecto con ayuda de una piseta y se etiqueto.
15. Se repitió el paso 7, 3 y 4
16. El sobrenadante de la jarra se decantó en un tamiz de 325 mallas

17. El material que se quedó suspendido en el tamiz de 325 mallas se recolecto con ayuda de una piseta y se etiqueto

El material colectado se homogenizó y distribuyó de manera equitativa en dos tubos de ensaye de 500 ml, para centrifugarlos a 2500 revoluciones por minuto (r.p.m.) durante 5 min en una centrifuga de sobre mesa. Una vez que concluyó la centrifugación, el sobrenadante de los tubos se decantó y se remplazó por sacarosa al 46 %, en seguida se utilizó una varilla de vidrio para homogenizar el suelo y fueron sometidos nuevamente a centrifugación por 2 min a 1500 rpm. El sobrenadante de los tubos se pasó en un tamiz de 400 mallas y se lavó cuidadosamente con agua para posteriormente colectarlo en tubos.



**Figura 8.** Representación gráfica de tamizado y centrifugado

#### 1.9.10 Concentración, conteo e identificación de nematodos

La suspensión de nematodos que resulto de la primera fase de tamizado-centrifugado, se centrifugó nuevamente utilizando una centrifuga clínica a 2000 r.p.m. durante 2 min, al finalizar, con la ayuda de una pipeta de plástico se extrajo cuidadosamente el sobrenadante, dejando una película de agua en la parte basal del tubo. Posteriormente se realizaron preparaciones semi permanentes en las cuales el concentrado presente en el fondo del tubo se extrajo con la pipeta y se colocó en un portaobjetos, se cubrió con un cubreobjetos de 24 x 50 mm y se selló las orillas con esmalte transparente, después se observó en un microscopio compuesto, recorriendo todo el

campo del cubre objeto y se cuantificó los estados J2 de *N. aberrans* y *M. incognita* en la muestra.



**Figura 9.** Representación gráfica de conteo de nematodos.

#### 1.9.11 Aplicación de *P. chlamydosporia*

Inmediatamente después del trasplante de jitomate y cada mes (durante 7 meses), para todos los tratamientos excepto el testigo, se inoculó el suelo con *P. chlamydosporia* reproducida mediante fermentación sólida en maíz (Torres-López, 2014), a una concentración por planta de  $1.4 \times 10^8$  UFC.

#### 1.9.12 Colonización de *P. chlamydosporia* en masas de huevos

Después de 7 meses del trasplante de jitomate, por cada UE se colectaron 2 plantas al azar, las raíces de estas se lavaron con agua destilada, se cortaron a cada 10 cm y se homogenizaron, se tomó 3 g de raíz y se extrajeron las masas de huevos mediante disección, estas masas fueron lavadas con agua destilada y se sembraron 10 masas por repetición (3 repeticiones por cada UE) utilizando como medio, el medio especial para el aislamiento de *Pochonia* (Kerry *et al.*, 1993; anexo 1), los huevos se incubaron por 5 días a 25 °C y se evaluó la ausencia y presencia de *P. chlamydosporia* en las masas de huevos mediante el uso del microscopio de disección, basado en la metodología a modificada, reportada por (Arévalo, 2012).

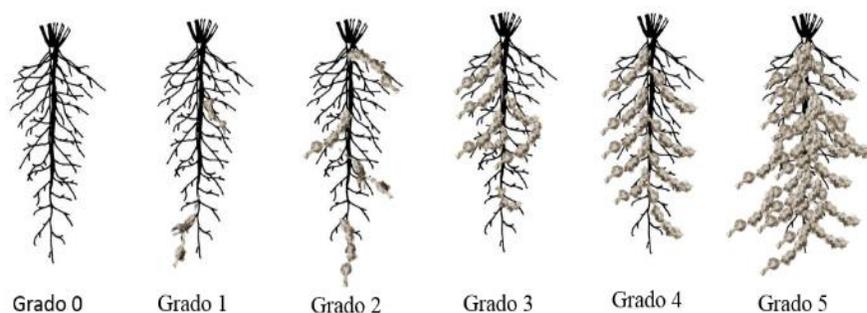
### 1.9.13 Evaluación de colonización de *P. chlamydosporia* en raíces de jitomate.

Después de 7 meses del trasplante de jitomate, se colectaron aleatoriamente 2 plantas por cada UE, las cuales se cortaron en secciones de 1 cm y se mezclaron homogéneamente, se tomó una submuestra de 1 g la cual fue macerada y diluidas en 9 ml de una solución de agar al 0.05%, a partir de esta suspensión se preparó diluciones de  $10^{-2}$ , de las que se tomaron 0.2 ml y se depositaron sobre placas Petri que contenían medio semi selectivo para *Pochonia* spp. (Kerry *et al.*, 1993; anexo 1), después de 21 días de haberlas incubado a 25 °C se calculó la cantidad de UFC/ g de raíz (Puertas e Hidalgo, 2009).

### 1.9.1 Evaluación de agallamiento

A los 7 meses después del trasplante para cada UE, se realizó la evaluación del índice de agallamiento (IA), utilizando la escala propuesta por Taylor y Sasser (1978), la cual se describe a continuación:

Grado 0 = 0 agallas; Grado 1 = 1-2; Grado 2 = 3 a 10; Grado 3 = 11 a 30; Grado 4 = 31 a 100; Grado 5 = más de 100 agallas.



**Figura 10.** Representación gráfica de la escala de Taylor y Sasser (1978).

### 1.9.2 Peso fresco y peso seco de raíz

Por cada UE se extrajeron las raíces de las todas las plantas, se lavaron e inmediatamente se pesó su peso fresco, posteriormente fueron etiquetadas y llevadas a la estufa a 65 °C, una vez alcanzado peso seco constate, se tomó la lectura de su peso para de cada una.

### 1.9.1 Análisis estadístico

Los datos obtenidos se procesaron en un análisis de varianza y un análisis de regresión Poisson, considerando el diseño empleado en el experimento, se hizo una comparación múltiple de media para cada respuesta, utilizando la prueba de Tukey (0.05), se verificaron los supuestos y una comparación de contraste para el caso del tratamiento testigo (T4).

Se usó la versión de SAS 9.4

## 1.10 RESULTADOS:

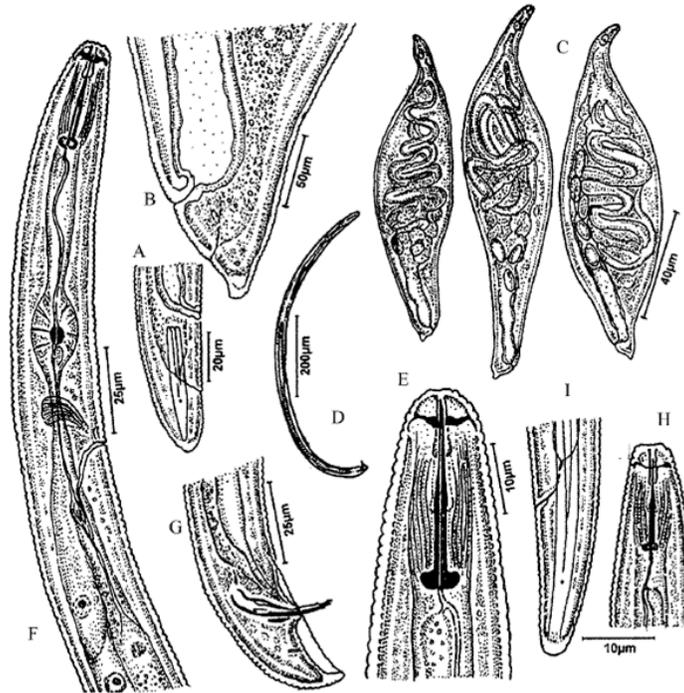
### 1.10.1 Muestreo de suelo

**Tabla 2.** Análisis comparativo del suelo del área experimental, con suelos agrícolas recomendables.

Tipo de sistema	Materia orgánica	pH	Densidad aparente	Capacidad de Campo	Punto de Marchitez Permanente	Textura
Suelo del área de estudio	3.8 %	7.1	1.2 g/cm <sup>3</sup>	23 %	17 %	Franco arenoso
<b>Interpretación para suelos agrícolas</b>	>2.2% Apto (Andrades y Martínez, 2014)	6.6 - 7.5 Apto (Andrades y Martínez, 2014)	<1.6 gr/cm <sup>3</sup> Apto (Global césped, 2015)	20-30% Apto (Garrido, 2000)	> 6 % Apto (Silva <i>et al.</i> , 2000)	Franco apto (Andrades y Martínez, 2014)

### 1.10.2 Identificación de *Nacobbus aberrans*

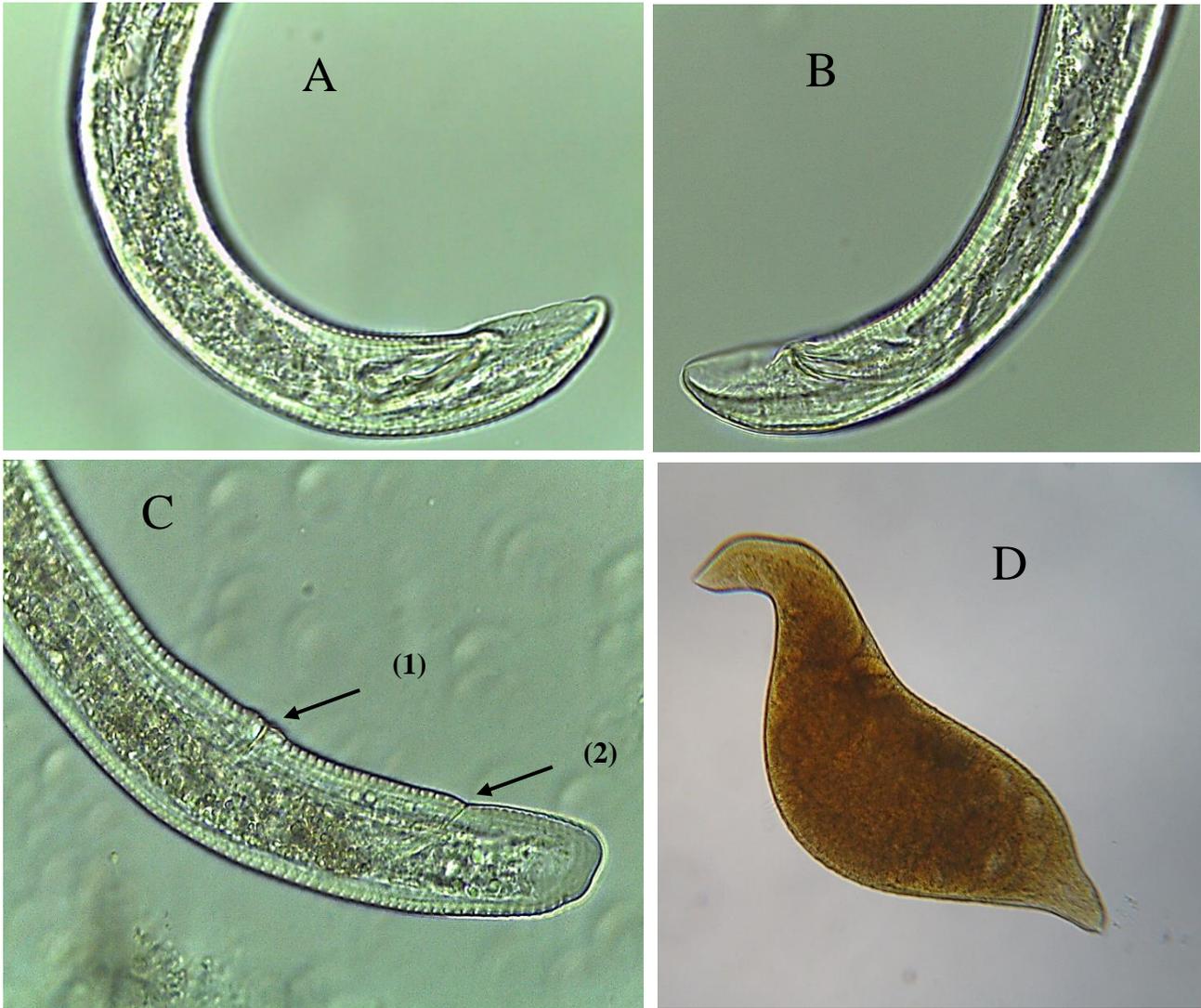
Pertenece a la familia Pratylenchidae y a la subfamilia Nacobbinae: *Nacobbus* se caracteriza por un fuerte dimorfismo, con una hinchazón irregular hembra adulta en forma de saco, tiene un solo ovario y vulva subterminal; los machos son vermiformes con una bursa peloderan; ambos sexos cuentan con un estilete bien desarrollado; cutícula anillada; campo lateral con cuatro incisiones; área labial redondeada; esqueleto cefálico fuerte; hay una sobre posición dorsal de las glándulas esofágicas que se sobre ponen al intestino; juveniles inmaduro J2,J3 y J4 (vermiformes) con cola redondeada (Sher, 1970; Manzanilla *et al.*, 2002).



**Figura 11.** Dibujo de características morfológicas de *N. aberrans* (hembra y macho). A. Extremo posterior de hembra inmadura B. Región posterior de la hembra madura; C. Formas del cuerpo de hembras maduras. D. Macho; E. Región anterior del macho; F. Extremo anterior del macho; G. Región posterior del macho; H. Región anterior de la segunda etapa del juvenil (J2); I. Región posterior del J2 (Después de Manzanilla *et al.*, 2002).



**Figura 12.** Características morfológicas de juveniles de *N. aberrans*. A-D) Juveniles; A-B. Juvenil 2 (J2); C. Extremo anterior de J2; D. Tercer estadio juvenil (J3).



**Figura 13.** Características morfológicas de hembra y macho de *N. aberrans*. A-B. Región posterior de macho, con bursa peloderan; C. Región posterior de hembra joven con vulva subterminal (1) y ano (2); D. Hembra madura.

### 1.10.3 Identificación de *Meloidogyne incognita*.

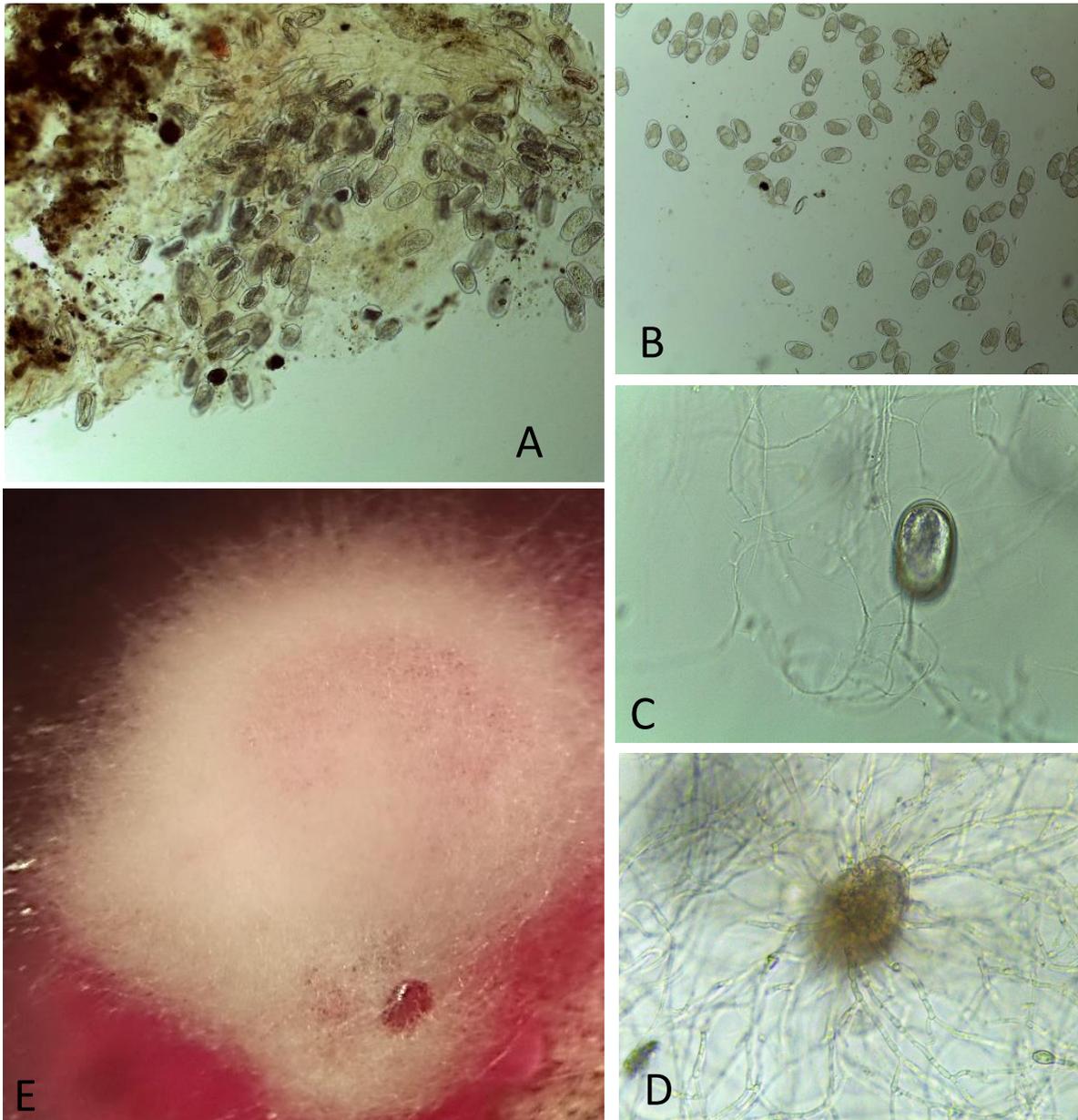
Pertenece a la familia Meloidogynidae, se caracteriza por tener un fuerte dimorfismo: los J2 tiene cabeza conoide; región labial alta; estilete débil; medianamente largo y con nódulos, glándulas esofágicas sobre puesta dorsalmente; cola aguda (Eisenback *et al.*, 1985).

Mediante modelos perineales de *M. incognita*, tiene con un arco dorsal alto y cuadrado, las estrías son lisas a onduladas a veces en zigzag, no presenta campos laterales, muestra una zona vulvar lisa (Eisenback *et al.*, 1985).



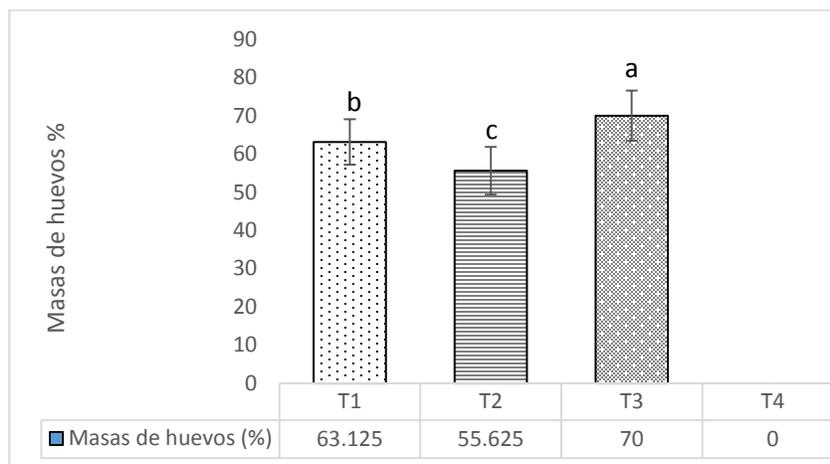
**Figura 14.** Características morfológicas de *Meloidoyne incognita*. A. Región anterior de juvenil 2; B. Región posterior de juvenil 2; C; Patrón perineal. D; Forma del cuerpo de la hembra madura.

1.10.4 Evaluación de colonización de *P. chlamydosporia* en masas de huevos.



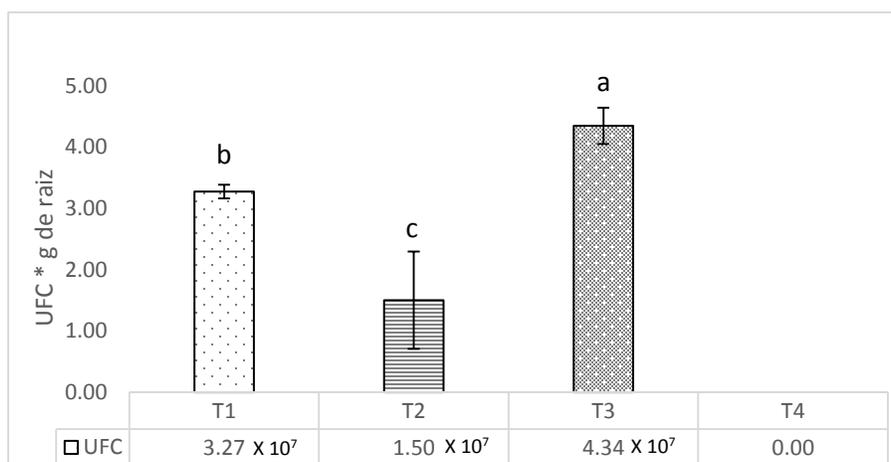
**Figura 15.** Colonización de *P. chlamydosporia* en masas de huevos. A. Masa de huevos sin parasitar; B. Huevos sin parasitar; C-D. Huevo parasitado. E. Masa de huevo colonizada.

### 1.10.5 Evaluación de colonización de *P. chlamydosporia* en masas de huevos.



**Figura 16.** Prueba de Tukey ( $\alpha = 0.05$ ) para colonización de *P. chlamydosporia* en masas de huevos en jitomate var. condor, después de 221 días de trasplante, utilizando diferentes tratamientos: T1. Composta de estiércol de borrego con paja molida + col + *P. chlamydosporia*, T2. Estiércol vacuno + col + *P. chlamydosporia*, T3. Gallinaza + *P. chlamydosporia* + col y T4. Testigo.

### 1.10.6 Evaluación de colonización de *P. chlamydosporia* en raíces de jitomate.

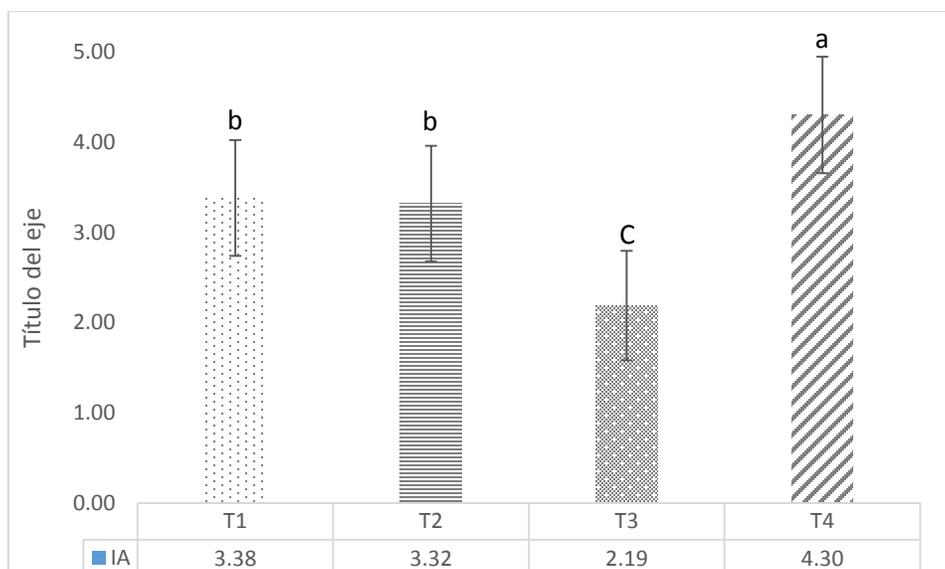


**Figura 17.** Prueba de Tukey ( $\alpha = 0.05$ ) en en colonización de *P. chlamydosporia* en raíces de jitomate var. condor, después de 221 días de trasplante, utilizando diferentes tratamientos: T1. Composta de estiércol de borrego con paja molida + col + *P. chlamydosporia*, T2. Estiércol vacuno+ col + *P. chlamydosporia*, T3. Gallinaza + col + *P. chlamydosporia* y T4. Testigo

### 1.10.7 Evaluación de índice de agallamiento en raíces de jitomate



**Figura 18.** Índice de agallamiento en raíces de jitomate var. condor después de 223 días de trasplante, utilizando la escala de Taylor y Sasser (1978). A. Grado 2 = 3 a 10 agallas; B. Grado 3 = 11 a 30 agallas; C. Grado 4 = 31 a 100 agallas; D. Grado 5 = más de 100 agallas.



**Figura 19.** Prueba de Tukey ( $\alpha = 0.05$ ) para índice de agallamiento en raíces de jitomate var. condor después de 223 días de trasplante, utilizando la escala de Taylor y Sasser (1978), utilizando diferentes tratamientos: T1. Composta de estiércol de borrego con paja molida + col + *P. chlamydosporia*, T2. Estiércol vacuno + col + *P. chlamydoportia*, T3. Gallinaza + col + *P. chlamydosporia* y T4. Testigo

#### 1.10.8 Evaluación de peso fresco y peso seco en raíces de jitomate

**Tabla 3.** Prueba de tukey ( $\alpha = 0.05$ ) para peso fresco y peso seco en raíces de jitomate var. condor, en san diego Texcoco, después de 223 días de trasplante, utilizando diferentes tratamientos.

Tratamiento	Peso fresco (pf) de raíz en g	Peso seco (ps) de raíz en g
T1	58.39 <b>b</b>	12.12 <b>b</b>
T2	64.49 <b>b</b>	13.42 <b>ab</b>
T3	51.16 <b>b</b>	12.32 <b>ab</b>
T4	92.00 <b>a</b>	16.32 <b>a</b>

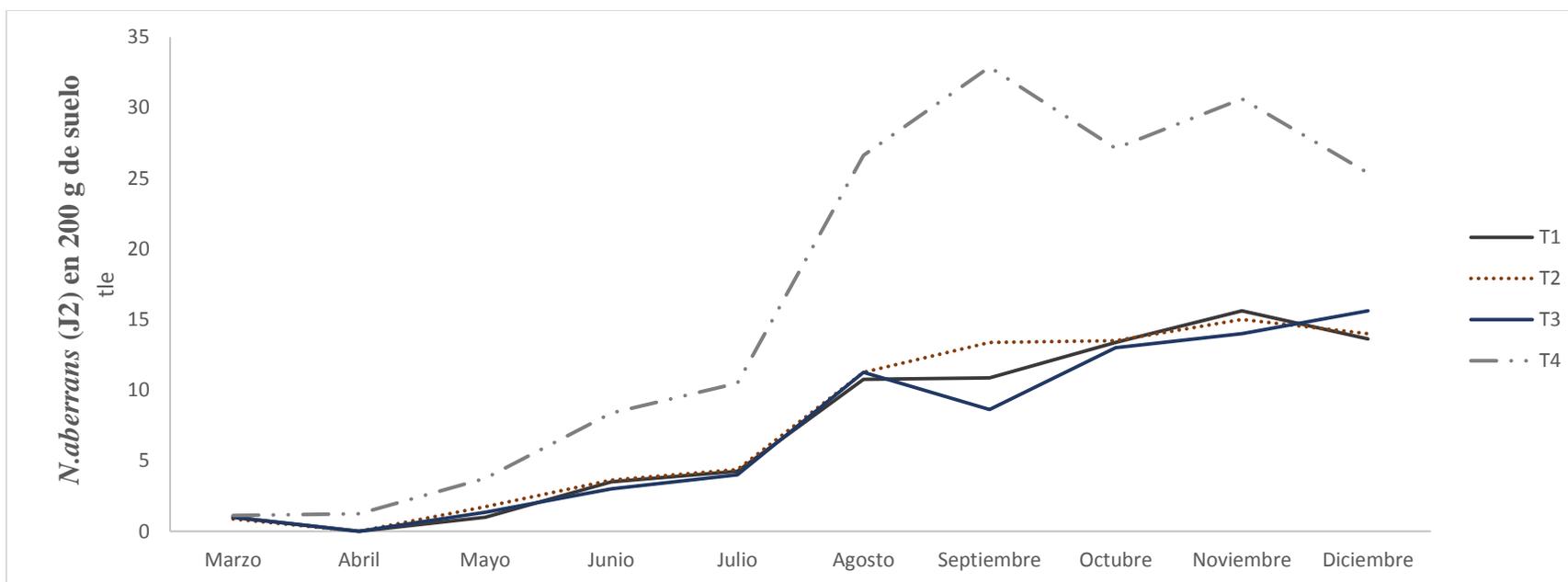
T1. Composta de estiércol de borrego con paja molida + col + *p. chlamydosporia*, T2. Estiércol vacuno+ col + *p. chlamydosporia*, T3. Gallinaza + col + *p. chlamydosporia* y T4. Testigo.

### Evaluación del J2 *Nacobbus aberrans*

**Tabla 4.** Fluctuación media poblacional del J2 *N. aberrans* en 200 g de suelo, bajo la aplicación de diferentes abonos orgánicos, en San Diego Texcoco, Estado de México, 2017.

Tratamiento	Marzo	Abril	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre	Diciembre
T1	1.00a	0.00b	1.00b	3.50a	4.25b	10.75b	10.87b	13.37b	15.62b	13.62b
T2	0.87a	0.00b	1.75ab	3.62b	4.37b	11.25b	13.37b	13.50b	15.00b	14.00b
T3	1.00a	0.00b	1.35b	3.00b	4.00b	11.25b	8.62b	13.00b	14.00b	15.62b
T4	1.12a	1.25a	3.75a	8.37a	10.50a	26.62a	32.87a	27.12a	30.62a	25.37a

T1= Composta de estiércol de borrego con paja molida + col triturada+ *P. chlamydosporia*; T2= Estiércol vacuno + col triturada + *P. chlamydosporia*; T3= Gallinaza + col triturada + *P. chlamydosporia*; T4 = Testigo; Marzo = Incorporación de días de enmienda orgánicas o 44 días antes del trasplante (dat); Abril = 30 días después de incorporación de enmiendas orgánicas (ddieo) o 14 dat; Mayo = 60 ddieo o 16 días después del trasplante (ddt); Junio = 91 ddieo o 47 ddt; Julio = 121 ddieo o 77 ddt; Agosto = 152 ddieo o 108 ddt; Septiembre = 183 ddieo o 139 ddt; Octubre = 213 ddieo o 169 ddt; Noviembre = 243 ddieo o 200 ddt; Diciembre = 266 ddieo o 223 ddt. Pruebas de Tukey ( $\alpha = 0.05$ ).



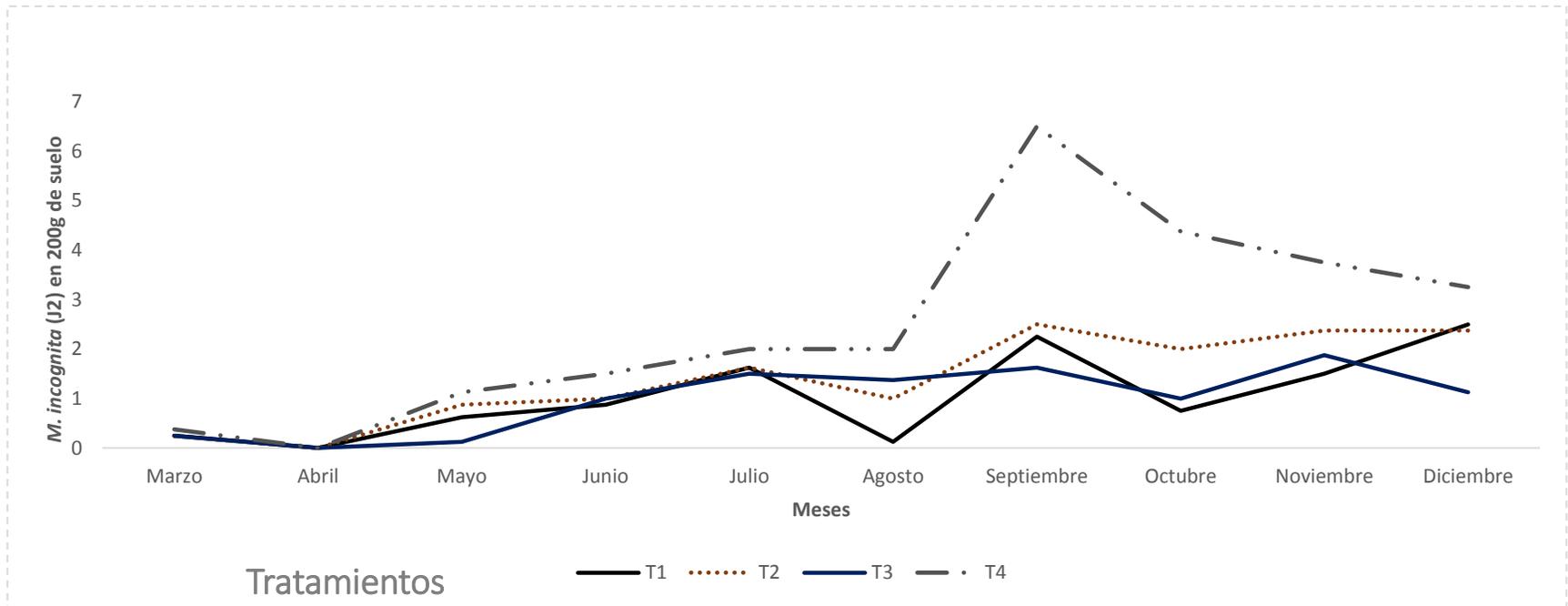
**Figura 20.** Fluctuación media poblacional del J2 de *N. aberrans* en 200 g de suelo, bajo la aplicación de diferentes abonos orgánicos, en San Diego Texcoco, Estado de México, 2017. Marzo = Incorporación de días de enmienda orgánicas o 44 días antes del trasplante (dat); Abril = 30 días después de incorporación de enmiendas orgánicas (ddieo) o 14 dat; Mayo = 60 ddieo o 16 días después del trasplante (ddt); Junio = 91 ddieo o 47 ddt; Julio = 121 ddieo o 77 ddt; Agosto = 152 ddieo o 108 ddt; Septiembre = 183 ddieo o 139 ddt; Octubre = 213 ddieo o 169 ddt; Noviembre = 243 ddieo o 200 ddt; Diciembre = 266 ddieo o 223 ddt. T1 = Composta de estiércol de borrego con paja molida + col + *P. chlamydosporia*; T2 = Estiércol vacuno + col + *P. chlamydosporia*; T3 = Gallinaza + col + *P. chlamydosporia*; T4 = Testigo.

## Evaluación del J2 *M. incognita*

**Tabla 5.** Fluctuación media poblacional del J2 *M. incognita* en 200 g de suelo, bajo la aplicación de diferentes abonos orgánicos, en San Diego Texcoco, Estado de México, 2017.

Tratamiento	Marzo	Abril	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre	Diciembre
T1	0.25 <b>b</b>	0	0.62 <b>b</b>	0.87 <b>a</b>	1.62 <b>a</b>	0.125 <b>b</b>	2.50 <b>b</b>	0.75 <b>b</b>	1.50 <b>b</b>	2.50 <b>ab</b>
T2	0.25 <b>b</b>	0	0.87 <b>ab</b>	1.00 <b>a</b>	1.62 <b>a</b>	1.00 <b>b</b>	2.50 <b>b</b>	2.00 <b>b</b>	2.37 <b>b</b>	2.375 <b>ab</b>
T3	0.37 <b>a</b>	0	0.12 <b>b</b>	1.00 <b>a</b>	1.5 <b>a</b>	1.37 <b>ab</b>	1.62 <b>b</b>	1.00 <b>b</b>	2.00 <b>b</b>	1.12 <b>b</b>
T4	0.37 <b>a</b>	0	1.12 <b>a</b>	1.50 <b>a</b>	2.00 <b>a</b>	2.25 <b>a</b>	6.50 <b>a</b>	4.37 <b>b</b>	3.75 <b>a</b>	3.62 <b>a</b>

T1= Composta de estiércol de borrego con paja molida + col triturada+ *P. chlamydosporia*; T2= Estiércol vacuno + col triturada + *P. chlamydosporia*; T3= Gallinaza + col triturada + *P. chlamydosporia*; T4 = Testigo; Marzo = Incorporación de días de enmienda orgánicas o 44 días antes del trasplante (dat); Abril = 30 días después de incorporación de enmiendas orgánicas (ddieo) o 14 dat; Mayo = 60 ddieo o 16 días después del trasplante (ddt); Junio = 91 ddieo o 47 ddt; Julio = 121 ddieo o 77 ddt; Agosto = 152 ddieo o 108 ddt; Septiembre = 183 ddieo o 139 ddt; Octubre = 213 ddieo o 169 ddt; Noviembre = 243 ddieo o 200 ddt; Diciembre = 266 ddieo o 223 ddt. Pruebas de Tukey ( $\alpha = 0.05$ ).



**Figura 21.** Fluctuación media poblacional del J2 de *M. incognita* en 200 g de suelo, bajo la aplicación de diferentes abonos orgánicos, en San Diego Texcoco, Estado de México, 2017. Marzo = Incorporación de días de enmienda orgánicas o 44 días antes del trasplante (dat); Abril = 30 días después de incorporación de enmiendas orgánicas (ddieo) o 14 dat; Mayo = 60 ddieo o 16 días después del trasplante (ddt); Junio = 91 ddieo o 47 ddt; Julio = 121 ddieo o 77 ddt; Agosto = 152 ddieo o 108 ddt; Septiembre = 183 ddieo o 139 ddt; Octubre = 213 ddieo o 169 ddt; Noviembre = 243 ddieo o 200 ddt; Diciembre = 266 ddieo o 223 ddt. T1 = Composta de estiércol de borrego con paja molida + col + *P. chlamydosporia*; T2 = Estiércol vacuno + col + *P. chlamydosporia*; T3 = Gallinaza + col + *P. chlamydosporia*; T4; Testigo.

Los datos obtenidos señalan que el tratamiento de gallinaza más col y *P. chlamydosporia* (T3), tuvo un 69 % de colonización de masas de huevos, presentó un mejor establecimiento del hongo en raíces con un  $4.17 \times 10^7$  UFC/g de raíz, su IA fue de 2.1 y en comparación al testigo hubo una disminución de  $\pm 50$  % en su IA. En cuanto al tratamiento composta + col + *P. chlamydosporia* (T1) y el tratamiento estiércol vacuno + col + *P. chlamydosporia* (T2), entre ellos no hubo una diferencia estadísticamente significativa en su IA, ya que ellos obtuvieron un 3.38 y un 3.23 lo cual representa un 21% y 24% en reducción al IA en comparación al testigo. En la colonización en raíces y masas de huevo de *P. chlamydosporia*, en el tratamiento composta de estiércol de borrego con paja molida + col + *P. chlamydosporia* (T1) y el tratamiento estiércol vacuno + col + *P. chlamydosporia* (T2) entre ellos mostraron una diferencia estadística significativa.

En Peso fresco (pf) y peso seco (ps) el testigo obtuvo los valores más altos, ya que tuvo un mayor IA, lo cual ocasionó un mayor peso en las raíces. En cuanto a las poblaciones de J2 en *N. aberrans* y de *Meloidogyne incognita*, todos los tratamientos se observó una diferencia estadística significativa en comparación al testigo, sin embargo, entre ellos no se observó una diferencia estadística significativa. Los meses en los que se observó un mayor incremento de población de J2 *N. aberrans* y de *M. incognita* fue del mes de agosto a septiembre

## 1.11 DISCUSIÓN

Todos los tratamientos en donde se inoculo *P. chlamydosporia* mostraron un establecimiento del hongo en raíces de jitomate y en masas de huevos, sin embargo, el tratamiento gallinaza + col + *P. chlamydosporia* (T3), fue el que obtuvo una mayor colonización de *P. chlamydosporia* en raíces, lo que permitió que el hongo se estableciera en un 69 % en las masas de huevos, lo anterior puede sugerir que este tratamiento puede tener condiciones más aptas para que el hongo se pueda desarrollar y colonizar en las raíces de la planta, en comparación con los tratamientos de composta + col + *P. chlamydosporia* (T1) y el tratamiento de estiércol vacuno + col + *P. chlamydosporia* (T2), lo anterior puede concordar con lo descrito por Pool *et al.*, (2000) ya que una de las consecuencias al aplicar gallinaza es la disminución del pH y aumento nutrientes, lo cual puede estimular el crecimiento del hongo, ya que según López - Llorca *et al.*, (1994) *P. chlamydosporia* crece alrededor de pH de 6 y De Leij *et al.*, (1992) han demostrado que pequeñas cantidades de *P. chlamydosporia* muestran una multiplicación más fuerte en el suelo donde hay nutrientes disponibles. Otro aspecto importante a señalar es que no todos los aislamientos de *P. chlamydosporia* tienen la misma capacidad saporfítica y parasítica (Morton *et al.*, 2003a,b; Mauchline *et al.*, 2004; Siddiqui *et al.*, 2009), por lo cual, este aislamiento empleado, se supone que puede tener cierta afinidad al establecerse en la gallinaza, ligado a esto, este mismo tratamiento (T3), mostró una reducción del IA en un 50 % en comparación al testigo y los tratamientos T1 y T2 obtuvieron una reducción del 20 % en comparación con el testigo. Diferentes autores han demostrado que al aplicar *P. chlamydosporia* para el combate de nematodos noduladores han tenido resultados favorables: Perez-Rodriguez *et al.* (2011) obtuvieron una reducción del % 40 en el IA en el cultivo de chile al incorporar fragmentos de col

acompañados con *P. chlamydosporia* y vermicomposta para el combate de *N. aberrans*; Sun *et al.*, (2016) al inocular *P. chlamydosporia* obtuvieron una disminución de  $\pm 30$  % del IA ocasionado por *Meloidogyne* spp. y Rao (2005) obtuvo  $\pm 25$  % del IA ocasionado por *M. javanica*.

Otro aspecto a considerar en el IA, es que al emplear enmiendas de residuos de brasicas, estas pueden disminuir la incidencia de agallas, debido a que contienen altos contenidos de glucosinolatos, los cuales se hidrolizan por la enzima mirosinasa y produce isotiocianatos, tiocinatos y ephionitriles, los cuales tienen propiedades nematocidas (Kirkegaard *et al.*, 1993; Borek y Morra, 2005). También el empleo de gallinaza o de fertilizantes con un alto contenido de nitrógeno amoniacal son más eficientes para suprimir enfermedades de nematodos, dado que libera sustancias amoniacaes tóxicas para ellos (Rodríguez-Kabana, 1986; Kaplan y Noe, 1993; Rojas y Ortuño 2007; Barahona, 2015; De cal y Melgarejo, 2017; Delgado *et al.*, 2018; Estrada-Pareja, 2005; De la Cruz *et al.*, 2009), lo que permite matar a los J2 de *M. incognita* y los J4, J3, J2 y hembras jóvenes de *N. aberrans*, antes de que ellos puedan penetrar a la raíz y establecerse en ella. Algunos autores han reportado resultados similares a los obtenidos en la investigación, Kaskavalci *et al.* (2009) obtuvieron una disminución del IA de un 50 % en jitomate al incorporar brócoli en el suelo para el combate de *M. incognita*; Anita *et al.* (2012) reportó que al incorporar col en el cultivo de jitomate disminuyó un 40 % el IA en comparación al testigo para el combate de *M. hapla* y López-Pérez *et al.* (2005) obtuvieron una disminución del más 60 % en IA en el cultivo de jitomate, al incorporar gallinaza más col en el control de *M. incognita*.

En la cuantificación de J2 en *N. aberrans* y *M. incognita* todos los tratamientos mostraron una reducción estadísticamente diferente en comparación al testigo, sin embargo, entre estos mismos no mostraron diferencia significativa, los resultados de esta investigación pueden concordar con

lo reportado con diferentes autores: Perez-Rodriguez *et al.*, (2011) obtuvieron que al incorporar vermicomposta + fragmentos de col + *Pochonia* disminuyó un 50 % los juveniles de *N. aberrans* en comparación con el testigo en el cultivo de chile; Youssef y Lashein (2013) obtuvieron que al incorporar hojas de col triturada a diferentes concentraciones en el cultivo de jitomate hubo una reducción de *M. incognita* en un  $\pm 30$  y Anita *et al.*,(2002) obtuvieron una reducción del 50% *M. hapla* al incorporar fragmentos de col.

En los primeros meses de conteo, son pocas las poblaciones de J2 de *N. aberrans* y *M. incognita*, esto puede deberse a que 37 días antes del primer muestro, se retiró la planta y el suelo quedo completamente desnudo, lo cual sugiere que los nematodos se encontraban en etapas de supervivencia, las cuales ayudan a tolerar condiciones ambientales adversas (poca humedad), en *N. aberrans* las etapas de sobrevivencia pueden ser los huevos J3 y J4 (Eves *et al.*, 2014), en cuanto a las etapas de supervivencia en *Meloidogyne* son los nematodos que se encuentran en los huevos, pese a que las poblaciones son bajas en todos los meses de muestreo, se observó que aun así puede haber daño ocasionado en las raíces de las plantas por estos nematodos.

En los meses de agosto a septiembre (107 -138 ddt), hubo un mayor incremento de las poblaciones de J2, en estas fechas se encontraba la etapa de cosecha del jitomate, la cual tiene mucha actividad metabólica en comparación con la etapa de senescencia (Lara, 1999). Estos resultados cuerdan con Salazar (2013) ya que él obtuvo un mayor incremento de poblaciones de nematodos fitopatógenos en el cultivo de jitomate en la etapa de cosecha; Martez *et al.*,(1996) obtuvieron datos similares ya que ellos reportaron un mayor incremento de población de *M. incognita* a los 90 días después de haber trasplantado jitomate; Rodriguez-Kabana *et al.*,(1986) obtuvieron sus picos máximos de población de *M. hapla* a los 120 días después de haber trasplantado cacahuete y este cultivo, según Pereira *et al.*, (2008) la etapa de maduración del

cultivo de cacahuate se encuentra entre los 100 días o más dependiendo de las condiciones del sitio y de la variedad, Cadet *et al.*, (2005) explica que entre los nematodos fitopatógenos hay una relación muy importante con la planta hospedante, ya que esta tiene que aportarle alimento y condiciones favorables para que este se puede desarrollar y completar su ciclo de vida.

Otro aspecto que se reflejo es que los J2 de *M. incognita* fue su escasa presencia en todo el ciclo del cultivo, esto puede deberse a que *N. aberrans* puede tener la posibilidad de desplazar a diferentes especies de *Meloidogyne* cuando estas se encuentran mezcladas en un mismo lugar, dado que *M. incognita* su estado infectivo es el J2 en comparación con *N. aberrans* en el cual los J2, J3, J4 y hembras jóvenes pueden comportarse como estados infectivos

En cuanto al peso fresco y peso seco el testigo fue el que obtuvo un mayor peso, los resultados obtenidos no concuerda con los reportados por Franco *et al.*,(2002) ya que ellos obtuvieron un incremento en el cultivo de jitomate en peso seco de la raíz de  $\pm 25\%$  al incorporar fragmentos de col para en combaten de *N. aberrans*, tambien Maciá-Vicente *et al.*, (2009) señalan que *P. chlamysporia* puede incrementar el crecimiento de raíz en cebada en condiciones de laboratorio, pero los datos obtenidos en la investigación, se siguiere que el incremento del peso seco y fresco de la raíz en el testigo, pudo deberse a que este tratamiento fue el que obtuvo un mayor IA lo cual pudo ocasionar un mayor peso de la raíz.

## 1.12 CONCLUSIONES

El aislamiento empleado de *Pochonia chlamydosporia* se estableció en raíces de jitomate y en masas de huevos de los nematodos agalladores.

Todos los tratamientos en donde se incorporó materia orgánica acompañada por *Pochonia chlamydosporia* tuvieron una reducción significativa en el índice de agallamiento bajo condiciones de invernadero.

El mejor tratamiento fue gallinaza + col + *Pochonia chlamydosporia*, ya que obtuvo una reducción del índice de agallamiento del 50 %; se tuvo una colonización de *Pochonia chlamydosporia* en raíces de  $4.17 \times 10^7$  UFC/g en raíz y una colonización en masas de huevos del 69%.

Los tratamientos estiércol vacuno + col + *Pochonia chlamydosporia* y el tratamiento de composta de estiércol de borrego con paja molida + col + *Pochonia chlamydosporia*, se colocaron en el segundo lugar, de debido a que obtuvieron una reducción del índice de agallamiento  $\pm 20$  %.

Se cuantificó un incremento de juveniles de segunda etapa (J2), en *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita*, en los meses de agosto a septiembre, posiblemente a que el cultivo encontraba en etapa de cosecha.

El testigo obtuvo un mayor peso fresco y seco en raíces, dado a que mostró un mayor grado de índice de agallamiento.

La población de *Meloidogyne incognita* fue baja en comparación con la de *Nacobbus aberrans* en el sitio de estudio, por lo cual, se sugiere que en sitios donde se encuentra *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita*, *N. aberrans* podría desplazar a *Meloidogyne incognita*.

### 1.13 RECOMENDACIONES

1. Seguir aplicando materia orgánica con propiedades nematicidas, para disminuir las poblaciones de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita*.
2. Experimentar con diferentes residuos de brassicas para comparar su efectividad en el combate de nematodos agalladores.
3. Retirar completamente las raíces al termino del ciclo de cultivo, para disminuir el inoculo de los nematodos agalladores.
4. Aislar organismos nematofagos del área de estudio, debido a que ellos se pueden encontrar más adaptados al área y con ello se puede tener un control más eficaz en la disminución de las poblaciones de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita*.
5. Hacer cada año un análisis de suelo, para la evaluación sus propiedades y características; y así con ello tener un expediente de las modificaciones del suelo a través del tiempo.
6. Hacer una rotación de cultivos que no sean hospedantes de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita*.
7. Quitar malas hierbas, ya que pueden ser hospedantes de los neamatodos agalladores.
8. Utilizar diferentes escalas de evaluación para el IA, debido a que puede haber confusión al medir este parámetro, algunas de las escalas que se recomiendan son las de Husser y Janssen (2002) y la de Campbell (1987).

#### 1.14 LITERATURA CITADA

- Andrades Marisol y Martínez Elena. 2014. Fertilidad del suelo y parámetros que la definen. Universidad de Rioja.pp:1-34
- Anita, B. 2012. Crucifer vegetable leaf wastes as biofumigants for the management of root knot nematode (*Meloidogyne hapla* Chitwood) in celery (*Apium graveolens* L.). Journal of Biopesticides, 5:111.
- Arévalo J, Silva S, Carneiro M. Lopes R. Carneiro R, Tigano M. e Hidalgo L. 2012. *Pochonia chlamydosporia* (Goddard) Zare y Gams como potencial agente de control biológico de *Meloidogyne enterolobii* (Yang y Eisenback) en cultivos hortícolas. Protección Vegetal. 27: 123-129.
- Ayoub, S. M. 1977. Plant Nematology. An Agricultural Training Aid. Department of Food and Agriculture. Division of Plant Industry. Laboratory Services-Nematology. USA, pp157
- Barahona, L. A., Samaniego, R. D., Guerra, J. A., Castillo, G., y Agurto, J. 2015. Utilización de la gallinaza como biofumigante de suelo en el cultivo de melón. Ciencia Agropecuaria 23:95-109.
- Bezooijen, J.V. 2006. Methods and Techniques for Nematology. Wageningen, N, pp.108.
- Borek, V., and Morra, M. J. 2005. Ionic thiocyanate (SCN-) production from 4-hydroxybenzyl glucosinolate contained in *Sinapis alba* seed meal. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 53: 8650-8654
- Cadet, P., Masse, D and Thioulouse, J. 2005. Relationships between plant-parasitic nematode community, fallow duration and soil factors in the Sudano-Sahelian area of Senegal. Agriculture, Ecosystems and Environment, 108:302-317.

- Campbell, H.L. 1987. Introducción a la Epidemiología de los Cultivos Agrícolas. Notas de Curso, pp. 56-60. Trad, por N. Marbán-Mendoza y M.P. Rodríguez-Guzmán. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Edo. de México. 120
- Castiblanco, O., Franco, J., y Montecinos, R. 2016. Razas y gama de hospedantes en diferentes poblaciones del nematodo *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935), Thorne & Allen 1944. Revista Latinoamericana de la papa, 11(1):85-96.
- Cid del Prado Vera, I., Tovar Soto, A., y Hernández, J. A. 2001. Distribución de especies y razas de *Meloidogyne* en México. Revista Mexicana de Fitopatología, 19:32-39
- De Cal Antonio y Malgarejo paloma. 2017. Control biológico de enfermedades vegetales. Capítulo 17. Melero –vara La aplicación de enmiendas orgánicas al suelo en el manejo de Fusariosis del clavel, esparrago y tomate: 1ra ed. Phytoma-España, SL, pp 129-134.
- De la Cruz-Lázaro, E., M. A. Estrada-Botello, V. Robledo-Torres, R. Osorio-Osorio, C. Márquez-Hernández, y R. Sánchez-Hernández. 2009. Producción de tomate en invernadero con composta y vermicomposta como sustrato. Universidad y Ciencia, 25:59-67.
- Delgado, B. P., y Díaz, L. H. 2009. VCP1 Protease detection in *Pochonia chlamydosporia* var. *catenulata* Strain IMI SD 187. Revista de Protección Vegetal, 24:166-172.
- De Leij FAAM, Kerry BR and Dennehy JA. 1992. The effect of fungal application rate and nematode density on the effectiveness of *Verticillium chlamydosporium* as a biological control agent for *Meloidogyne incognita*. Nematologica 38:112 – 122.

- Edwards, S., and Ploeg, A. 2014. Evaluation of 31 potential biofumigant *Brassicaceous* plants as hosts for three *Meloidogyne* species. *Journal of Nematology* 46:287
- Eisenback, J. D., Sasser, J., and Carter, C. 1985. Diagnostic characters useful in the identification of the four most common species of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). *An Advanced Treatise on Meloidogyne*, 1:95-112.
- Estrada Pareja, M. 2005. Manejo y procesamiento de la gallinaza. *Revista Lasallista de Investigación*, 2: 43-48.
- Franco-Navarro, F., del Prado-Vera, I. C., Zavaleta-Mejía, E., y Sánchez-García, P. 2002. Aplicación de enmiendas orgánicas para el manejo de *Nacobbus aberrans* en tomate. *Nematropica* 32:113-124.
- Garrido Valero Soledad. 2000. Interpretación de análisis de suelos. *Ministro de agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid. Número 5. pp: 1-40.*
- Global césped. 2015. Densidad aparente del suelo y su importancia en la aireación y humedad del suelo. Consultado el 7/08/17 en <http://globalcesped.org/noticias-mainmenu-2/los-suelos/942-densidad-aparente-del-suelo-i>
- Husser, R. S., Barker, K. R., 1973. A comparison of methods of collecting inocula of *Meloidogyne* spp., including a new technique. *Plant Disease Reporter* 57:1025-8.
- Kaskavalci, Galip, Yuksel Tuzel, Onur Dura, and Golgen B. Oztekin. 2009. "Effects of alternative control methods against *Meloidogyne incognita* in organic tomato production. *Ekoloji*18, 72:3-31.

- Kerry, B.R and Jaffee, B.A. 1997. Fungi as biological control agents for plant parasitic nematodes. *The Mycota* 4:203–218.
- Kerry, B. R., Kirkwood, I. A., De Leij, F. A. A. M., Barba, J., Leijdens, M. B., and Brookes, P. C. 1993. Growth and survival of *Verticillium chlamyosporium* Goddard, a parasite of nematodes, in soil. *Biocontrol Science and Technology*, 3: 355-365.
- Khan, Z., and Kim, Y. H. 2007. A review on the role of predatory soil nematodes in the biological control of plant parasitic nematodes. *Applied Soil Ecology*, 35:370-379.
- Kirkegaard, J.A., Gardner, P.A., Desmarchelier, J.M. and Angus, J.F., 1993. Biofumigation using Brassica species to control pests and diseases in horticulture and agriculture. In: Wratten, M., Mailer, R.J. (Eds.), 9th Australian Research Assembly on Brassicas. British Society for Plant Pathology, Agricultural Research Institute, Wagga Wagga, pp. 77-82.
- Rodriguez-Kabana, R. 1986. Organic and inorganic nitrogen amendments to soil as nematode suppressants. *Journal of Nematology*, 18:129.
- Lara Herrera, A. 1999. Manejo de la solución nutritiva en la producción de tomate en hidroponía. *Terra Latinoamericana* 17:221-229.
- Lopez -Llorca LV, Moya M, Llinares A. 1994. Effect of pH on growth and pigment production of nematophagous and entomogenous fungi. *Micologia Vegetale Mediterranea* 8:107– 112.
- López-Pérez, J. A., Roubtsova, T., and Ploeg, A. 2005. Effect of three plant residues and chicken manure used as biofumigants at three temperatures on *Meloidogyne incognita* infestation of tomato in greenhouse experiments. *Journal of Nematology* 37:489.

- Maciá-Vicente, J. G., Rosso, L. C., Ciancio, A., Jansson, H. B., and Lopez-Llorca, L. V. 2009. Colonisation of barley roots by endophytic *Fusarium equiseti* and *Pochonia chlamydosporia*: effects on plant growth and disease. *Annals of Applied Biology* 155: 391-401.
- Manzanilla-López, R.H., Costilla, M.A., Doucet, M., Franco, J., Inserra, R.N., Lehman, P.S., Cid del Prado-Vera, I., Souza, R.I., and Evans, K. 2002. The genus *Nacobbus* Thorne and Allen, 1944 (Nematoda: Pratylenchidae): Systematics, distribution, biology and management. *Nematropica* 32:149-227
- Martez, J. L., Acosta, N., Betancourt, C., Vicente, N., and Rodriguez, R. 1996. Control biológico de *Meloidogyne incognita* en tomate en Puerto Rico. *Nematropica*, 26:143-152.
- Mashela, P. W. 2002. Ground wild cucumber fruits suppress numbers of *Meloidogyne incognita* on tomato in microplots. *Nematropica* 32:13-20.
- Mauchline TH, Kerry BR and Hirsch PR. 2004. The biocontrol fungus *Pochonia chlamydosporia* shows nematode host preference at the infraspecific level. *Mycological Research*, 108:161–169
- Morton, C. O., Hirsch, P. R., Peberdy, J. P., and Kerry, B. R. 2003. Cloning of and genetic variation in protease VCP1 from the nematophagous fungus *Pochonia chlamydosporia*. *Mycological Research* 107:38-46

NORMA OFICIAL MEXICANA, Que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos. Estudios, muestreo y análisis. NOM-021-SEMARNAT-2000. Fecha de publicación: 31 de diciembre de 2002

Pérez-Rodríguez, I., Franco-Navarro, F., del Prado-Vera, I. C., y Zavaleta-Mejía, E. 2011. Control de *nacobbus aberrans* en chile ancho (*capsicum annuum l.*) mediante el uso combinado de enmiendas orgánicas, hongos nematófagos y nematicidas. *Nematropica* 41:122-129.

Puertas, A., de la Noval, B. M., Martínez, B., Miranda, I., Fernández, F., e Hidalgo-Díaz, L. 2006. Interacción de *Pochonia chlamydosporia* var. *catenulata* con *Rhizobium* sp., *Trichoderma harzianum* y *Glomus clarum* en el control de *Meloidogyne incognita*. *Revista de Protección Vegetal* 21: 80-89.

Puertas Ana e Hidalgo Díaz L. 2009. Efecto de diferentes abonos orgánicos sobre el establecimiento de *Pochonia chlamydosporia* var. *catenulata* en el sustrato y la rizosfera de plantas de tomate. *Protección Vegetal* 24: 162-165.

Pool Novelo, L., Trinidad Santos, A., Etchevers Barra, J., Pérez Moreno, J., y Martínez Garza, A. 2000. Mejoradores de la fertilidad del suelo en la agricultura de ladera de los altos de chiapas, México. *Agrociencia* 34: 251-259

Rodriguez-Kabana, R. 1986. Organic and inorganic nitrogen amendments to soil as nematode suppressants. *Journal of Nematology* 18: 129

Rojas Rodriguez, Kattia, y Ortuño, Noel. 2007. Evaluación de micorrizas arbusculares en interacción con abonos orgánicos como coadyuvantes del crecimiento en la producción hortícola del Valle Alto de Cochabamba, Bolivia. *Acta Nova* 3: 697-719.

- Sher, S. A. 1970. Revision of the genus *Nacobbus* Thorne and Allen, 1944 (Nematoda: Tylenchoidea). *Journal of Nematology* 2: 228.
- Sun, M. H., Gao, L., Shi, Y. X., Li, B. J., and Liu, X. Z. 2006. Fungi and actinomycetes associated with *Meloidogyne* spp. eggs and females in China and their biocontrol potential. *Journal of Invertebrate Pathology* 93: 22-28.
- Siddiqui IA, Atkins SD and Kerry BR. 2009. Relationship between saprotrophic growth in soil of different biotypes of *Pochonia chlamydosporia* and the infection of nematode eggs. *Annals of Applied Biology* 155:131–141.
- Torres-López, Japhet. 2014. Biodesinfección del suelo y uso de *Pochonia chlamydosporia* en el manejo de *Meloidogyne aberrans* en el cultivo de guayabo en el oriente de Michoacán. Tesis para obtener el grado de Maestro en ciencia. Colegio de Postgraduados. pp 1-85.
- Taylor, A. L, and Sasser, J.N. 1983. *Biología; Identificación y control de los nematodos de nódulo de la raíz*. U.S.A: Artes Gráficas de la Universidad del Estado de Carolina del Norte. pp 111
- Villa-Briones, A., Zavaleta-Mejía, E. 2008. Incorporación de vermicomposta para el manejo de *Nacobbus aberrans* en jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). *Revista Chapingo. Serie Horticultura* 14: 249-255.
- Youssef, M. M. A., and Lashein, A. M. S. 2013. Effect of cabbage (*Brassica oleracea*) leaf residue as a biofumigant, on root knot nematode, *Meloidogyne incognita* infecting tomato. *Journal of Plant Protection Research* 53: 271-274.

## CAPÍTULO 2. “DIAGNÓSTICO DEL ESTADO DE LA RED TRÓFICA EDÁFICA BAJO LA APLICACIÓN DE BIOFUMIGACIÓN Y POCHONIA CHLAMYDOSPORIA EN UN SUELO AGRÍCOLA CON PRODUCCIÓN DE JITOMATE”

---

### 1.15 RESUMEN

En el presente estudio se evaluó la variación en la estructura de un suelo agrícola (cultivado por jitomate var. condor) al incorporar de diferentes residuos orgánicos, los cuales fueron acompañados por la aplicación de *Pochonia chlamydosporia*. Se evaluó cuatro tratamientos con ocho repeticiones, con un total de 32 unidades experimentales (UEs), se utilizó un diseño experimental de bloques aleatorizados generalizados. Los tratamientos fueron: T1. Composta de estiércol de borrego con paja molida + col (*Brassica oleracea*) triturada+ *P. chlamydosporia*; T2. Estiércol de vaca + col triturada + *P. chlamydosporia*; T3. Gallinaza + col triturada + *P. chlamydosporia* y T4. Control. Los tratamientos se incorporaron al suelo a una profundidad de 30 cm y se le dio un riego a capacidad de campo, para posteriormente cubrirlos con un plástico por 30 días, después de ese tiempo se retiró la cubierta de plástico y dos semanas más tarde se trasplantó el jitomate variedad condor e inmediatamente a los tratamientos (excepto el control) se inoculó *P. chlamydosporia* a una concentración de  $1.4 \times 10^8$  unidades formadoras de colonia (UFC)/planta mensualmente, durante 7 meses. Antes de la aplicación de las enmiendas orgánicas y después para cada unidad experimenta se cuantifico la presencia de diferentes nematodos en 200 g de suelo mensualmente, durante 9 meses. En las UEs donde se incorporó materia orgánica acompañada por *P. chlamydosporia* pasaron en el primer mes de estar en la categoría de suelos degradados a suelos estructurados en comparación con el testigo, el cual permaneció en la categoría se suelos degradados, sin embargo, con forme paso el tiempo en las UEs donde se

incorporó la materia orgánica acompañada por *P. chlamydosporia* volvió a permanecer en la categoría de suelos degradados.

Palabras clave: *Brassica oleracea*, nematodos, suelos degradados

## 1.16 INTRODUCCIÓN

Los monocultivos se caracterizan por la intensa producción de un cultivo en una área sin que se tenga descanso (Altieri., 1994), una de las consecuencias de este tipo de actividad es el incremento de plagas y la degradación de la red alimentaria del suelo, la cual tiene muchas funciones y una de ellas es la descomposición de la materia orgánica, regulación de poblaciones de patógenos, secuestro de carbono, desintoxicación de contaminantes y estabilización de los agregados del suelo; por lo cual, este parámetro es importante en la agricultura, ya que la habilidad de una planta para tolerar la incidencia de plagas está ligada a las propiedades biológicas del suelo (Neher, 2001; Ferris *et al.*, 2004; Morise *et al.*, 2012; Ferris *et al.*, 2001).

Debido a su alta densidad y alta tasa de reproducción de los nematodos, se utilizan como bioindicadores del cambio en el suelo, por lo cual, para el estudio de la salud del suelo, se ha desarrollado y utilizado el programa NINJA, para realizar cálculos sobre la degradación y perturbación del ambiente, el programa se recompila en html y crea diferentes parámetros como: el enriquecimiento (IE), basal (BI), estructura (SI) y de canal (ChI) e índices de las familias de los nematodos (cp), los cuales al combinarse entre sí arrojan datos sobre la Food Wed (Bongers, 1990; Bongers y Bongers, 1998; Ferris *et al.*, 2001; König, 2006).

En México los monocultivos de jitomate han tenido serios problemas con los nematodos noduladores, a causa de ellos, los agricultores pueden tener grandes pérdidas económicas (Villabrones *et al.*, 2008; Castiblanco y Montecinos, 2016; Franco *et al.*, 2002; Mashela, 2002; Puertas *et al.*, 2006; Cid del Prado *et al.*, 2001), por lo cual se han utilizado diferentes estrategias biológicas para el control de nematodos fitopatógenos, una de ellas es el empleo de enmiendas orgánicas con residuos de especies de la familia Brassicaceae, debido a su alto contenido de glucosinolatos, los cuales al actuar con la enzima mirosinasa produce gases tóxicos (tiocinatos e

isotiocianatos), los cuales tienen un efecto biocidas para los nematodos (Franco *et al.*, 2002; Kirkegaard *et al.*, 1993; Borek y Morra, 2005). También se ha optado por enmiendas orgánicas de desechos animales (composta, gallinaza y estiércoles), ya que estos al descomponerse, liberaran sustancias azufradas y amoniacales, las cuales actúan como supresoras de enfermedades edáficas (Rojas y Ortuño 2007; Barahona, 2015; De cal y Melgarejo, 2017; Franco *et al.*, 2002), asociado a esto existen algunas especies de hongos que parasitan los huevos de los de nematodos, como por ejemplo *Pochonia chlamydosporia*, el cual es un hongo que vive como saprofito, llega a colonizar las raíces de las plantas y parasita los huevos de los nematodos, sin causarle daño a las plantas (Kerry y Jaffe, 1997).

Teniendo en cuenta lo anterior se propuso en el presente estudio evaluar el efecto de diferentes enmiendas orgánicas, acompañadas por la aplicación de *P. chlamydosporia*, para la disminución de poblaciones de nematodos fitopatógenos en el cultivo de jitomate y evaluar la calidad del suelo, mediante la identificación de nematodos en el área de estudio.

## **1.17 MATERIALES Y MÉTODOS**

El experimento se estableció en un invernadero con producción de jitomate var. condor, en el poblado de San Diego, Texcoco, Estado de México, el cual se localiza a 19.496714 N y -98.866814 W y a una altitud de 2312 m.s.m.

### **1.17.1 Tratamientos empleados**

Se utilizaron tres tratamientos y un testigo, con 8 repeticiones para cada uno ellos, teniendo un total de 32 unidades experimentales (UEs), los tratamientos utilizados se describen a continuación:

T1. Composta de estiércol de borrego con paja molida + col triturada (*Brassica oleracea*) triturada+ *P. chlamydosporia*

T2. Estiércol vacuno + col triturada + *P. chlamydosporia*.

T3. Gallinaza + col triturada + *P. chlamydosporia*.

T4. Testigo.

### **1.17.2 Diseño experimental**

Se utilizó un diseño en bloques al azar generalizados (DBAG) con 5 bloques y 8 repeticiones, descrito en el capítulo 1 (página 54).

### **1.17.3 Aplicación de las enmiendas orgánicas al suelo**

Se utilizó el método descrito en el capítulo 1 (página 56).

#### 1.17.4 Muestreo de nematodos

Se utilizó el método descrito en el capítulo 1 (página 56).

#### 1.17.5 Tamizado y centrifugado de muestras

Se utilizó el método Tamizado-Centrifugado (Ayoub, 1977; Hooper, 1986) modificado descrito en el capítulo 1 (página 57).

#### 1.17.6 Concentración, conteo e identificación de nematodos

La suspensión de nematodos que resultó de la primera fase de tamizado-centrifugado, se centrifugó nuevamente utilizando una centrifuga clínica a 2000 r.p.m. durante 2 min, al finalizar, con la ayuda de una pipeta de plástico se extrajo cuidadosamente el sobrenadante, dejando una película de agua en la parte basal del tubo. Posteriormente se realizaron preparaciones semi permanentes en las cuales el concentrado presente en el fondo del tubo se extrajo con la pipeta y se colocó en un portaobjetos, se cubrió con un cubreobjetos de 24 x 50 mm y se selló las orillas con esmalte transparente, después se observó en un microscopio compuesto, recorriendo todo el campo del cubre objeto, cuantificando con ellos los nematodos por género y en algunos casos hasta especie.

#### 1.17.7 Aplicación de *P. chlamydosporia*

Se utilizó el método descrito en el capítulo 1 página 60.

#### 1.17.8 Análisis de datos

Se utilizó el software de hoja de cálculo de nominado NINJA (Nematode Joint Indicator Analysis), el cual se compila en un código html y se despliega sobre una página web, este programa se basa en la obtención de la calidad del suelo mediante la identificación de nematodos, de modo que crea el Índice de Estructura, el cual indica si la red alimenticia es

simple (baja valores) o complejos (valores altos), y el Índice de enriquecimiento indica si un suelo es agotado (valores bajos) o enriquecido (valores altos) en materia orgánica, ambos índices van desde 1 hasta 100 y se representan en cuadrantes en donde el Índice de Estructura se dibuja en el eje x y el Índice de Enriquecimiento en el eje y (Sieriebriennikov *et al.*, 2014)

Para el análisis de nematodos fitopatógenos se aplicaron regresiones polinomiales múltiples usando el paquete SAS 9.4.

## **1.18 RESULTADOS**

En el mes de marzo el suelo tenía un  $\pm 60$  % de nematodos bacteriófagos, depredadores  $\pm 3$ %, micófagos  $\pm 25$  % y fitopatógenos  $\pm 4$  % (Tabla. 6). En el mes de abril (un mes después de la incorporación de la materia orgánica) hubo una disminución de nematodos fitopatógenos, debido a que se obtuvo  $\pm 0.5$  %, se incrementó los nematodos depredadores a un 40 %, en cambio en el testigo tuvo un 3% de nematodos fitopatógenos y un 4% de depredadores (Tabla 6),

Se puede observar que la población de nematodos de vida disminuye durante el tiempo y alcanza su mínimo de población en el mes de agosto (Tabla 6; Figura 22)

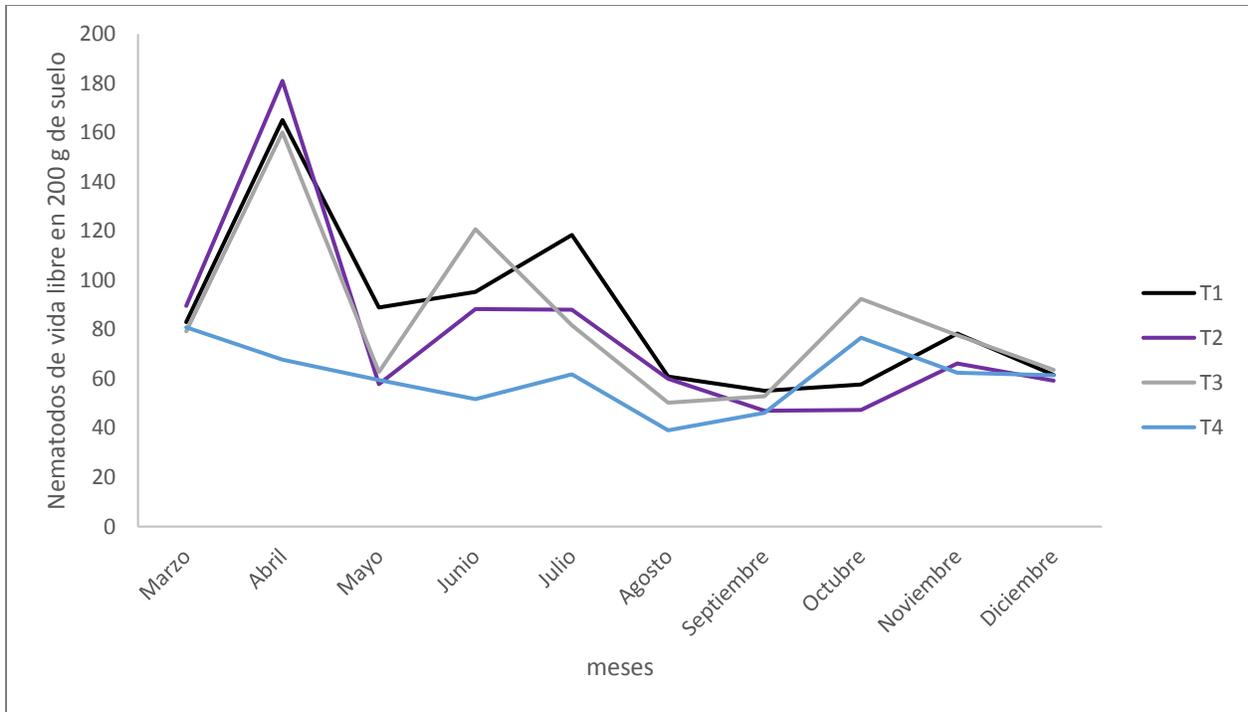
Los nematodos de vida libre que mayormente predominaron fueron los bacteriófagos, seguidos de los micófagos y por último los depredadores (Tabla 6).

**Tabla 6.** Fluctuación de nematodos por habito trófico en San Diego, Texcoco Estado de México, 2017, implementando diferentes tratamientos.

	<b>T1</b>	<b>T2</b>	<b>T3</b>	<b>T4</b>
<b>Marzo</b>				
Número de individuos (promedio)	323.88	335.62	316.00	316.00
Fitopatógenos (%)	4.30	2.90	4.10	3.00
Micofagos (%)	27.90	26.70	27.40	28.00
Bacteriofagos (%)	64.20	66.70	65.40	64.80
Depredadores (%)	3.70	3.70	3.20	4.20
<b>Abril</b>				
Número de individuos (promedio)	273.12	298.5	297.88	168
Fitopatógenos (%)	0.10	0.00	0.20	4.50
Micofagos (%)	21.70	21.50	25.80	26.00
Bacteriofagos (%)	37.90	38.90	41.60	49.80
Depredadores (%)	40.30	39.60	32.40	19.60
<b>Mayo</b>				
Número de individuos (promedio)	229.00	199.88	173.62	206.50
Fitopatógenos (%)	1.30	3.70	1.60	4.80
Micofagos (%)	22.30	40.40	22.40	22.00
Bacteriofagos (%)	60.80	45.10	64.40	64.20
Depredadores (%)	15.60	10.80	11.60	9.10
<b>Junio</b>				
Número de individuos (promedio)	221.25	214.71	213.62	181.12
Fitopatógenos (%)	3.70	4.60	7.30	8.80
Micofagos (%)	19.10	27.60	20.20	23.30
Bacteriofagos (%)	60.00	56.80	49.70	61.10
Depredadores (%)	17.20	11.00	22.90	6.70
<b>Julio</b>				
Número de individuos (promedio)	266.62	220.5	217.5	201.5
Fitopatógenos (%)	3.40	4.20	4.10	9.30
Micofagos (%)	21.40	23.60	28.20	33.70
Bacteriofagos (%)	54.50	56.00	55.60	46.30
Depredadores (%)	20.70	16.20	12.10	10.70
<b>Agosto</b>				
Número de individuos (promedio)	209.88	214.38	189.62	170.29
Fitopatógenos (%)	5.60	6.70	7.50	19.80

Micofagos (%)	33.70	38.30	33.10	38.30
Bacteriofagos (%)	54.00	47.10	53.30	36.50
Depredadores (%)	6.80	8.00	6.00	5.50
<b>Septiembre</b>				
Número de individuos (promedio)	199.25	177.00	201.00	201.50
Fitopatógenos (%)	8.90	10.70	8.70	22.60
Micofagos (%)	27.80	29.60	28.20	24.10
Bacteriofagos (%)	56.10	53.2	56.20	48.20
Depredadores (%)	7.30	6.50	6.90	5.00
<b>Octubre</b>				
Número de individuos (promedio)	251.25	215.00	306.50	247.25
Fitopatógenos (%)	7.60	8.90	8.20	14.60
Micofagos (%)	48.60	36.40	34.60	25.40
Bacteriofagos (%)	38.40	50.90	46.80	51.40
Depredadores (%)	5.40	3.80	10.40	8.60
<b>Noviembre</b>				
Número de individuos (promedio)	306.25	270.38	292.88	256.62
Fitopatógenos (%)	6.40	7.90	7.10	15.50
Micofagos (%)	35.40	32.60	35.70	33.30
Bacteriofagos (%)	54.00	54.80	49.50	44.10
Depredadores (%)	4.200	4.80	7.70	7.10
<b>Diciembre</b>				
Número de individuos (promedio)	60.91	52.25	80.47	57.85
Fitopatógenos (%)	8.00	8.60	8.00	15.90
Micofagos (%)	40.10	34.60	36.90	32.50
Bacteriofagos (%)	46.60	51.60	49.90	44.60
Depredadores (%)	5.30	5.10	5.30	7.00

T1 = Composta de estiércol de borrego con paja molida + col + *P. chlamydosporia*; T2 = Estiércol vacuno + col + *P. chlamydosporia*; T3 = Gallinaza + col + *P. chlamydosporia* y T4 = Testigo.



**Figura 22.** Nematodos de vida libre en San Diego, Texcoco Estado de México, 2017, implementando diferentes tratamientos, T1 = composta de estiércol de borrego con paja molida + col triturada+ *P. chlamydosporia*; T2 = Estiércol vacuno + col triturada +*P. chlamydosporia*; T3 = Gallinaza + col triturada + *P. chlamydosporia* y T4 = Testigo.

**Tabla 7.** Fluctuación de nematodos fitopatógenos en San Diego, Texcoco Estado de México, 2017, implementando diferentes tratamientos.

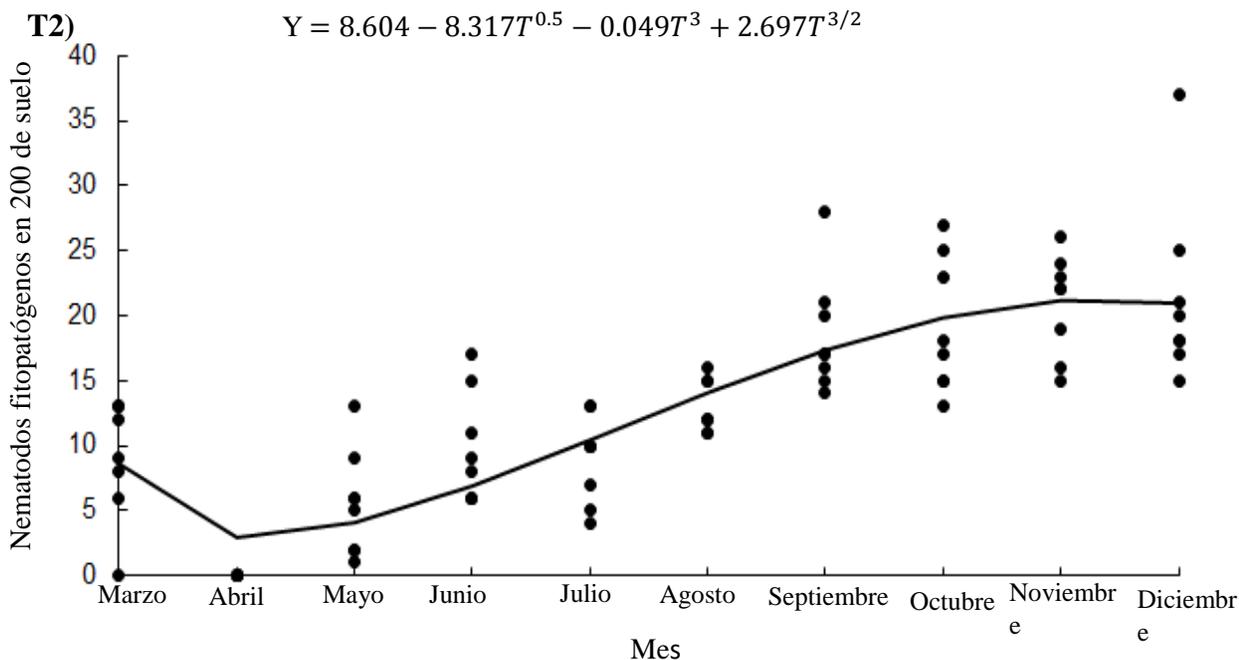
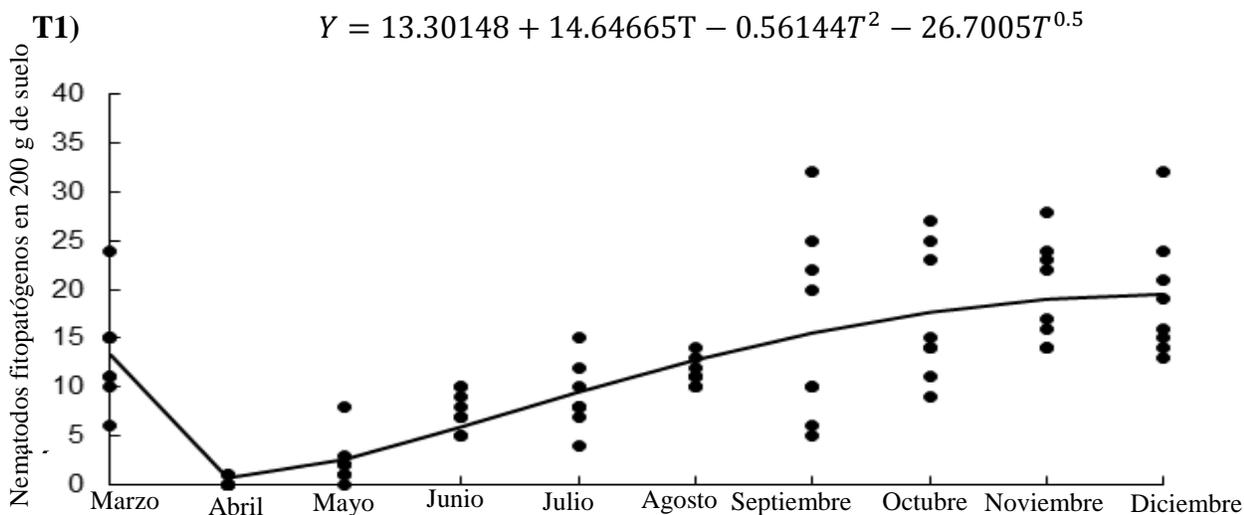
	<b>T1</b>	<b>T2</b>	<b>T3</b>	<b>T4</b>
<b>Marzo</b>	$\bar{x}$	$\bar{x}$	$\bar{x}$	$\bar{x}$
<i>Paratylenchus</i> spp.	8.37	7.00	8.25	7.00
<i>Tylenchus</i> spp.	3.75	1.10	2.5	1.12
<i>Nacobbus aberrans</i> (J2)	1.00	0.87	1.00	1.12
<i>Meloidogyne incognita</i> (J2)	0.25	0.25	0.375	0.37
<b>Abril</b>				
<i>Paratylenchus</i> spp.	0.125	0.00	0.75	3.50
<i>Tylenchus</i> spp.	0.125	0.00	0.00	0.12
<i>Nacobbus aberrans</i> (J2)	0.00	0.00	0.00	1.12
<i>Meloidogyne incognita</i> (J2)	0.00	0.00	0.00	0.00
<b>Mayo</b>				
<i>Paratylenchus</i> spp.	0.25	0.00	0.50	1.62
<i>Tylenchus</i> spp.	0.50	2.87	1.00	1.87
<i>Nacobbus aberrans</i> (J2)	1.0	1.75	1.37	3.37
<i>Meloidogyne incognita</i> (J2)	0.62	0.875	0.12	1.12
<b>Junio</b>				
<i>Paratylenchus</i> spp.	1.12	3.12	3.37	2.50
<i>Tylenchus</i> spp.	2.00	2.00	2.87	1.50
<i>Nacobbus aberrans</i> (J2)	3.50	3.62	3.00	8.37
<i>Meloidogyne incognita</i> (J2)	0.87	1.00	1.00	1.50
<i>Criconema</i> spp.	0.125	0	0	0.125
<b>Julio</b>				
<i>Paratylenchus</i> spp.	1.00	1.50	1.75	2.75
<i>Tylenchus</i> spp.	2.12	1.50	1.37	2.00
<i>Nacobbus aberrans</i> (J2)	4.25	4.37	4.00	10.50
<i>Meloidogyne incognita</i> (J2)	1.62	1.62	1.50	2.00
<b>Agosto</b>				
<i>Paratylenchus</i> spp.	0.37	0.875	0.62	1.25
<i>Tylenchus</i> spp.	0.25	0.00	0.62	0.75
<i>Nacobbus aberrans</i> (J2)	10.75	11.12	11.12	26.62
<i>Meloidogyne incognita</i> (J2)	0.12	1.00	1.37	2.25
<b>Septiembre</b>				
<i>Paratylenchus</i> spp.	0.75	1.625	1.12	1.62
<i>Tylenchus</i> spp.	2.37	1.00	5.12	0.62
<i>Nacobbus aberrans</i> (J2)	10.87	13.37	8.62	32.87

<i>Meloidogyne incognita</i> (J2)	2.25	2.50	1.62	6.50
<b>Octubre</b>				
<i>Paratylenchus</i> spp.	2.37	3.12	2.12	1.87
<i>Tylenchus</i> spp.	0.75	0.50	1.25	0.62
<i>Nacobbus aberrans</i> (J2)	13.37	13.50	13.00	27.12
<i>Meloidogyne incognita</i> (J2)	0.75	2.00	1.00	4.37
<b>Noviembre</b>				
<i>Paratylenchus</i> spp.	1.50	2.37	1.87	3.50
<i>Tylenchus</i> spp.	1.12	0.87	1.00	1.12
<i>Nacobbus aberrans</i> (J2)	15.62	12.87	14.00	30.62
<i>Meloidogyne incognita</i> (J2)	1.50	1.87	2.00	3.75
<b>Diciembre</b>				
<i>Paratylenchus</i> spp.	2.12	4.12	2.37	4.62
<i>Tylenchus</i> spp.	1.00	0.87	1.62	1.87
<i>Nacobbus aberrans</i> (J2)	13.62	14.00	15.62	25.37
<i>Meloidogyne incognita</i> (J2)	2.50	2.37	1.12	3.62

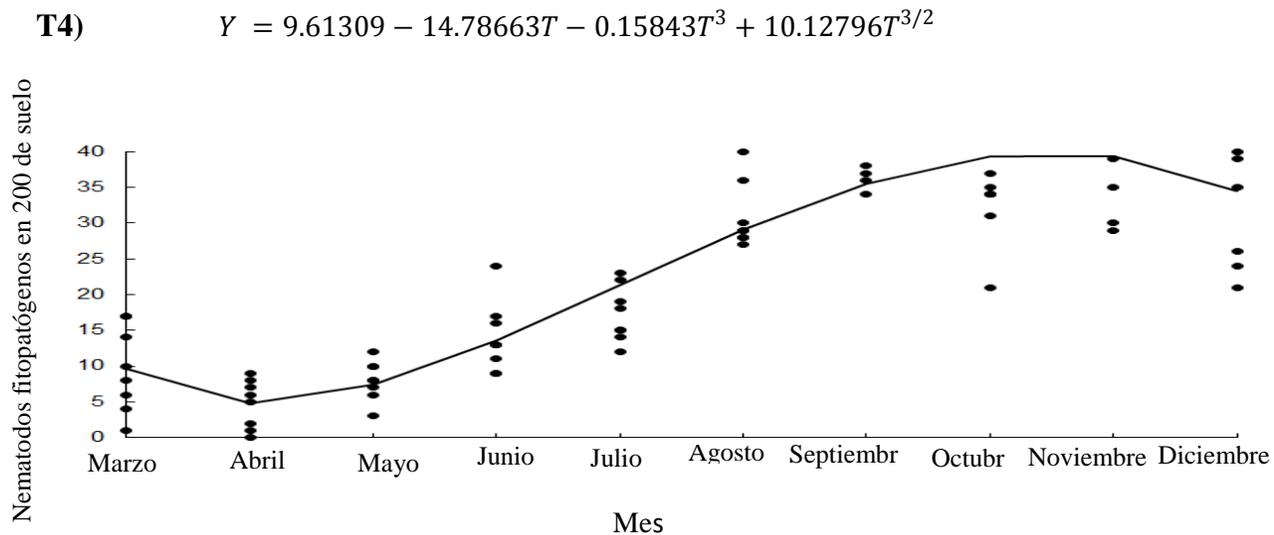
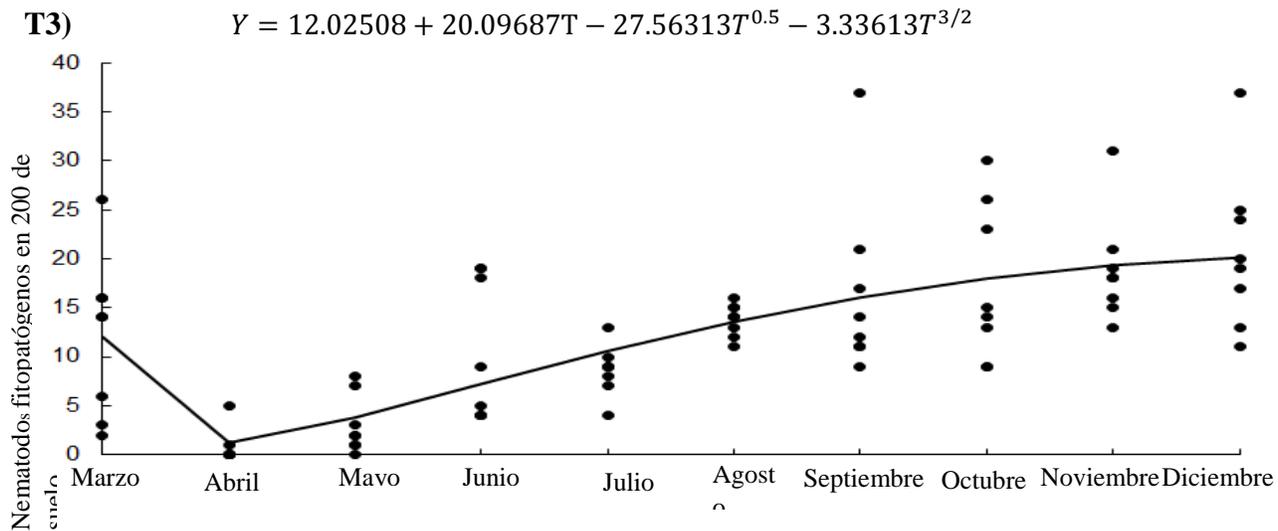
T1 = composta de estiércol de borrego con paja molida + col triturada + *P. chlamydosporia*; T2 = Estiércol vacuno + col triturada + *P. chlamydosporia*; T3= Gallinaza + col triturada + *P. chlamydosporia* y T4 = Testigo

Se puede observar que en el mes de abril (un mes después de la aplicación de enmiendas orgánicas) de hay una disminución de nematodos fitopatógenos alrededor del 50%, también se observa que en los meses de agosto a noviembre (Figura 23, 24) se incrementan las poblaciones de nematodos fitopatógenos para todos los tratamientos.

En el testigo se puede observar que en el mes de noviembre a diciembre su población de nematodos fitopatógenos comienza a decrecer.



**Figura 23.** Relación entre la población inicial de nematodos fitopatógenos y la aplicación de Tratamiento 1 y Tratamiento 2., en donde Marzo = 0; Abril = 1; Mayo = 2; Junio = 3; Julio = 4; Agosto = 5; Septiembre = 6; Octubre = 7; Noviembre = 8; Diciembre = 9. T1 = composta de estiércol de borrego con paja molida + col triturada + *P. chlamydosporia* y T2 = Estiércol vacuno + col triturada + *P. chlamydosporia*.

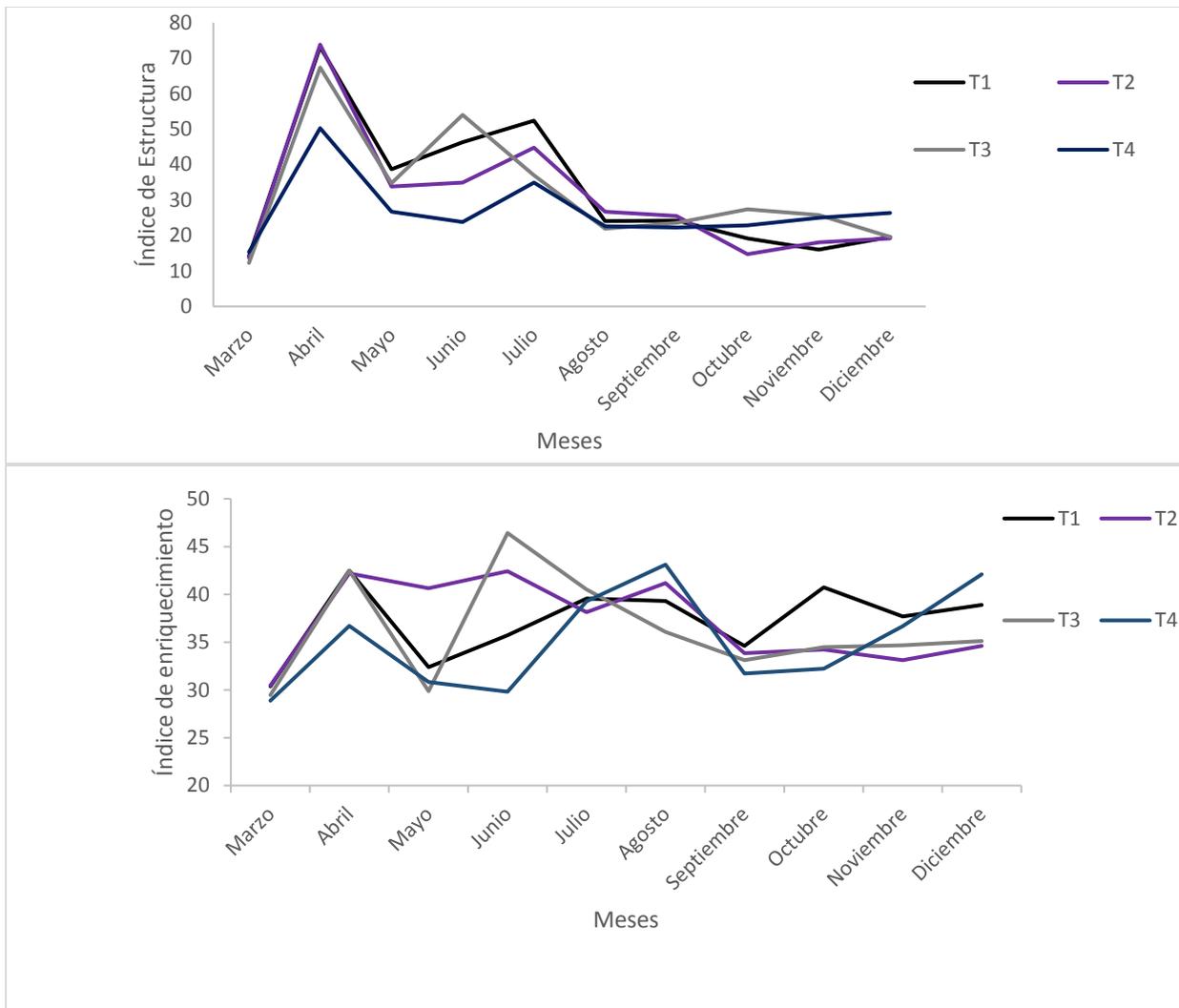


**Figura 24.** Relación entre la población inicial de nematodos fitopatógenos y la aplicación de Estiércol vacuno + col triturada + *P. chlamydosporia.*, en donde Marzo = 0; Abril = 1; Mayo = 2; Junio = 3; Julio = 4; Agosto = 5; Septiembre = 6; Octubre = 7; Noviembre = 8; Diciembre 9.

**Tabla 8.** Índice de enriquecimiento y de estructura de suelo, en San Diego, Texcoco, Estado de México, 2017, implementando diferentes tratamientos.

	<b>T1</b>	<b>T2</b>	<b>T3</b>	<b>T4</b>	<b>ANOVA,p</b>
<b>Marzo</b>					
Índice de Enriquecimiento	30.38	30.47	29.47	28.88	0.808
Índice de Estructura	14.22	13.7	12.27	15.36	0.641
<b>Abril</b>					
Índice de Enriquecimiento	42.48	42.19	42.47	36.71	0.137
Índice de Estructura	73.16	73.79	67.33	50.24	<0.001
<b>Mayo</b>					
Índice de Enriquecimiento	32.4	40.65	29.88	30.83	0.195
Índice de Estructura	38.71	33.76	34.73	26.67	0.615
<b>Junio</b>					
Índice de Enriquecimiento	35.72	42.42	46.42	29.82	0.025
Índice de Estructura	46.32	34.91	53.93	23.83	0.005
<b>Julio</b>					
Índice de Enriquecimiento	39.56	38.13	40.52	39.27	0.79
Índice de Estructura	52.37	44.72	36.92	34.92	0.041
<b>Agosto</b>					
Índice de Enriquecimiento	39.3	41.18	36.08	43.11	0.189
Índice de Estructura	24.01	26.72	21.87	22.63	0.831
<b>Septiembre</b>					
Índice de Enriquecimiento	34.6	33.86	33.11	31.71	0.956
Índice de Estructura	24.21	25.53	23.5	22.25	0.967
<b>Octubre</b>					
Índice de Enriquecimiento	40.74	34.21	34.48	32.22	0.261
Índice de Estructura	19.2	14.72	27.37	22.82	0.62
<b>Noviembre</b>					
Índice de Enriquecimiento	37.68	33.12	34.67	36.67	0.475
Índice de Estructura	15.99	18.04	25.73	24.97	0.226
<b>Diciembre</b>					
Índice de Enriquecimiento	38.9	34.6	35.11	42.1	0.112
Índice de Estructura	19.64	19.2	19.59	26.36	0.481

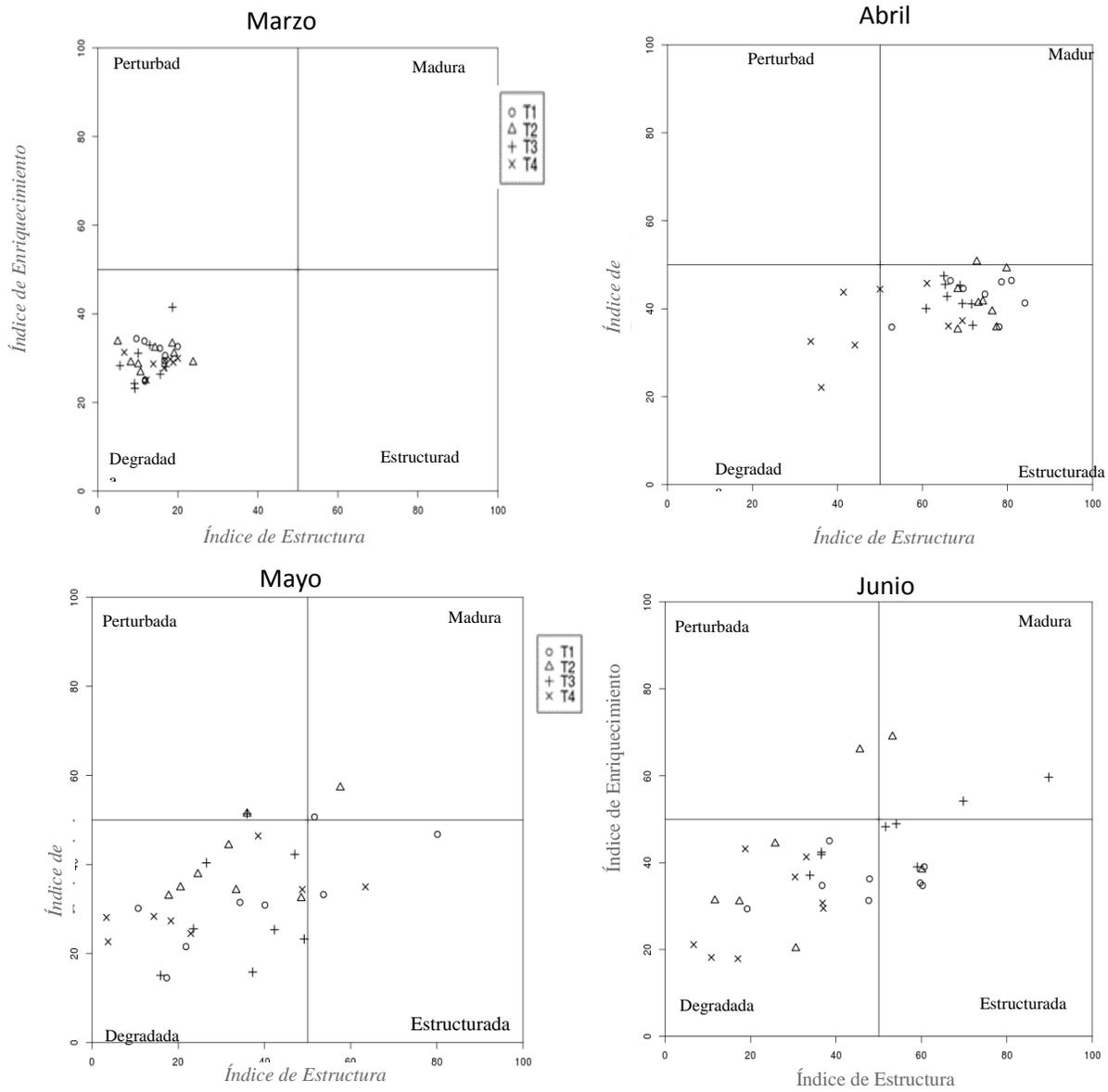
T1 = composta de estiércol de borrego con paja molida + col triturada+ *P. chlamydosporia*; T2 = Estiércol vacuno + col triturada +*P. chlamydosporia*; T3 = Gallinaza + col triturada + *P. chlamydosporia* y T4 = Testigo.



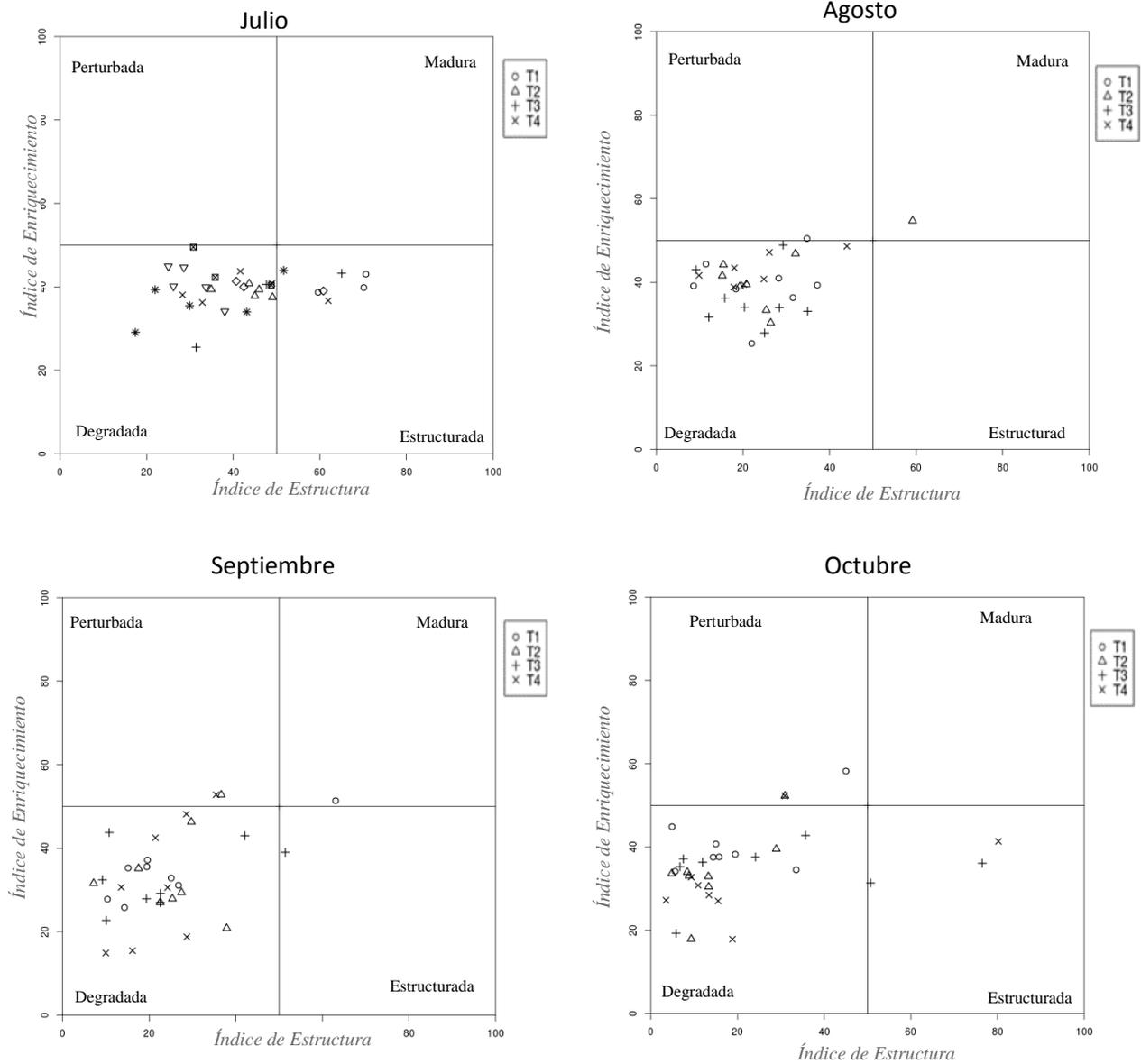
**Figura 25.** Índice de estructura e Índice de enriquecimiento en San Diego, Texcoco Estado de México, 2017, implementando diferentes tratamientos, T1 = composta de estiércol de borrego con paja molida + col triturada+ *P. chlamydosporia*; T2 = Estiércol vacuno + col triturada +*P. chlamydosporia*; T3 = Gallinaza + col triturada + *P. chlamydosporia* y T4 = Testigo.

En el mes de marzo se puede observar el índice de estructura y el índice de enriquecimiento es  $\pm 12$  y de  $\pm 28$  respectivamente, lo cual al suelo posiciona en la categoría de suelos degradados, sin embargo en el mes de abril un mes después de la aplicación de los tratamientos el suelo obtuvo un índice de estructura 70 y un índice de enriquecimiento de 40 (Tabla 8), lo cual posiciona al suelo en la categoría suelos estructurados.

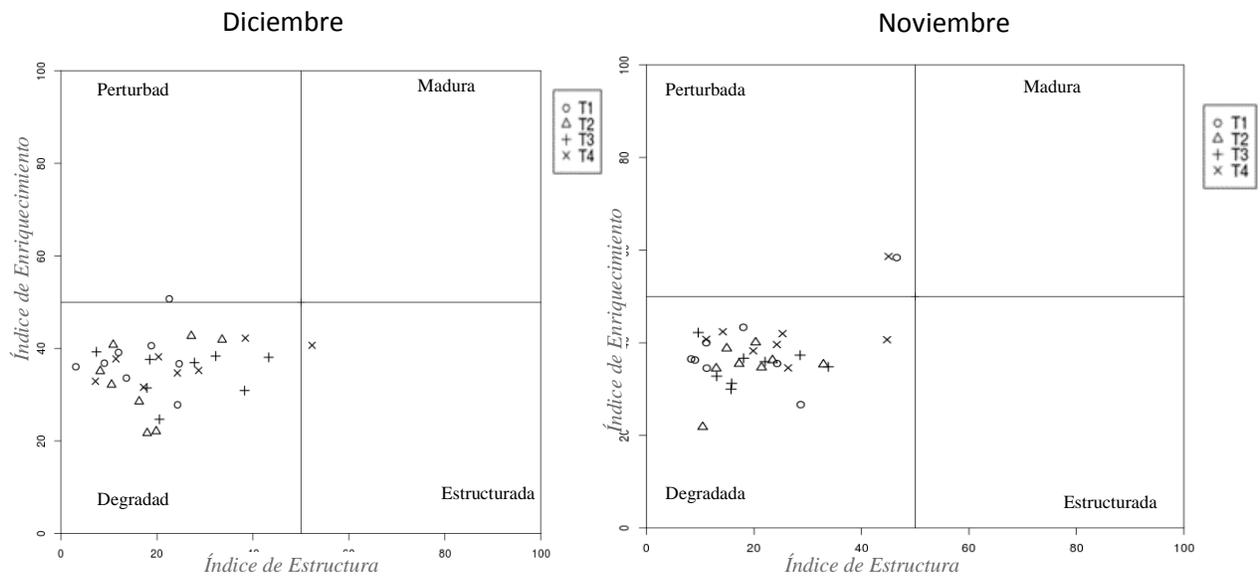
Conforme va transcurriendo los meses se observa un juego dinámico en el suelo, ya que en los meses de mayo se observa una tendencia a permanecer en suelos degradados (Figura 26), hasta llegar al mes de diciembre en el cual se nota que la mayoría de los tratamientos volvieron a permanecer en la categoría de suelos degradados (Figura 28).



**Figura 26.** Diagnóstico del estado de la red trófica edáfica en suelo tratado con diferentes enmiendas orgánicas en el cultivo de jitomate bajo invernadero, en el poblado de San Diego Texcoco, Estado de México, 2017.



**Figura 27.** Diagnóstico del estado de la red trófica edáfica en suelo tratado con diferentes enmiendas orgánicas en el cultivo de jitomate bajo invernadero, en el poblado de San Diego Texcoco, Estado de México, 2017.



**Figura 28.** Diagnóstico del estado de la red trófica edáfica en suelo tratado con diferentes enmiendas orgánicas en el cultivo de jitomate bajo invernadero, en el poblado de San Diego Texcoco, Estado de México, 2017.

## 1.19 DISCUSIÓN

Se observa que en el mes de marzo, el suelo se encontraba en estado degradado (Figura 26), debido a que tenía un índice de enriquecimiento (IE)  $\pm 30$  y un índice de estructura (IE)  $\pm 12$  (Tabla 8), tenía  $\pm 80$  especies de nematodos de vida libre en el suelo, de los cuales prevalecieron con un  $\pm 40\%$  los nematodos bacteriófagos (Tabla 6), nuestros datos pueden concordar con lo descrito por Ferris *et al.*, (2001) y Khan y Kim (2007), ya que señalan que los nematodos bacteriófagos se adaptan a condiciones de estrés y pueden sufrir anhidrobiosis, lo que les permite sobrevivir a condiciones extremas y Petraitis *et al.*, (1989) señalan que cuando hay severas perturbaciones como la labranza convencional en el suelo, solamente permanecen los taxones resistentes a estas condiciones, entre los cuales se encuentran los nematodos bacteriófagos. En cuanto a nuestro suelo degradado Ferris *et al.*, (2001), reportan una baja relación de C:N, una disminución de nematodos en el suelo, la cual puede haber disminuido por condiciones ambientales adversas, una de estas razones puede ser la labranza convencional (Petraitis *et al.*, 1989) y que al tomar la primera muestra de suelo, había transcurrido 37 días de haber retirado el anterior cultivo de jitomate, por lo cual, el suelo se encontraba totalmente desnudo, esto puede ocasionar pérdida de humedad, por lo cual podemos suponer que hubo una reducción de las poblaciones de nematodos de vida libre, así como de nematodos fitopatógenos, debido a que el suelo tenía poca humedad y no había planta en el suelo.

En el mes de abril en las UEs donde se incorporó enmiendas orgánicas, se observó un  $\pm 37\%$  de nematodos depredadores (Tabla 6), un incremento de poblaciones de nematodos de vida libre (Figura 22) así como de fitopatógenos (Figura 23, 24), lo cual concuerda con lo descrito por Arpin y Armendáriz (1996), ya que ellos señalan que la presencia de nematodos depredadores son indicadores de buena salud del suelo, debido a que regulan las poblaciones de nematodos

fitopatógenos y se encuentran generalmente asociados con ambientes naturales, en cuanto a la disminución de poblaciones de nematodos fitopatógenos pudo deberse a la descomposición de la col y de los abonos orgánicos, debido a que diferentes autores han descrito que las brassicas pueden producir isotiocianatos, tiocianatos; las cuales son sustancias nematocidas y los estiércoles liberan amonio, el cual puede actuar como nematocida (Gimsing y Kirkegaard, 2006; Cole R. A., 1976; Bello *et al.*, 2000; Mian *et al.*, 1982; Mian y Rodríguez-Kábana 1982 a,b; Rojas y Ortuño 2007; Barahona, 2015; De cal y Melgarejo, 2017; Estrada Pareja, 2005; De la Cruz *et al.*, 2009). En el mes de abril se puede observar que las UEs donde se incorporó los tratamientos de abonos orgánicos obtuvieron un IE  $\pm$  42 y un IE  $\pm$  71 (Tabla 8), lo que permitió que los suelos pasaran de estar en la categoría de suelos degradados a suelos estructurados (Figura 26), de acuerdo con los descrito por Ferris *et al.*, 2001, los suelos estructurados hace referencia a una alta fertilidad, una relación moderada de C:N y son suelos supresivos de enfermedades edáficas; sin embargo, en el testigo (en el cual no se aplicó ningún residuo orgánico) siguió permaneciendo en categoría de suelos degradados (Figura 26) y las poblaciones de nematodos de vida libre fueron bajas en comparación con los tratamientos donde se aplicaron las enmiendas orgánicas.

Durante el transcurso de los meses, en los tratamientos donde se incorporó los residuos orgánicos al igual que en el testigo, se observó una disminución en las poblaciones de nematodos depredadores, y hubo un incremento en poblaciones de nematodos fitopatógenos y bacteriófagos (Tabla 6), sin embargo, en la UEs donde se incorporó las enmiendas orgánicas, obtuvieron un menor número de nematodos fitopatógenos en comparación con el testigo, por lo anterior Neher (2010) menciona que un suelo agrícola en donde se desplaza la vegetación nativa favorece la sucesión de especies oportunistas, como son las bacterias que colonizan el suelo, lo cual

concuerta con nuestros datos, ya que se observa un mayor incremento de poblaciones de nematodos bacteriófagos a lo largo del ciclo de cultivo (Tabla 6).

En los meses de mayo a diciembre se pudo observar que los suelos vuelven a permanecer en la categoría de suelos degradados, esto puede concordar con lo descrito por Sinha *et al.*, (1997); Lützow *et al.*, (2006) y Oades (1989) ya que ellos describen que un suelo en equilibrio tiene una serie de procesos, los cuales involucran aspectos: biológicos, químicos y físicos y estos procesos se dan en tiempos largos. Julca *et al.*, 2006; Magdoff y Weil, 2004 explican que la materia orgánica (MO) que se incorpora al suelo, pasa por un proceso de humificación, la cual es la etapa más rápida del proceso de descomposición la MO, debido a que los microorganismos del suelo actúan sobre la MO, lo cual da una intensa actividad microbiana, posteriormente se forma el humus estable y la fase de mineralización, las cuales se caracterizan por ser las fases más lentas de descomposición de la MO, debido a que el humus estable recibe la acción de otros microorganismos que lo destruyen progresivamente, por lo anterior se puede suponer que en el mes de abril donde se observó un cambio en la estructura del suelo fue debido a la alta actividad microbiana, pero con forme del paso de los meses (julio a diciembre) esta actividad microbiana fue disminuyendo, ocasionando un menor número de nematodos de vida libre en comparación al mes de abril (Figura 22) y un mayor número de nematodos fitopatógenos.

Un aspecto importante que se puede observar, es que en los meses de julio a septiembre, hubo un mayor incremento de nematodos fitopatógenos (Figura 23 y 24 ), en estas fechas se encontraba la planta en la etapa de llenado y maduración del fruto del jitomate, en cuanto al mes de diciembre en el testigo se observó un descenso de las poblaciones de nematodos fitopatógenos, por lo que se puede suponer que fue debido a que la planta se encontraba en etapa terminal, estos datos obtenidos concuerda con: Salazar (2013) obtuvo un mayor incremento de poblaciones de

nematodos fitopatógenos en el cultivo de jitomate en la etapa de cosecha; Martez *et al.*, (1996) obtuvieron un mayor incremento de la población de *M. incognita* a los 90 días después de haber trasplantado jitomate y según, Cadet *et al.* 2005, explica que entre los nematodos fitopatógenos hay una relación muy estrecha con la planta hospedante, ya que la planta tiene que aportarle alimento para que los nematodos se puedan desarrollar y completar su ciclo de vida.

Una de las consecuencias de tener monocultivos, es la degradación del suelo y la aparición de plagas edáficas (Altieri 2009; Altieri y Nicholls, 2008), de acuerdo con Ramírez *et al.*, (2011) el monocultivo ocasiona cambios severos, los cuales están relacionado con la labranza y la fertilización, puesto que son producidos por condiciones antrópicas, las cuales son actividades más rápidas que perturban el balance entre el suelo y su medio ambiente (Ramírez *et al.*,2011), se cree que aproximadamente más del 64 % de los suelos en México, tienen alguna clase de deterioro (López *et al.*, 2010), por lo cual es de suma importancia tomar medidas ante esto.

Una de las alternativas que se pueden emplear en este estudio, es la rotación de cultivos debido a que mejora la producción y la salud del suelo (Smith *et al.*, 2008; Fuentes *et al.*, 2009; West y Post., 2002); la disminución de labranza se puede considerar como otra alternativa, en la actualidad existen investigaciones en las cuales han reportado que al cambiar la labranza tradicional por una de recuperación, se obtienen resultados favorables, tanto en las propiedades físicas, químicas y en el incremento de la masa microbiana del suelo (Govaerts *et al.*, 2005; Mora Gutiérrez *et al.*, 2001; Sisti *et al.*, 2004); otra de las alternativas es la incorporación de MO periódicamente, ya que aumentan macronutrientes, micronutrientes, retención de agua en el suelo, agregados en estabilidad, capacidad de intercambio catiónico y mejora la microbiología del suelo (Gadermaier *et al.*,2011; Dalal *et al.*, 1991; Kumar,y Goh, K. M. 1999), Araujo *et al.*, 2015 han reportado que al incorporar MO en el suelo, puede recuperar la densidad de la fauna

del suelo después de cuatro años, por lo cual este proceso es lento pero efectivo para la restauración del suelo, una de las alternativas en el proceso de restauración de los suelos puede consistir en el empleo de MO con propiedades de nematocidas (Brassicas), ya que se estaría reconstruyendo la masa microbiana y así mismo se suprimirían las enfermedades edáficas.

## **1.20 CONCLUSIONES**

Hubo mayor presencia de nematodos fitopatógenos en el testigo en comparación con los tratamientos donde se incorporó la materia orgánica acompañada por *P. chlamydosporia*.

Hubo recuperación del suelo después de la incorporación de materia orgánica acompañada por *P. chlamydosporia*, sin embargo, esta aplicación no fue suficiente mantener la recuperación.

El sitio de estudio, se encuentra en la categoría de suelos degradados.

## **1.21 RECOMENDACIONES**

Seguir aplicando materia orgánica con propiedades nematocidas para el combate de nematodos fitopatógenos.

Aplicar materia orgánica fraccionada a lo largo del ciclo de jitomate, con el objetivo de mantener la fauna benéfica del suelo.

Hacer rotación de cultivos, con el objetivo de disminuir los problemas de plagas y con ello recuperar la fauna nematológica benéfica del suelo.

Optar por una labranza menos dañina con las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo.

## 1.22 LITERATURA CITADA

- Araújo, A. S. F., Eisenhauer, N., Nunes, L. A. P. L., Leite, L. F. C., and Cesarz, S. 2015. Soil surface-active fauna in degraded and restored lands of northeast Brazil. *Land degradation and Development* 26: 1-8.
- Altieri, M. A. 1994. Bases agroecológicas para una producción agrícola sustentable. *Agricultura técnica* 54: 371-386.
- Altieri, M. 2009. *La agricultura moderna: impactos ecológicos y la posibilidad de una verdadera agricultura sustentable*. University of California, Berkeley, Department of Environmental Science, Policy and Management. Berkeley, CA, USA.
- Altieri, M. A., and Nicholls, C. 2008. Optimizando el manejo agroecológico de plagas a través de la salud del suelo. *Agroecología* 1: 29-36
- Ayoub, S. M. 1977. *Plant Nematology*. An Agricultural Training Aid. Department of Food and Agriculture. Division of Plant Industry. Laboratory Services-Nematology. USA, pp 157.
- Barahona, L. A., Samaniego, R. D., Guerra, J. A., Castillo, G., y Agurto, J. 2015. Utilización de la gallinaza como biofumigante de suelo en el cultivo de melón. *Ciencia Agropecuaria* 23:95-109.
- Bello, A., López-Pérez, J. A., and Díaz-Viruliche, L. 2000. Biofumigación y solarización como alternativas al bromuro de metilo. *Memorias del Simposium Internacional de la Fresa* Zamora, México, 24-50.

- Borek, V., and Morra, M. J. 2005. Ionic thiocyanate (SCN<sup>-</sup>) production from 4-hydroxybenzyl glucosinolate contained in *Sinapisn alba* seed meal. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 53: 8650-8654.
- Cadet, P., Masse, D and Thioulouse, J. 2005. Relationships between plant-parasitic nematode community, fallow duration and soil factors in the Sudano-Sahelian area of Senegal. *Agriculture. Ecosystems and Environment* 108:302-317.
- Castiblanco, O., Franco, J., y Montecinos, R. 2016. Razas y gama de hospedantes en diferentes poblaciones del nematodo *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935), Thorne & Allen 1944. *Revista Latinoamericana de la papa* 11: 85-96.
- Cid del Prado Vera, I., Tovar Soto, A., y Hernández, J. A. 2001. Distribución de especies y razas de *Meloidogyne* en México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 19: 32-39
- Cole, R. A. 1976. Isothiocyanates, nitriles and thiocyanates as products of autolysis of glucosinolates in Cruciferae. *Phytochemistry* 15: 759-762.
- Dalal, R. C., Henderson, P. A., and Glasby, J. M. 1991. Organic matter and microbial biomass in a Vertisol after 20 yr of zero-tillage. *Soil Biology and Biochemistry* 23: 435-441.
- De Cal Antonio and Malgarejo paloma. 2017. Control biológico de enfermedades vegetales. Capítulo 17. Melero –vara La aplicación de enmiendas orgánicas al suelo en el manejo de Fusariosis del clavel, esparrago y tomate.: 1ra ed. Phytoma-España, SL, pp 129-134

- De la Cruz-Lázaro, E., M. A. Estrada-Botello, V. Robledo-Torres, R. Osorio-Osorio, C. Márquez-Hernández, and R. Sánchez-Hernández. 2009. Producción de tomate en invernadero con composta y vermicomposta como sustrato. *Universidad y Ciencia* 25: 59-67.
- Delgado, B. P., y Díaz, L. H. 2009. VCP1 Protease detection in *Pochonia chlamydosporia* var. *catenulata* Strain IMI SD 187. *Revista de Protección Vegetal* 24: 166-172.
- Estrada Pareja, M. 2005. Manejo y procesamiento de la gallinaza. *Revista Lasallista de Investigación*, 2: 43-48.
- Ferris, H., Bongers, T., and De Goede, R. G. M. 2001. A framework for soil food web diagnostics: extension of the nematode faunal analysis concept. *Applied soil ecology* 18:13-29.
- Ferris, H; Venette, R and Scow, K. 2004. Soil management to enhance bacterivore and fungivore nematode populations and their nitrogen mineralisation function. *Applied Soil Ecology* 25:19-35.
- Franco-Navarro, F., del Prado-Vera, I. C., Zavaleta-Mejía, E., y Sánchez-García, P. 2002. Aplicación de enmiendas orgánicas para el manejo de *Nacobbus aberrans* en tomate. *Nematropica* 32:113-124.
- Fuentes, M., Govaerts, B., De León, F., Hidalgo, C., Dendooven, L., Sayre, K. D., and Etchevers, J. 2009. Fourteen years of applying zero and conventional tillage, crop rotation and residue management systems and its effect on physical and chemical soil quality. *European Journal of Agronomy* 30:228-237.

- Gadermaier F., A. Berner, A. Fliesbach, J. K. Friedel, and P. Mader. 2011. Impact of reduced tillage on soil organic carbon and nutrient budgets under organic farming. *Renewable Agriculture and Food Systems* 27:1–13.
- Gimsing, A. L., and Kirkegaard, J. A. 2006. Glucosinolate and isothiocyanate concentration in soil following incorporation of *Brassica* biofumigants. *Soil Biology and Biochemistry* 38:2255-2264.
- Govaerts, B., Sayre, K. D., and Deckers, J. 2005. Stable high yields with zero tillage and permanent bed planting? *Field crops research* 94:33-42.
- Julca-Otiniano, A., Meneses-Florián, L., Blas-Sevillano, R., and Bello-Amez, S. 2006. La materia orgánica, importancia y experiencia de su uso en la agricultura. *Idesia (Arica)* 24(1):49-61
- Kerry, B.R and Jaffee, B.A. 1997. Fungi as biological control agents for plant parasitic nematodes. *The Mycota* 4:203–218.
- Khan, Z., and Kim, Y. H. 2007. A review on the role of predatory soil nematodes in the biological control of plant parasitic nematodes. *Applied Soil Ecology* 35:370-379.
- Kirkegaard, J.A., Gardner, P.A., Desmarchelier, J.M. and Angus, J.F., 1993. Biofumigation using *Brassica* species to control pests and diseases in horticulture and agriculture. In: Wratten, M., Mailer, R.J. (Eds.), 9th Australian Research Assembly on Brassicas. British Society for Plant Pathology, Agricultural Research Institute, Wagga Wagga, pp. 77-82.
- König, H. 2006. *Intestinal microorganisms of termites and other invertebrates* (Vol. 6). Springer Science and Business Media.

- Kumar, K., and Goh, K. M. 1999. Crop residues and management practices: effects on soil quality, soil nitrogen dynamics, crop yield, and nitrogen recovery. In *Advances in agronomy*. Vol. 68. Academic Press, pp. 197-319
- López Martínez, J. D., Vázquez Vázquez, C., Salazar Sosa, E., Zúñiga Tarango, R., and Trejo Escareño, H. I. 2010. Sistemas de labranza y fertilización en la producción de maíz forrajero. *Phyton*, 79: 47-54.
- Lützw, M. V., Kögel-Knabner, I., Ekschmitt, K., Matzner, E., Guggenberger, G., Marschner, B., and Flessa, H. 2006. Stabilization of organic matter in temperate soils: mechanisms and their relevance under different soil conditions a review. *European Journal of Soil Science* 57:426-445.
- Magdoff, F., and Weil, R. R. (Eds.). 2004. *Soil organic matter in sustainable agriculture*. CRC press.
- Martez, J. L., Acosta, N., Betancourt, C., Vicente, N., and Rodriguez, R. 1996. Control biológico de *Meloidogyne incognita* en tomate en Puerto Rico. *Nematropica* 26:143-152.
- Mashela, P. W. 2002. Ground wild cucumber fruits suppress numbers of *Meloidogyne incognita* on tomato in microplots. *Nematropica* 32:13-20.
- Mian, I. H., Godoy, G., Shelby, R. A., Rodriguez-Kabana, R., and Morgan-Jones, G. 1982a. Chitin amendments for control of *Meloidogyne arenaria* in infested soil. *Nematropica* 12:71-84.
- Mian, I. H. and Rodriguez-Kabana, R. 1982b. Soil amendments with oil cakes and chicken litter for control of *Meloidogyne arenaria*. *Nematropica* 12:205-220.

- Mora, M., Ordaz, V., Castellanos, J. Z., Aguilar Santelises, A., Gavi, F., y Volke, V. 2001. Sistemas de labranza y sus efectos en algunas propiedades físicas en un vertisol, después de cuatro años de manejo. *Terra Latinoamericana* 19: 67-74
- Morise, H., Miyazaki, E., Yoshimitsu, S., and Eki, T. 2012. Profiling nematode communities in unmanaged flowerbed and agricultural field soils in Japan by DNA barcode sequencing. *PLoS One*, 7(12): e51785.
- Neher, D. A. 2001. Role of nematodes in soil health and their use as indicators. *Journal of Nematology* 33: 161–168
- Neher, D. A. 2010. Ecology of plant and free-living nematodes in natural and agricultural soil. *Annual review of Phytopathology* 48:371-394
- Oades, J. M. 1989. An introduction to organic matter in mineral soils. *Minerals in Soil Environments* 89-159.
- Petratis PS, Latham RE, Niesenbaum RA. 1989. The maintenance of species diversity by disturbance. *Q. The Quarterly Review of Biology* 64:393–41.
- Puertas, A., de la Noval, B. M., Martínez, B., Miranda, I., Fernández, F., e Hidalgo-Díaz, L. 2006. Interacción de *Pochonia chlamydosporia* var. *catenulata* con *Rhizobium* sp., *Trichoderma harzianum* y *Glomus clarum* en el control de *Meloidogyne incognita*. *Revista de Protección Vegetal* 21:80-89.

- Ramírez, M. E., Limas, E. A., Ortiz, P. R., y Díaz, A. R. 2011. Degradación de suelos por actividades antrópicas en el norte de Tamaulipas, México. *Papeles de geografía*, (53-54), 77-88.
- Rodríguez-Kabana, R. 1986. Organic and inorganic nitrogen amendments to soil as nematode suppressants. *Journal of Nematology* 18:129-134
- Rojas Rodríguez, Kattia, y Ortuño, Noel. 2007. Evaluación de micorrizas arbusculares en interacción con abonos orgánicos como coadyuvantes del crecimiento en la producción hortícola del Valle Alto de Cochabamba. Bolivia. *Acta Nova* 3:697-719.
- Sieriebriennikov, B., Ferris, H., and de Goede, R.G.M. 2014. "NINJA: An automated calculation system for nematode-based biological monitoring". *European Journal of Soil Biology* 61: 90-93.
- Salazar-Antón, Wilber, y Guzmán-Hernández, Tomás de Jesús. 2013. Nematodos fitoparásitos asociados al tomate en la zona occidental de Nicaragua. *Agronomía Mesoamericana* 24:27-36.
- Sinha, M. K., Sinha, D. P., and Sinha, H. 1977. Organic matter transformations in soils. *Plant and Soil* 46: 579-590.
- Sisti, C. P., dos Santos, H. P., Kohhann, R., Alves, B. J., Urquiaga, S., and Boddey, R. M. 2004. Change in carbon and nitrogen stocks in soil under 13 years of conventional or zero tillage in southern Brazil. *Soil and Tillage Research* 76:39-58.

- Smith R.G., K. L. Gross, and G. P. Robertson. 2008. Effects of crop diversity on agroecosystem functions: Crop yield response. *Ecosystems* 11:355-366
- Torres-López, Japhet. 2014. Biodesinfección del suelo y uso de *Pochonia chlamydosporia* en el manejo de *Meloidogyne aberrans* en el cultivo de guayabo en el oriente de Michoacán. Tesis para obtener el grado de Maestro en ciencia. Colegio de Postgraduados, pp 1-85.
- Villa-Briones, A., Zavaleta-Mejía, E., Vargas-Hernández, M., Gómez-Rodríguez, O., and Ramírez-Alarcón, S. 2008. Incorporación de vermicomposta para el manejo de *Nacobbus aberrans* en jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). *Revista Chapingo. Serie Horticultura* 14:249-255.
- West, T. O., and Post, W. M. 2002. Soil organic carbon sequestration rates by tillage and crop rotation. *Soil Science Society of America Journal* 66:1930-1946.

## CONCLUSIÓN GENERAL

---

Todos los tratamientos en donde se incorporó materia orgánica acompañada por *Pochonia chlamydosporia* redujeron significativa en el índice de agallamiento, sin embargo, el mejor tratamiento fue gallinaza + col + *Pochonia chlamydosporia*, ya que obtuvo una reducción del índice de agallamiento del 50 %; una colonización de *Pochonia chlamydosporia* en raíces de  $4.17 \times 10^7$  UFC/g en raíz y una colonización en masas de huevos del 69%; el sitio de estudio se encuentra en la categoría de suelos degradados.

## ANEXO 1.

---

MEDIO SEMI-SELECTIVO PARA *Pochonia chlamydosporia* A BASE DE PDA (PARA 1L DE AGUA)

Se agrega la cantidad descrita en la etiqueta del Medio Semi-selectivo a base de PDA y junto con esta se le añade 17.5 g L<sup>-1</sup> de NaCl y 75mg de Rosa de Bengala, esta mezcla se esterilizará a 121°C por 20min.

Una vez esterilizado el medio y que sea tolerable al tacto, se añaden los antibióticos:

Sulfato de estreptomicina (50mg L<sup>-1</sup>), Clorotetraciclina (50mg L<sup>-1</sup>), Clorafenicol (50mg L<sup>-1</sup>).

y posteriormente los siguientes funguicidas: Benomyl (37.5mg L<sup>-1</sup>), Tiabendazol (37.5mg L<sup>-1</sup>), finalmente se agregan 3ml de Triton X-100 para facilitar la dilución de éstos.

## ANEXO 2.

---

AJ: ácido jasmónico

BI: Índice basal

ChI: Índice de canal

cp: Índices de las familias de los nematodos

dat: Días antes del trasplante

daeo: Días antes de la aplicación de enmiendas orgánicas

DES: diferencia estadísticamente significativa

ddieo; Días después de incorporación de enmiendas orgánicas

ddt; Días después del trasplante

EI: Índice de entiquisimiento

g: gramo

GLS: Glucosinolatos

IA: índice de agallamiento

ITCs: Isotiocinatos.

pf: Peso fresco

pH; potencial de hidrogeno

ps: Peso seco

r.p.m.: revoluciones por minuto

TIC: Tiocinato

UE; unidad experimental.

UFC: Unidades formadoras de colonias

UsE: unidades experimentales

SI: Estructura

var: Variedad

°C: Grado Celsius