



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSTGRADO EN FITOSANIDAD

FITOPATOLOGÍA

PAQUETE TECNOLÓGICO PARA EL MANEJO DE LOS NEMATODOS *Nacobbus aberrans* Y *Meloidogyne incognita* EN TOMATE DE INVERNADERO

MARCO ANTONIO MAGALLANES TAPIA

T E S I S
PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:

DOCTOR EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, ESTADO DE MÉXICO


2021

La presente tesis titulada: **Paquete tecnológico para el manejo de los nematodos *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita* en tomate de invernadero**, realizada por el alumno: **Marco Antonio Magallanes Tapia**, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

DOCTOR EN CIENCIAS
FITOSANIDAD
FITOPATOLOGÍA

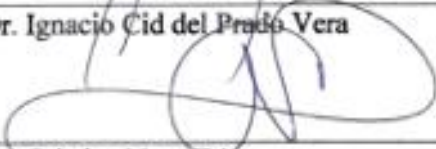
CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO



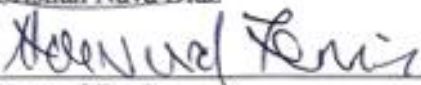
Dr. Ignacio Cid del Prado Vera

ASESOR



Dr. Cristian Nava Díaz

ASESOR



Dr. Howard Ferris

ASESOR



Dr. Juan Manuel González Camacho

ASESOR



Dr. Daniel Leobardo Ochoa Martínez

Montecillo, Texcoco, México, junio de 2021

PAQUETE TECNOLÓGICO PARA EL MANEJO DE LOS NEMATODOS *Nacobbus aberrans* Y *Meloidogyne incognita* EN TOMATE DE INVERNADERO

Marco Antonio Magallanes Tapia, Dr.
Colegio de Postgraduados, 2021

RESUMEN

Nacobbus aberrans y *Meloidogyne* spp. afectan el crecimiento del tomate y reducen hasta 70% su producción. El uso de varios métodos de manejo ha demostrado su eficacia sobre estos dos nematodos fitoparásitos; sin embargo, su empleo ha sido aislado o mal integrado. El objetivo general de la investigación fue determinar el efecto de la biosolarización combinada con productos biológicos, orgánicos y químicos para el manejo integrado de los nematodos agalladores *N. aberrans* y *M. incognita* en tomate de invernadero. Se realizaron tres experimentos divididos en dos etapas, cada uno. En la primera, se biosolarizó el sitio experimental; en la segunda etapa se trasplantaron plántulas de tomate y se aplicaron los tratamientos nematicidas durante el cultivo y hasta los 120 días después del trasplante (ddt) Se analizó el desarrollo poblacional de estas dos especies de nematodos, el daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate. Los datos se sometieron a análisis de varianza y comparación de medias. En el experimento 1, se evaluó el efecto de la biosolarización con brócoli y estiércol de borrego, en combinación con productos biológicos (*Purpureocillium lilacinum* y *Pochonia chlamydosporia*) y químicos (fluopyram y abamectina) sobre *N. aberrans* y *M. incognita* en invernadero, durante 2018. El diseño experimental fue en bloques al azar generalizado (DEBAG) con 6 tratamientos y 4 repeticiones. La densidad poblacional de *N. aberrans* se redujo 88.7% de 60 ddt a los 120 ddt. La población de *M. incognita* fue baja durante todo el ensayo. Fluopyram y la mezcla *P. lilacinum* + fluopyram disminuyeron 58.1% y 67.2% la población de *N. aberrans*, respectivamente. No hubo evidencia estadística para indicar cual fue el mejor tratamiento con relación al daño radicular y al rendimiento

de tomate. En el experimento 2, se determinó el efecto de la biosolarización con alfalfa verde, composta de tomate, estiércol de conejo y de estiércol de gallina en combinación con productos biológicos (*P. lilacinum* y *Trichoderma viride*) y orgánicos (*Tagetes erecta* y extractos vegetales) sobre *N. aberrans* y *M. incognita* en invernadero con sistema de producción orgánico, en 2019. El experimento fue en DEBAG con 6 tratamientos y 4 repeticiones. La población total de *N. aberrans*, en todo el experimento, decreció 31.9% de los 60 a los 120 ddt; mientras que la densidad poblacional total de *M. incognita* se detectó a los 120 ddt con 105 especímenes. No se registró evidencia estadística para mencionar cual fue el mejor tratamiento biológico u orgánico con relación a la población de *N. aberrans* y *M. incognita*, al daño radicular o al rendimiento de tomate. En el experimento 3 se estimó el efecto de la biosolarización con sorgo, estiércol de pollo y estiércol de borrego, y no biosolarización, en combinación con productos biológicos (*P. lilacinum*, *P. chlamydosporia* y *T. viride*), orgánicos (*T. erecta* y extractos vegetales) y químicos (fluopyram) sobre *N. aberrans* y *M. incognita* en invernadero, durante 2019. El diseño experimental fue en parcelas divididas con 2 factores y 4 repeticiones. La parcela biosolarizada registró 86.3% menos población total de *Nacobbus aberrans* en todo el experimento, antes del trasplante de tomate en comparación con la parcela sin biosolarización. La parcela biosolarizada presentó 39% menos área bajo la curva de la población de *N. aberrans* (ABCPNA) y 7.1% menos área bajo la curva de daño radicular (ABCDR), durante el experimento. No existe evidencia estadística para indicar cual fue el mejor tratamiento de la parcela grande (biosolarización y no biosolarización) con relación al rendimiento de tomate. Cuando la biosolarización se combinó con fluopyram, el daño radicular, expresado en ABCDR, fue 28% menos que el testigo. Este nematicida solo, redujo el daño radicular en 22.3% e incrementó 58.7% el rendimiento de tomate. No se registró evidencia estadística que sugiera cual tratamiento de la parcela chica (biológico, orgánico o químico)

presentó la mejor interacción con y sin biosolarización, respecto al ABCPNA y al rendimiento de tomate; además, no existió evidencia estadística para indicar que tratamiento de la parcela chica fue el mejor con relación al ABCPNA.

Palabras clave: Nematodos agalladores, biofumigación, paquete tecnológico, control químico, control biológico.

**TECHNOLOGICAL PACKAGE FOR THE MANAGEMENT OF THE NEMATODES
Nacobbus aberrans AND *Meloidogyne incognita* IN TOMATO GREENHOUSE**

Marco Antonio Magallanes Tapia, Dr.
Colegio de Postgraduados, 2021

ABSTRACT

Nacobbus aberrans and *Meloidogyne* spp. affect tomato growth and reduce its production up to 70%. The use of various management methods has demonstrated its efficacy on these two plant-parasitic nematodes; however, their use has been isolated or poorly integrated. The general objective of the research was to determine the effect of biosolarization combined with biological, organic and chemical products for the integrated management of nematodes *N. aberrans* and *M. incognita* in greenhouse tomatoes. Three experiments were carried out divided into two stages, each one. In the first, the experimental site was biosolarized. In the second stage, tomato seedlings were transplanted and nematicidal treatments were applied during cultivation and up to 120 days after transplantation (dat). The population development of these two species of nematodes, cumulative root damage and yield were analyzed. In experiment 1, the effect of biosolarization with broccoli and sheep manure was evaluated, in combination with biological products (*Purpureocillium lilacinum* and *Pochonia chlamydosporia*) and chemicals (fluopyram and abamectin) on *N. aberrans* and *M. incognita* in the greenhouse, during 2018. The experiment was generalized randomized block design (GRBD) with 6 treatments and 4 replicates. The population density of *N. aberrans* was reduced by 88.7% from 60 dat to 120 dat. The *M. incognita* population was low throughout the experiment. Fluopyram and the mixture *P. lilacinum* + fluopyram decreased the population of *N. aberrans* by 58.1% and 67.2%, respectively. There was no statistical evidence to indicate which was the best treatment in relation to root damage and tomato yield. In experiment 2, the effect of biosolarization with green alfalfa, tomato compost, rabbit manure and chicken manure in combination with biological products (*P. lilacinum* and

Trichoderma viride) and organic products (*Tagetes erecta* and plant extracts) was determined on *N. aberrans* and *M. incognita* in organic greenhouse tomato production system, in 2019. The experiment was in GRBD with 6 treatments and 4 replicates. The total population of *N. aberrans*, throughout the experiment, decreased 31.9% from 60 to 120 dat. The *M. incognita* population was detected at 120 dat with 105 specimens. No statistical evidence was recorded to mention which was the best biological or organic treatment in relation to the population of *N. aberrans* and *M. incognita*, to root damage or to tomato yield. In experiment 3, the effect of biosolarization with sorghum, chicken manure and sheep manure, and non-biosolarization, in combination with biological products (*P. lilacinum*, *P. chlamydosporia* and *T. viride*), organic (*T. erecta* and plant extracts) and chemical (fluopyram) was estimated on *N. aberrans* and *M. incognita* in greenhouse, during 2019. The experimental design was in split plots with 2 factors and 4 replicates. The biosolarized plot reduced the population level of *N. aberrans* by 86.3% in the whole experiment, before tomato transplantation compared to the plot without biosolarization. The biosolarized plot presented 39% lower area under the population curve of *N. aberrans* (AUPNA) and 7.1% lower area under the root damage curve (AURDC), during the experiment. There is no statistical evidence to indicate which was the best treatment of the whole plot (biosolarization and non-biosolarization) in relation to tomato yield. When biosolarization was combined with fluopyram, the root damage, expressed in AURDC, was 28% lower than in the untreated control. Fluopyram alone, decreased the AURDC by 22.3%, and increased the tomato yield by 58.7%. No statistical evidence was recorded to suggest which treatment of the subplots (biological, organic or chemical) presented the best interaction with and without biosolarization, with respect to AUPNA and tomato yield. Furthermore, there was no statistical evidence to indicate which treatment of the subplots was the best in relation to the AUPNA.

Key words: Root-knot nematodes, biofumigation, technological package, chemical control, biological control.

AGRADECIMIENTOS

A Dios por darme la vida, e incluir en ella a todas las personas que me rodean y que son parte fundamental de mi desarrollo como persona, como hijo y como padre de familia.

A mi madre, María Teresa Tapia Rojo, por el gran y vasto significado de la palabra “mamá”.

A mi padre, Marco A. Magallanes Rodríguez, por el apoyo que siempre me has brindado y por estar en mi vida.

A mis hermanos, Leticia Isabel, Luis Sergio y Carmen Astrid. Gracias por todo su apoyo.

Al resto de mis familiares más cercanos. Gracias por la unión que nos caracteriza como una gran familia; disfruto y valoro cada reunión que tenemos.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por la beca proporcionada durante mis estudios doctorales.

Al Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo, por haberme brindado la oportunidad de realizar en ella los estudios de doctorado. Excelente e inigualable institución.

Al Posgrado de Fitosanidad por haberme aportado el conocimiento en el vasto mundo de la Fitopatología a través de sus cursos de primera calidad.

Al Doctor Ignacio Cid del Prado Vera, por la dirección de esta tesis, por sus enseñanzas, sugerencias y sobre todo su confianza para la realización y culminación de este proyecto.

A los asesores y sinodales: Dr. Cristian Nava Díaz, Dr. Juan Manuel González Camacho, Dr. Howard Ferris, Dr. Daniel L. Ochoa Martínez, Dr. Sergio Aranda Ocampo y Dr. Miguel Ángel Apodaca Sánchez por su apoyo y enseñanzas durante la realización de esta tesis.

De manera general, y para no entrar en contradicción al mencionar cada nombre, agradezco a todas aquellas personas que me dieron la confianza y me brindaron su amistad durante mi estancia doctoral en COLPOS, ubicado en esa gran ciudad de los Tlacoyos: Texcoco, México.

DEDICATORIA

A mi esposa, Wendy, y a mis hijos: Héctor Axel, Marco Alfredo y Alice. Este grado en realidad es de ustedes; son partícipes directos del sacrificio y el esfuerzo invertido.

CONTENIDO

RESUMEN.....	iii
ABSTRACT.....	vi
LISTA DE FIGURAS.....	xiii
LISTA DE CUADROS	xv
INTRODUCCIÓN	1
REVISIÓN DE LITERATURA	3
Literatura citada	20
CAPÍTULO I. EXPERIMENTO 1 - BIOSOLARIZACIÓN Y PRODUCTOS BIOLÓGICOS Y QUÍMICOS PARA EL MANEJO DE <i>Nacobbus aberrans</i> Y <i>Meloidogyne incognita</i> EN TOMATE DE INVERNADERO.....	28
1.1. RESUMEN.....	28
1.2. INTRODUCCIÓN.....	30
1.3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	31
1.4. RESULTADOS.....	37
1.5. DISCUSIÓN.....	43
1.6. CONCLUSIONES.....	47
1.7. LITERATURA CITADA	48
CAPÍTULO II. EXPERIMENTO 2 - BIOSOLARIZACIÓN Y PRODUCTOS BIOLÓGICOS Y ORGÁNICOS PARA EL MANEJO DE <i>Nacobbus aberrans</i> Y <i>Meloidogyne incognita</i> EN TOMATE DE INVERNADERO CON SISTEMA DE PRODUCCIÓN ORGÁNICO.....	51
2.1. RESUMEN.....	51
2.2. INTRODUCCIÓN.....	53
2.3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	54
2.4. RESULTADOS.....	58
2.5. DISCUSIÓN.....	63
2.6. CONCLUSIONES.....	66
2.7. LITERATURA CITADA	67

CAPÍTULO III. EXPERIMENTO 3 - BIOSOLARIZACIÓN Y PRODUCTOS BIOLÓGICOS, ORGÁNICOS Y QUÍMICOS PARA EL MANEJO DE <i>Nacobbus aberrans</i> Y <i>Meloidogyne incognita</i> EN TOMATE DE INVERNADERO	70
3.1. RESUMEN.....	70
3.2. INTRODUCCIÓN.....	72
3.3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	73
3.4. RESULTADOS.....	77
3.5. DISCUSIÓN.....	87
3.6. CONCLUSIONES.....	92
3.7. LITERATURA CITADA	93
CONCLUSIONES GENERALES.....	97

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Morfología de una planta de tomate.....	4
Figura 2. Características de los principales grupos de nematodos parásitos de plantas. Tylenchida (A-J), Longidoridae (L y M) y Trichodoridae (K y N).....	6
Figura 3. <i>Nacobbus aberrans</i> . Hembra (A-C), Macho (D-G) y Juvenil 2 (H-I). Hembra inmadura (A); región posterior de hembra adulta (B); hembras adultas (C); macho (D); región anterior (E); esófago (F); región posterior (G); región anterior (H); región posterior (I).....	8
Figura 4. Ciclo de vida de <i>Nacobbus aberrans</i>	9
Figura 5. <i>Meloidogyne</i> spp. <i>M. incognita</i> (A-I). Macho completo (A); región labial (B y C) y cola (D y E) del macho; J2 completo (F) y cola (G); hembras adultas (H). Patrones perineales (I-M). <i>M. javanica</i> (I); <i>M. incognita</i> (J); <i>M. arenaria</i> (K); <i>M. hapla</i> (L); <i>M. graminicola</i> (M); <i>M. exigua</i> (N).....	11
Figura 6. Ciclo de vida de <i>Meloidogyne</i> spp..	12
Figura 7. Proceso general de biofumigación con brassicas.	17

CAPÍTULO I

Figura 1.1. Representación gráfica de la escala de raíz agallada de Bridge y Page (1980).....	35
Figura 1.2. <i>Nacobbus aberrans</i> . Síntomas de agallamiento tipo "rosario" en tomate (A); hembras adultas con parte central del cuerpo en forma de saco (B); vulva a 95% del cuerpo en hembras inmaduras (C); espículas y una bursa de tipo peloderan en los machos (D). vu = vulva, es = espículas, bu = bursa.	37
Figura 1.3. <i>Meloidogyne incognita</i> . Síntomas de agallamiento en tomate (A); patrón perineal con arco dorsal alto y cuadrado (B); región anterior de la hembra adulta (C); región anterior del macho (D); espículas sin presencia de bursa en la cola del macho (E). es = espículas.....	38
Figura 1.4. Distribución espacial de la población total de <i>Nacobbus aberrans</i> en el sitio experimental 1.....	41

CAPÍTULO II

- Figura 2.1.** Síntomas de agallas de tipo “rosario” causado por *Nacobbus aberrans* (A) y síntomas de agallamiento ocasionadas por *Meloidogyne incognita* (B). 58
- Figura 2.2.** Distribución espacial de la población total de *Nacobbus aberrans* después de la biosolarización (A) y durante el desarrollo del cultivo (B) en invernadero..... 61
- Figura 2.3.** Densidad poblacional de grupos tróficos después de la biosolarización y durante el desarrollo de tomate. †*Aphelenchoides* sp., *Pratylenchus* sp. y *Tylenchorhynchus* sp.; ††*Acrobeles* sp. y rabdítidos (Orden Rhabditida); †††*Aphelenchus* sp. y *Tylenchus* sp.; ††††monónquidos (Orden Mononchida); †††††*Psilenchus* sp. y doriláimidos (Orden Dorylaimida); ††††††ddt, días después del trasplante. 62

CAPÍTULO III

- Figura 3.1.** Síntomas de agallas de tipo “rosario” causado por *Nacobbus aberrans* (A) y síntomas de agallamiento en tomate ocasionadas por *Meloidogyne incognita* (B). 77
- Figura 3.2.** Distribución espacial de la población total de *Nacobbus aberrans* antes de la biosolarización (A); después de la biosolarización (B); no biosolarización (C) en invernadero..... 84
- Figura 3.3.** Distribución espacial de la población total de *Nacobbus aberrans* en las parcelas biosolarizada (A) y no biosolarizada (B) en invernadero. 84
- Figura 3.4.** Densidad poblacional de grupos tróficos en parcela biosolarizada, no biosolarizada, antes y durante el desarrollo de tomate. †ADB, antes de la biosolarización; ††DDB, después de la biosolarización; †††NB, no biosolarización; ††††B, biosolarización; †††††ddt, días después del trasplante †††††*Aphelenchoides* sp., *Criconemoides* sp., *Helicotylenchus* sp., *Tylenchorhynchus* sp., *Pratylenchus* sp. y criconemátidos (Familia Criconematidae); ††††††*Acrobeles* sp. y rabdítidos (Orden Rhabditida); ††††††††*Aphelenchus* sp. y *Tylenchus* sp.; †††††††††monónquidos (Orden Mononchida); ††††††††††*Psilenchus* sp. y doriláimidos (Orden Dorylaimida). 86

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Taxonomía del tomate.	4
Cuadro 2. Nematicidas de nueva generación y abamectina.	14

CAPÍTULO I

Cuadro 1.1. Tratamientos nematicidas evaluados en el experimento 1 contra <i>Nacobbus aberrans</i> y <i>Meloidogyne incognita</i> en tomate.....	33
Cuadro 1.2. Densidad poblacional total de <i>Nacobbus aberrans</i> y <i>Meloidogyne incognita</i> , después de la biosolarización y durante el desarrollo de tomate.	39
Cuadro 1.3. Efecto de la biosolarización + tratamientos nematicidas sobre el desarrollo poblacional de <i>Nacobbus aberrans</i> , el porcentaje de daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate.....	40
Cuadro 1.4. Efecto de los bloques sobre el desarrollo poblacional de <i>Nacobbus aberrans</i> , el porcentaje de daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate.....	41
Cuadro 1.5. Grupos tróficos después de la biosolarización y durante el desarrollo de tomate.	42

CAPÍTULO II

Cuadro 2.1. Tratamientos nematicidas evaluados en el experimento 2 contra manejo de <i>Nacobbus aberrans</i> y <i>Meloidogyne incognita</i> en tomate.....	56
Cuadro 2.2. Densidad poblacional total de <i>Nacobbus aberrans</i> y <i>Meloidogyne incognita</i> , después de la biosolarización y durante el desarrollo de tomate.	59
Cuadro 2.3. Efecto de la biosolarización + tratamientos nematicidas sobre el desarrollo poblacional de <i>Nacobbus aberrans</i> , el porcentaje de daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate.....	60
Cuadro 2.4. Efecto de los bloques sobre el desarrollo poblacional de <i>Nacobbus aberrans</i> , el porcentaje de daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate.....	60

CAPÍTULO III

Cuadro 3.1. Tratamientos nematicidas evaluados en el experimento 3 contra <i>Nacobbus aberrans</i> y <i>Meloidogyne incognita</i> en tomate.....	77
---	----

Cuadro 3.2. Efecto de las interacciones entre tratamientos de la parcela grande (biosolarización y no biosolarización) y parcela chica (tratamientos nematicidas) sobre el desarrollo poblacional de <i>Nacobbus aberrans</i> , el porcentaje de daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate.	79
Cuadro 3.3. Densidad poblacional total de <i>Nacobbus aberrans</i> y <i>Meloidogyne incognita</i> en parcelas biosolarizadas y no biosolarizadas, antes y durante el desarrollo del cultivo de tomate.	80
Cuadro 3.4. Efecto de la biosolarización y la no biosolarización sobre el desarrollo poblacional de <i>Nacobbus aberrans</i> , el porcentaje de daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate.	81
Cuadro 3.5. Efecto de los tratamientos nematicidas sobre el desarrollo poblacional de <i>Nacobbus aberrans</i> , el porcentaje de daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate.	82
Cuadro 3.6. Efecto de los bloques sobre el desarrollo poblacional de <i>Nacobbus aberrans</i> , el porcentaje de daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate.	83

INTRODUCCIÓN

En México, la agricultura representa una de las actividades del sector primario más importantes. Las principales hortalizas cultivadas incluyen al tomate (*Solanum lycopersicum* L.) papa (*Solanum tuberosum* L.), tomatillo (*Physalis ixocarpa* Brot. ex Horm) y chile (*Capsicum annuum* L.). En este país, el tomate representa 8% del valor total de la producción agrícola y 28% de las exportaciones hortícolas (SIAVI 2017; SIAP-SADER 2021). Sin embargo, los nematodos parásitos de plantas; principalmente los nematodos agalladores, causan importantes pérdidas económicas a este y otros cultivos en todo el mundo (Elling 2013). Las plantas atacadas por nematodos muestran retraso en el crecimiento, menor desarrollo de las raíces, clorosis foliar y reducción de la calidad y cantidad de frutos (Sasser y Freckman 1987).

El género *Nacobbus* tiene tres especies conocidas: *N. bolivianus* (Reid *et al.* 2003; Manzanilla-López 2010), *N. dorsalis* (especie tipo) y *N. aberrans* (Sher 1970). Esta última es el más importante desde el punto de vista agrícola, debido a su amplia gama de plantas hospedantes, distribución geográfica y el impacto económico en los cultivos afectados. Los síntomas que *N. aberrans* produce en las raíces de las plantas son similares a los causados por *Meloidogyne* spp. por la producción de agallas, pero diferentes en un principio, dando lugar al nombre común de falso nematodo agallador o nematodo de agallas de tipo “rosario” (Cid del Prado-Vera *et al.* 1997). *Nacobbus aberrans* es de suma importancia en México debido a las pérdidas que ocasiona en tomate, chile (*Capsicum annuum* L.), frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), y una amplia gama cultivos (Cid del Prado-Vera *et al.* 1997; Cabrera-Hidalgo *et al.* 2014).

Existen más de 100 especies conocidas de nematodos agalladores, *Meloidogyne* spp. Estos reducen más del 27% del rendimiento de tomate en todo el mundo, especialmente si la infección se inicia en la etapa de plántula (Sharma y Sharma 2015). En México, las pérdidas de rendimiento debido a este género de nematodos oscilan entre 7% y 70% en cultivos hospedantes susceptibles

(Sosa-Moss 1985; Cid del Prado *et al.* 2001). Las agallas en las raíces de las plantas inducidas por *Meloidogyne* y *Nacobbus* son el resultado de la hipertrofia celular y la hiperplasia del tejido (Castillo y Marbán-Mendoza 1984; Sasser y Carter 1985).

Las estrategias de control de nematodos incluyen la aplicación de nematicidas, por su rápido efecto; sin embargo, el costo económico y repercusión ambiental es muy elevado. En este sentido, es importante la aplicación de un control integrado con técnicas que complementen el manejo de los nematodos agalladores en tomate y otros cultivos. El uso de microorganismos antagonistas, enmiendas orgánicas, biofumigación, biosolarización del suelo y acolchado, han mostrado eficacia en el manejo de nematodos agalladores (Ros *et al.* 2008; Cid del Prado *et al.* 2010; Singh *et al.* 2013; Brennan *et al.* 2020); no obstante, su empleo ha sido aislado o no han sido bien integradas. Debido ello, es necesario evaluar diversas combinaciones de manejo que incluyan el uso de la biosolarización, agentes de control biológico, extractos botánicos y nematicidas químicos contra *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita* en tomate, bajo condiciones de invernadero.

REVISIÓN DE LITERATURA

México y su agricultura

En 2020, la superficie agrícola de México fue de 18 125 470 ha con un valor de producción de \$ 630 933 192. De estas, 30.7% corresponde a tierras de riego, mientras que 69.3% de temporal. Se estima que 13% de la fuerza laboral en México se destina a la agricultura. La actividad agrícola se considera uno de los sectores productivos más importantes en el país, desde un punto vista económico, social y ambiental, puesto que de esta depende la alimentación primaria de millones de personas, la generación de empleos y el incremento de la población productiva (FAO 2021; SIAP-SADER 2021).

El tomate o jitomate

Esta hortaliza (Familia Solanaceae), originalmente perenne, es originaria de Sudamérica (Colombia, Bolivia, Chile y Perú); luego fue movilizada hacia Centroamérica y Norteamérica, iniciando su domesticación en México como una planta anual. El tomate es una planta herbácea con hojas alternas y pecioladas de 10 a 25 cm de longitud, con flores amarillas y hermafroditas con fruto (baya) generalmente redondo o alargado; su sistema radicular es denso y puede llegar a profundidades de 1.5 m (Figura 1). El tomate se cultiva principalmente en zonas templadas y es tolerante a la salinidad. Existen variedades de tipo determinado e indeterminado. Algunos autores mencionan que su nombre proviene de la lengua náhuatl, “tomatl” (objeto gordo); mientras que otros indican que se originó de los aztecas (Tenochtitlán), quienes lo llamaban *Xitomatl*, que significa “fruto con ombligo”. (Smith 1994; Ramírez-Villapudua y Sáinz-Rodríguez 2006; Peralta *et al.* 2008).

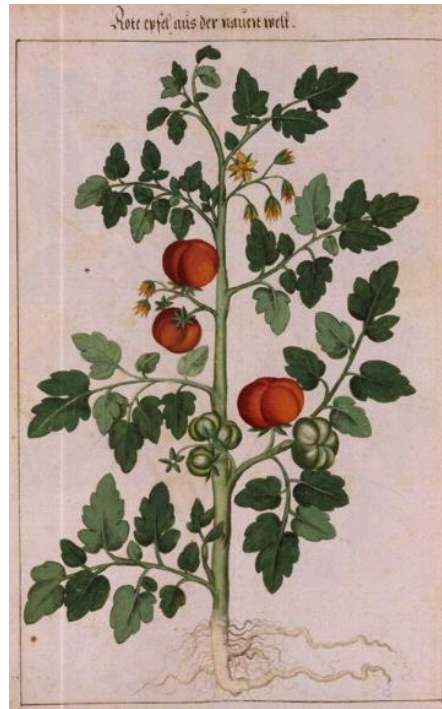


Figura 1. Morfología de una planta de tomate (Kentmann 1563).

Taxonomía del tomate

El tomate (*Solanum lycopersicum* L.), es una planta dicotiledónea del género *Solanum* (*Solanaceae*), que incluye al tomate cultivado y 12 especies silvestres (Nuez 1995; Peralta *et al.* 2008). Con base en el Sistema Integrado de Información Taxonómica (ITIS 2021), la taxonomía de *S. lycopersicum* actualmente aceptada es la siguiente:

Cuadro 1. Taxonomía del tomate.

Reino	Plantae
Sub-reino	Viridiplantae
Infrareino	Streptophyta
Superdivisión	Embryophyta
División	Tracheophyta
Subdivisión	Spermatophytina
Clase	Magnoliopsida
Superorden	Asteranae
Orden	Solanales
Familia	Solanaceae
Género	<i>Solanum</i> L.
Especie	<i>Solanum lycopersicum</i> L.

Importancia económica

El tomate ocupa un lugar importante en el mundo debido a la superficie que se cultiva y al valor de su producción. En 2019, los principales productores de esta solanácea fueron China, India, Turquía, EE. UU. y Egipto; y México se posicionó en la décima posición (FAO 2021). En la República Mexicana, el tomate ocupa 8% del valor total de la producción agrícola y 28% de las exportaciones hortícolas. Sinaloa se ubica como el principal productor de esta hortaliza con 684 333 t en 2020; y México se situó en el lugar 10, registrando una superficie de siembra de 1 318 ha con una producción de 113 455 t en este mismo año (SIAVI 2017; SIAP-SADER 2021).

Problemas fitosanitarios

La propagación de una enfermedad puede originar una disminución en el rendimiento y calidad de los frutos de un cultivo dificultando su desarrollo y, por tanto, su valor. Los agentes que causan enfermedades en las plantas usualmente se agrupan con base en las alteraciones que ocasionan en los órganos que son afectados. Sin embargo, el modo más útil de clasificarlas refiere a los agentes causales que se dividen en infecciosos (bióticos) como virus, bacterias, hongos, protozoos, fitoplasmas, viroides y nematodos; y no infecciosos o abióticos que incluyen a la falta o exceso de agua, fertilización inapropiada, la luz, presencia de productos químicos tóxicos en el aire o el suelo, entre otros (Vidhyasekaran 2004).

Nematodos parásitos de plantas

Los nematodos fitoparásitos son organismos de forma cilíndrica no segmentados y pseudocelomados. La mayoría son vermiformes con simetría bilateral y entre 0.25 y 3 mm de longitud. Poseen sistemas digestivo, reproductivo, excretor y nervioso, pero carecen del circulatorio y respiratorio. En general, tienen seis etapas en su ciclo de vida: huevo, cuatro estadios

juveniles y adultos. Estos fitoparásitos cuentan con un estilete en la cavidad bucal, o estoma, que le sirve para penetrar las células vegetales. Es importante señalar que algunos nematodos dorylaimidos (Orden Dorylaimida) micófagos, depredadores o parásitos de insectos también presentan algún tipo de estilete. Esta estructura ha evolucionado de forma independiente en cada uno de los tres grupos principales de nematodos parásitos de plantas. En Tylenchida (incluidos Tylenchina y Aphelenchina), a esta armadura se le conoce como estomatoestilete; y en los miembros del Orden Dorylaimida, que pertenecen a la Familia Longidoridae, como odontoestilete; y Familia Trichodoridae, onquioestilete. Los tilénquidos (Orden Tylenchida) se considera el grupo más importante de nematodos parásitos de las plantas a escala mundial (Figura 2) (Hunt *et al.* 2005; Decraemer y Hunt 2006).

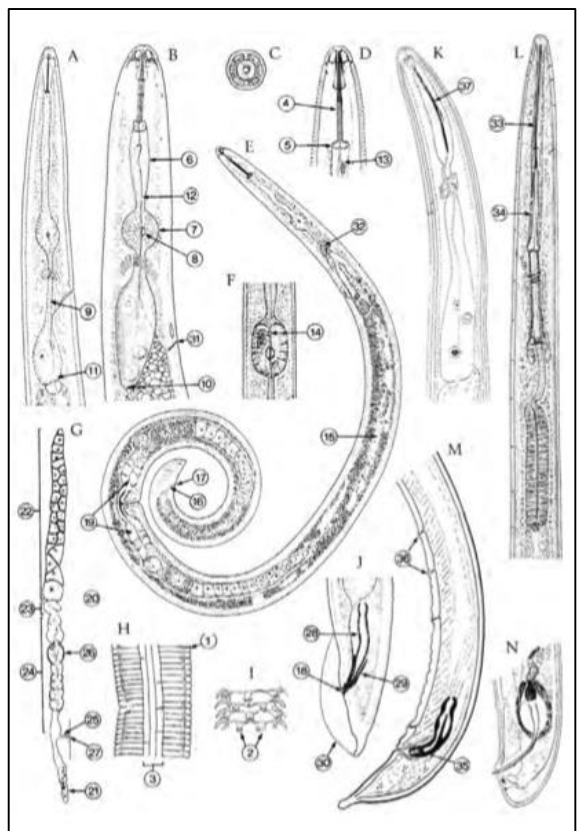


Figura 2. Características de los principales grupos de nematodos parásitos de plantas. Tylenchida (A-J), Longidoridae (L y M) y Trichodoridae (K y N) (Hunt *et al.* 2005).

***Nacobbus* spp.**

El género *Nacobbus* Thorne y Allen, 1944 cuenta con tres especies descritas: *N. bolivianus* (Reid *et al.* 2003; Manzanilla-López 2010), *N. dorsalis* (especie tipo) y *N. aberrans* (Sher 1970); sin embargo, esta última especie se considera la más importante debido a su extensa gama de hospedantes y al impacto económico en los cultivos que parasita. *Nacobbus aberrans* se le conoce como falso nematodo agallador, o nematodo de agallas tipo “rosario”, a causa de que los síntomas de agallamiento que produce en las raíces de las plantas son similares a los ocasionados por *Meloidogyne* spp. Sin embargo, en etapas tempranas de infección las agallas son diferentes (Cid del Prado-Vera *et al.* 1997). Las especies de *Nacobbus* exhiben dimorfismo sexual. Las hembras inmaduras son vermiformes, mientras que las adultas son hinchadas en forma de saco; presentan un solo ovario, vulva subterminal y estilete bien desarrollado. Los machos son vermiformes con un estilete fuerte y bursa tipo peloderan en la región caudal. La región labial redondeada, continua con tres a cuatro anillos; bulbo medio redondeado con válvula prominente y glándulas esofágicas sobrepuestas dorsalmente. Cutícula anillada y campo lateral con cuatro incisuras irregularmente aeroladas; deiridios ausentes y fasmidios anteriores a la cola (Figura 3) (Manzanilla-López *et al.* 2002).

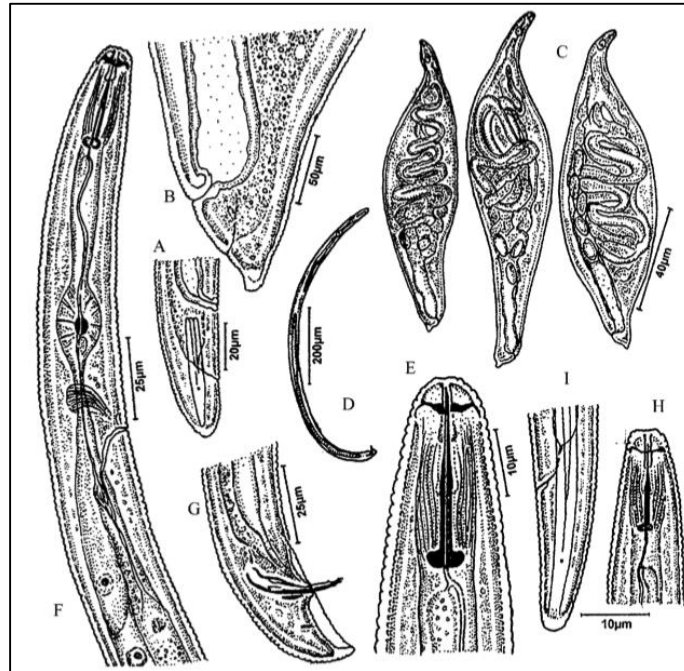


Figura 3. *Nacobbus aberrans*. Hembra (A-C), Macho (D-G) y Juvenil 2 (H-I). Hembra inmadura (A); región posterior de hembra adulta (B); hembras adultas (C); macho (D); región anterior (E); esófago (F); región posterior (G); región anterior (H); región posterior (I) (CABI 2000).

Biología

El ciclo de vida de *N. aberrans* inicia en el huevo. En este se desarrolla el juvenil de la primera (J1) y segunda (J2) etapa; sin embargo, eclosiona como J2 e invade la raíz de la planta. Dentro del huésped, el J2 se mueve intracelularmente y causa lesiones necróticas. El J2 puede continuar su desarrollo dentro de la raíz hasta llegar a su etapa adulta sedentaria o salir y mudar en el suelo a juvenil de la tercera etapa (J3), cuarta (J4) o hembra joven vermiforme; y reinfectar la raíz en cualquier de estas etapas infectivas (Cid del Prado 1985). La hembra adulta segrega una matriz gelatinosa en donde deposita sus huevos. Con frecuencia se encuentran machos cerca de la matriz gelatinosa y presumiblemente participan en la fertilización. Cuando las condiciones son favorables los huevos se desarrollan y el ciclo se repite. No obstante, el J3 y J4 de *N. aberrans*

tienen la capacidad permanecer inactivos en un estado anhidrobiótico, cuando finaliza el cultivo y escasea el alimento (Figura 4) (Clark 1967; Cid del Prado 1985; Manzanilla-López *et al.* 2002). Esta capacidad de anhidrobiosis puede perdurar durante al menos tres años; sin embargo, en condiciones favorables de humedad, temperatura y hospedante susceptible, el J3 o J4 infectivos pueden ingresar a la raíz, llegar a la etapa adulta y producir agallas en la planta a los 15 o 18 días (Manzanilla *et al.* 2000; Cristóbal *et al.* 2001; Cid del Prado 2019).

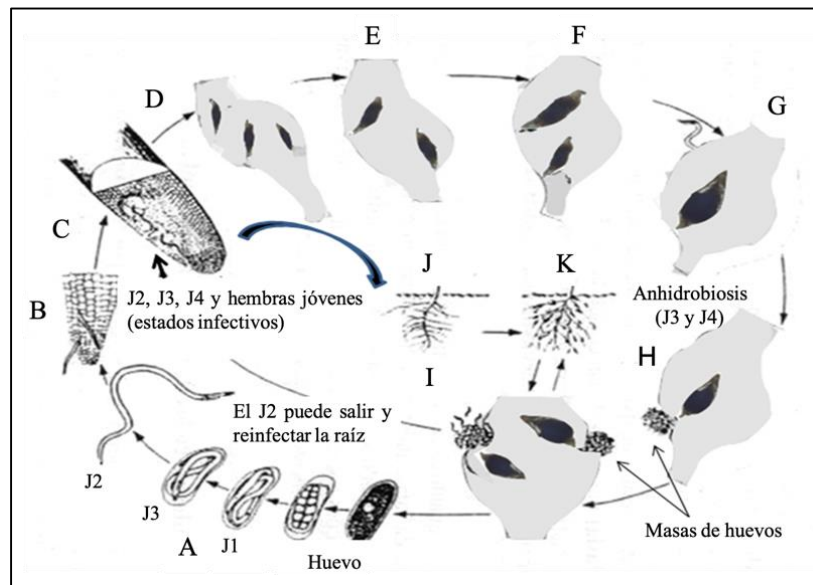


Figura 4. Ciclo de vida de *Nacobbus aberrans* (Cid del Prado-Vera *et al.* 2021).

Importancia

Nacobbus aberrans se distribuye ampliamente en América (Argentina, Bolivia, México, Perú y EE. UU.) (Brunner 1967; Cid del Prado-Vera *et al.* 1997; Manzanilla-López *et al.* 2002). En México, este nematodo se ha reportado en Coahuila (García-Camargo y Sandoval 1995), Guanajuato, Coahuila, Hidalgo, México, Morelos, Puebla, San Luis Potosí, Tlaxcala, Zacatecas (Cid del Prado y García 1991; Cid del Prado *et al.* 1995), Michoacán (Cabrera-Hidalgo *et al.* 2014) y Oaxaca (Montes-Belmont 1986). Las pérdidas de rendimiento oscilan entre 36% y 65%; pero pueden llegar a 100% cuando persiste la siembra de cultivos susceptibles como tomate, chile

(*Capsicum annuum* L.), frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) y una amplia gama cultivos (Cid del Prado-Vera *et al.* 1997; Cristóbal *et al.* 2001; Hernández 2001; Cabrera-Hidalgo *et al.* 2014).

Meloidogyne spp.

Las especies de este género presentan dimorfismo sexual. La hembra madura es globosa y mide 0.3 a 0.7 mm de diámetro; su cuello delgado y tiene vulva subterminal (cerca del ano). Esqueleto de la región labial débil y estilete corto, moderadamente esclerotizado. Poro excretor anterior al metacarpus. Cutícula blanquecina, fina y anillada. Los huevos los deposita fuera del cuerpo en una matriz gelatinosa. El macho es vermiforme, mide de 1.0 a 2.0 mm de longitud. Esqueleto de la región labial robusto, al igual que el estilete y las espículas. Bursa ausente. Juveniles (J2) vermiformes y delgados, de 450 µm de largo. Estilete y esqueleto de la región labial débilmente esclerotizados. Cola cónica con una región hialina que comienza cerca de la punta de la cola (Figura 5) (Sasser y Carter 1985; Hunt *et al.* 2005).

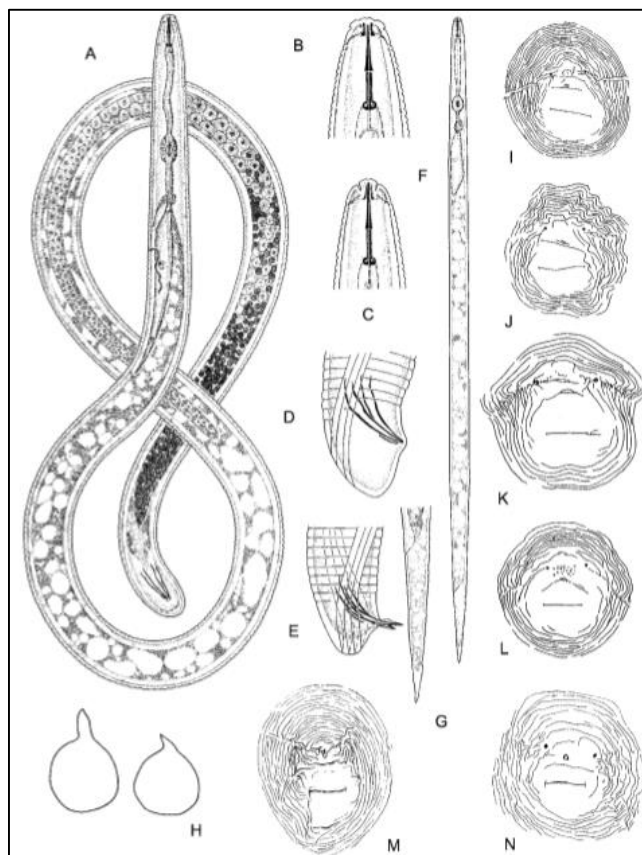


Figura 5. *Meloidogyne* spp. *M. incognita* (A-I). Macho completo (A); región labial (B y C) y cola (D y E) del macho; J2 completo (F) y cola (G); hembras adultas (H). Patrones perineales (I-M). *M. javanica* (I); *M. incognita* (J); *M. arenaria* (K); *M. hapla* (L); *M. graminicola* (M); *M. exigua* (N) (Hunt *et al.* 2005).

Biología

Las especies de *Meloidogyne*, con relación a la temperatura de eclosión de sus huevos y desarrollo, se dividen en dos grupos: termófilos y criófilos (Van Gundy 1985). Los primeros, representados por *M. arenaria*, *M. exigua* y *M. javanica*, eclosionan a más de 10 °C; mientras que los criófilos (*M. chitwoodi* y *M. hapla*), pueden sobrevivir y tolerar temperaturas menores a 10 °C. Las hembras globosas producen y excretan una matriz gelatinosa en donde depositan sus huevos para protegerlos de ambientes extremos y de los depredadores. Dentro del huevo se desarrolla el J1 y realiza su primera muda a J2. Este juvenil infectivo eclosiona, invade la raíz del huésped e

induce un sistema trófico de células gigantes multinucleadas, o sincitios, de donde se alimenta durante aproximadamente dos semanas, antes de mudar a J3 y J4. Estas dos últimas mudas se completan de cuatro a seis días, durante los cuales el nematodo no se alimenta, ya que no cuenta con estilete. Posteriormente el J4 muda a hembra inmadura, la cual adopta una forma de pera cuando se vuelve adulta (Figura 6) (Bergeson 1959; Sasser y Carter 1985).

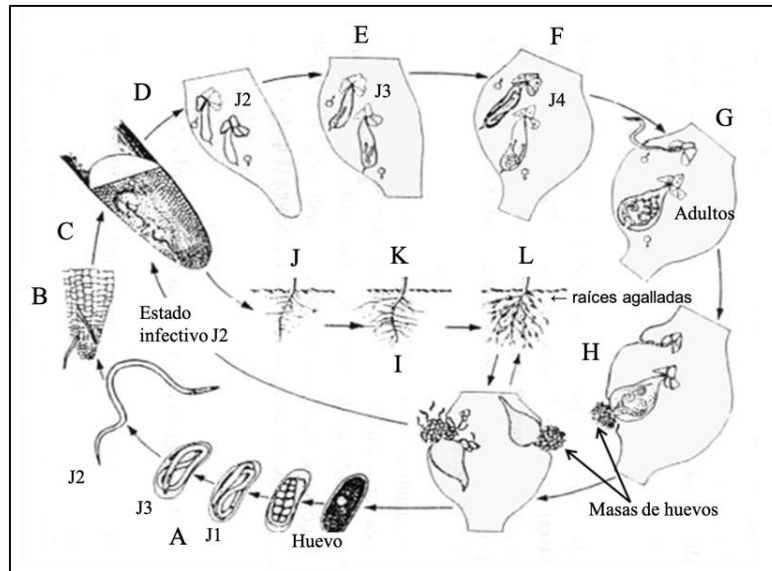


Figura 6. Ciclo de vida de *Meloidogyne* spp. [dibujo basado en Agrios (2005)].

Importancia

Existen más de 100 especies del género *Meloidogyne* que afectan considerablemente una gran variedad de cultivos anuales y perenes en el mundo; con pérdidas estimadas de hasta \$ 100 mil millones de dólares americanos (Goeldi 1892; Eisenback y Triantaphyllou 1981; Padgham *et al.* 2004; Oka 2010). En México, la reducción en el rendimiento de los cultivos afectados por este género varía de 7% a 70%. Además, es el grupo de nematodos que más se ha estudiado en este país, y en el mundo, debido a los daños que causa a hospedantes susceptibles (Sosa-Moss 1985; Cid del Prado *et al.* 2001).

Métodos de control de nematodos

El manejo de los nematodos fitoparásitos es sumamente complicado dado que viven en el suelo y poseen una gran habilidad de atacar casi todas las partes de la planta; sin embargo, la gran mayoría infecta a raíces. En el mundo, se han reportado diversos métodos de control, como la aplicación de nematicidas químicos, el uso de microorganismos antagonistas, cultivos de cobertura, enmiendas orgánicas (plantas con actividad nematicida, composta, residuos ricos en proteínas, animales y abonos verdes), biofumigación, solarización del suelo (Pérez-Rodríguez *et al.* 2007; Scopa y Dumontet 2007; Cid del Prado *et al.* 2010; Oka 2010), rotación de cultivos y el barbecho (Barker y Koenning 1998).

Nematicidas químicos

Los nematicidas químicos desarrollados hasta la fecha se pueden agrupar en dos grandes grupos por su modo de acción: fumigantes y no fumigantes. Los productos con acción fumigante, como el bromuro de metilo, se caracterizan ser formulaciones líquidas que se vaporizan cuando entran en contacto con el aire. Generalmente se aplican a través del sistema de riego por goteo o por inyección en el suelo. Actualmente, el bromuro de metilo se encuentra prohibido por su alta toxicidad al ambiente y a la salud. En contraste, los nematicidas no fumigantes se representan por dos clases de químicos: organofosfatos (etoprofos, fenamifos, terbufos) y carbamatos (aldicarb, carbofurano, carbosulfán, oxamil), y son menos tóxicos que los fumigantes; adicionalmente, su persistencia en el suelo es menor como moléculas tóxicas. Se denominan nematicidas de vieja generación; la mayoría de ellos están prohibidos y solo un pequeño porcentaje de nuevos nematicidas, o nematicidas de nueva generación, de diversos grupos químicos, se han liberado para su uso en campo (Cuadro 2) (Rich *et al.* 2003; Starr *et al.* 2007; Desaegeer *et al.* 2020). Algunos

insecticidas también tienen acción nematicida como la abamectina e imidacloprid-thiodicarb (Ferraz y Brown 2016).

Cuadro 2. Nematicidas de nueva generación y abamectina.

Ingrediente activo	Características			
	LD50 (mg kg ⁻¹) [†]	DT50 (día) [¶]	Mecanismo de acción en la planta	Mecanismo de acción en el nematodo
Fluensulfone	671 [§]	7-17 [§]	Sistémico basipétalo ^p	Desconocido
Fluazaindolizine	> 1187 [¶]	35 (Aprox.) ^{††, ¶¶}	No sistémico	Desconocido
Fluopyram	> 2000 ^{§§}	4-25 ^{§§, pp}	Sistémico acropétalo ^{¶¶¶}	Inhibidor de la enzima succinato deshidrogenasa (SDH) ^{†††, ¶¶¶}
Abamectina	8.7-12.8 ^{§§§}	20-47 ^{ppp}	Actividad sistémica limitada ^{¶¶¶}	Neurotóxico ^{††††}

[†]Dosis letal mediana en ratas por vía oral; [¶]vida media en el suelo; [§]APVMA 2015; ^pMorris *et al.* 2016; [¶]CIB 2018; ^{††}Lahm *et al.* 2017; ^{¶¶}Chen *et al.* 2018; ^{§§}PPDB 2019; ^{pp}Chawla *et al.* 2018; ^{¶¶¶}Laleve *et al.* 2013; Roth *et al.* 2020; ^{†††}Burns *et al.* 2015; ^{¶¶¶}Faske y Hurd 2015; ^{§§§}Robertson *et al.* 1981; ^{ppp}Wislocki *et al.* 1989; ^{¶¶¶}Martin *et al.* 2002; ^{††††}Bull *et al.* 1984.

Control biológico de nematodos

El control biológico, o bioplaguicidas, se define como el uso de organismos benéficos, o sus metabolitos secundarios, para disminuir la densidad poblacional de patógenos y reducir los efectos negativos en las plantas (Eilenberg *et al.* 2001; Junaid *et al.* 2013). Los agentes de biocontrol pueden regular la población de nematodos parásitos de plantas; entre ellos, las bacterias, hongos, nematodos, virus y otros invertebrados (Siddiqui y Mahmood 1996; Dong y Zhang 2006; Tian *et al.*, 2007); sin embargo, los organismos más estudiados e importantes son los hongos como *Purpureocillium lilacinum* (Singh *et al.* 2013), *Pochonia chlamydosporia* (Manzanilla-López *et al.*, 2013) *Trichoderma* spp. (Radwan *et al.* 2012); y bacterias que incluyen a *Bacillus firmus* (Keren-Zur *et al.* 2000) y *Pasteuria penetrans* (Gowen y Pembroke 2004). Estos agentes ofrecen una alternativa viable y eficaz a los nematicidas químicos (Wilson y Jackson 2013).

Los hongos endoparásitos como *P. lilacinum* (antes *Paecilomyces lilacinus*) y *P. chlamydosporia*, no desarrollan dispositivos de captura de nematodos; por el contrario, sus esporas se adhieren, germinan e invaden la cutícula de su presa a través de fuerza mecánica y enzimas que la degradan, como las fosfatasas ácidas, serina proteasas, quitinasas, entre otras (Liang *et al.* 2010; Yang *et al.* 2013). El hongo *Trichoderma* spp. impide las etapas del parasitismo (invasión, agallamiento y reproducción) de los nematodos, al colonizar las raíces de tomate; además, los metabolitos secundarios afectan negativamente la población de J2 de *Meloidogyne* spp. (Sahebani y Hadavi 2008; Martínez-Medina *et al.* 2017; Khan *et al.* 2018).

Enmiendas orgánicas y extractos botánicos

La adición de materia orgánica al suelo, a través de enmiendas y abonos verdes, reduce la población de nematodos, al incrementar el número y diversidad de poblaciones de microorganismos antagonistas a estos parásitos de plantas; además, mejora las propiedades físicas y químicas del suelo y optimiza el desarrollo y productividad del cultivo (Adegbite y Adesiyun 2005). El mecanismo de supresión de nematodos se atribuye a la liberación de compuestos nematicidas por el material orgánico (glucosinolatos) y a la producción de aleloquímicos (antibióticos y quitinasas) por la microflora del suelo (Widmer *et al.* 2002).

Los extractos botánicos inhiben la eclosión de los huevos de nematodos, disminuyen la motilidad y ocasionan mortalidad en los J2, reduciendo así su potencial infectivo, su población y el agallamiento en raíces. Estas plantas producen compuestos fitoquímicos como alcaloides, taninos y glucósidos que son tóxicos para los nematodos fitoparásitos (Khan *et al.* 2008; Oka *et al.* 2012; Kepenekçi *et al.* 2016; Asif *et al.* 2017). Algunas sustancias son lipofílicas, que les permite disolver la membrana citoplasmática de los nematodos e interferir con las estructuras de proteínas responsables del crecimiento, desarrollo y la supervivencia (Pavaraj *et al.* 2012).

Biosolarización

La solarización del suelo se lleva a cabo cubriéndolo con una película de plástico transparente para aumentar la temperatura, lo cual permite la desinfestación de este sustrato (Katan y De Vay 1991; Stapleton 2000, Ros *et al.* 2008). La biofumigación es un proceso que libera compuestos biotóxicos volátiles que suprimen a patógenos durante la descomposición de enmiendas orgánicas (Brennan *et al.* 2020). La biosolarización se define como la combinación de la biofumigación y la solarización del suelo que proporciona un control aceptable de nematodos fitoparásitos. Las enmiendas a utilizar en el proceso de biosolarización dependen de la materia orgánica disponible, como extractos de plantas, compost, abonos de animales y abonos verdes, mismos que incluyen compuestos tóxicos para las plagas (Oka 2010). Inicialmente, en la biofumigación se incorporaban residuos de brasicáceas (Familia Brassicaceae) debido a que contienen glucosinolatos que se hidrolizan por la enzima mirosinasa resultando en la producción de eptionitrilos, isotiocianatos y tiocianatos, los cuales tienen efecto nematicida (Figura 7) (Kirkegaard *et al.* 1993). Luego, se utilizaron otras plantas como el pasto sudan (*Sorghum sudanense*) (Widmer y Abawi 2002), el sorgo (*S. bicolor*) (Laursen *et al.* 2016) y la yuca (*Manihot esculenta*) (Chitwood 2002) que producen glucósidos cianogénicos nematotóxicos.

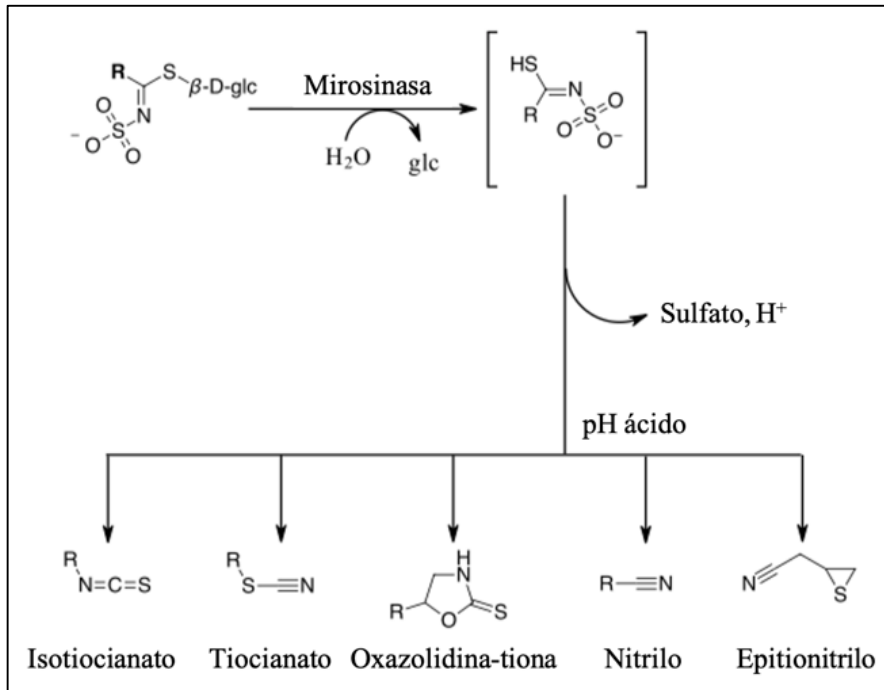


Figura 7. Proceso general de biofumigación con brassicas (Dutta *et al.* 2019).

Grupos tróficos de nematodos

Los nematodos son los animales terrestres más diversos y ampliamente distribuidos. Con base en sus hábitos alimenticios o tróficos, se clasifican en cinco grandes grupos: fitófagos, bacteriófagos, micófagos, depredadores y omnívoros; estos se alimentan de plantas, bacterias, hongos, otros nematodos y de toda clase de sustancias orgánicas, respectivamente. Estos organismos juegan un papel importante en la descomposición de la materia orgánica, la mineralización de los nutrientes de las plantas y el ciclo de nutrientes. Diversos estudios sugieren que la comunidad de nematodos (densidad y biodiversidad) es bioindicadora útil y medible de la calidad ambiental de los suelos agrícolas (Bongers 1990; Neher 2001; Van den Hoogen *et al.* 2020).

La abundancia y diversidad de especies de nematodos se puede transformar en índices y parámetros ecológicos para evaluar los niveles de alteración del suelo y las vías de descomposición (Freckman y Ettema 1993; Neher y Campbell 1994). El aumento en la intensidad de las prácticas

agrícolas generalmente conduce a la pérdida de biodiversidad, reduciendo la riqueza taxonómica de las comunidades de nematodos del suelo (Tscharntke *et al.* 2005; Yeates y Stirling 2008). La mayoría de los estudios se centran en los nematodos parásitos de las plantas y, en menor medida, en las comunidades de nematodos de vida libre (Sánchez-Moreno *et al.* 2006).

Se han realizado diversas y numerosas investigaciones con el propósito de reducir la problemática ocasionada por nematodos agalladores, las cuales incluyen la aplicación de diversas técnicas y productos que han mostrado cierta eficacia en su manejo; sin embargo, su empleo ha sido aislado o poco integrado, lo que ha conducido a una baja eficacia. Es de esperar que la implementación de un paquete tecnológico que incorpore estas prácticas, de una manera sistemática y programada, tendrá una repercusión significativa en el manejo de estos organismos patógenos en tomate y otros cultivos. Asimismo, es importante evaluar la diversidad de nematodos en los sitios experimentales como bioindicadores de la perturbación del suelo agrícola.

OBJETIVOS E HIPÓTESIS

Objetivo general

Determinar el efecto de la biosolarización combinada con productos biológicos, orgánicos y químicos para el manejo integrado de los nematodos agalladores *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita* en tomate de invernadero.

Objetivos específicos

1. Identificar morfológicamente a *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita* implicados en el agallamiento de raíces en tomate, bajo condiciones de invernadero.
2. Evaluar el impacto de la biosolarización, en conjunto con la efectividad de agentes de control biológico, extractos vegetales y nematicidas químicos, sobre el desarrollo poblacional de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita*, el daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate, bajo condiciones de invernadero.
3. Determinar la distribución espacial de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita* en las áreas de estudio.
4. Determinar los grupos tróficos de nematodos antes y durante los experimentos.

Hipótesis

La combinación de la biosolarización con agentes de control biológico, extractos vegetales o nematicidas químicos reduce hasta 50% las poblaciones y el índice de agallamiento ocasionados por *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita*, y aumenta 50% el rendimiento en tomate, bajo condiciones de invernadero.

Literatura citada

- Adegbite, A. A. and S. O. Adesiyun. 2005. Root extracts of plants to control root-knot nematode on edible soybean. *World Journal of Agricultural Research* 1: 18-21.
- Agrios, G. N. 2005. *Plant Pathology*. 5th edition. Academic Press, Elsevier. USA. 952 p.
- APVMA. 2015. Public release summary on the evaluation of the new active fluensulfone in the product Nimitz 480 EC nematicide; Australian Pesticides and Veterinary Medicines Authority: Kingstone, Australia, p. 47.
- Asif, M., M. Tariq, A. Khan and M. A. Siddiqui. 2017. Biocidal and antinematic properties of aqueous extracts of *Ageratum* and *Coccinia* against root-knot nematode, *Meloidogyne incognita* *in vitro*. *Journal of Agricultural Science* 2: 108-122.
- Barker, K. R. and S. R. Koenning. 1998. Developing sustainable systems for nematode management. *Annual Review of Phytopathology* 36: 165-205.
- Bergeson, G. R. 1959. The influence of temperature on the survival of some species of *Meloidogyne*. *Nematologica* 4: 344-354.
- Bongers, T. 1990. The maturity index: an ecological measure of environmental disturbance based on nematode species composition. *Oecologia* 83: 14-19.
- Brennan, R. J. B., S. Glaze-Corroran, W.I.C.K. Robert and M. Hashemi. 2020. Biofumigation: an alternative strategy for the control of plant parasitic nematodes. *Journal of Integrative Agriculture* 19: 1680-90.
- Brunner, M. P. 1967. Jicamilla del chile causada por un nuevo nematodo y obtención de fuentes de resistencia. *Agrociencia* 2: 92-98.
- Bull, D. L., W. Ivie, J. G. MacDonnel, V. F. Gruber, C. C. Ku, B. H. Arison, J. M. Stevenson and W. J. A. VandenHeuvel. 1984. Fate of avermectin B1a in soil and plants. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 32: 94-102.
- Burns, A. R., G. M. Luciani, G. Musso, R. Bagg, M. Yeo, Y. Zhang, L. Rajendran, J. Glavin, R. Hunter, E. Redman, S. Stasiuk, M. Schertzberg, G. A. McQuibban, C. R. Caffrey, S. R. Cutler, M. Tyers, G. Giaever, C. Nislow, A. G. Fraser, C. A. MacRae, J. Gilleard, P. J. Roy. 2015. *Caenorhabditis elegans* is a useful model for anthelmintic discovery. *Nature Communications* 6: 7485.
- CABI. 2000. *Crop Protection Compendium, Global Module CD*. CAB International, Wallingford, UK.
- Cabrera-Hidalgo, A. J., G. Valdovinos-Ponce, G. Mora-Aguilera, A. Rebollar-Alviter and N. Marbán-Mendoza. 2014. Occurrence of *Nacobbus aberrans* in horticultural crops in northwestern Michoacán, Mexico. *Nematropica* 44: 107-117.
- Castillo, P. G. y N. Marbán-Mendoza. 1984. Histopatología y desarrollo de *Nacobbus aberrans* Thorne y Allen 1944 en raíces de *Capsicum annuum* y *C. baccatum*. *Agrociencia* 56: 85-93.

- Chawla, S., D. J. Patel, S. H. Patel, R. L. Kalasariya, P. G. Shah. 2018. Behaviour and risk assessment of fluopyram and its metabolite in cucumber (*Cucumis sativus*) fruit and in soil. *Environmental Science and Pollution Research* 25: 11626-11634.
- Chen, X., X. Li, K. Pang, X. Fan, Y. Ma and J. Hu. 2018. Dissipation behavior and residue distribution of fluazaindolizine and its seven metabolites in tomato ecosystem based on SAX SPE procedure using HPLC-QqQ-MS/MS technique. *Journal of Hazardous Materials* 342: 698-704.
- Chitwood, D. J. 2002. Phytochemical based strategies for nematode control. *Annual Review of Phytopathology* 40: 221-249.
- CIB. 2018. Minutes of the 54th Meeting of the Central Insecticides Board, New Delhi. Available online: <http://ppqs.gov.in/minutes-54th-meeting-central-insecticide-board-held-03042018.pdf> (acceso: 25 de mayo de 2021).
- Cid del Prado-Vera, I. 2019. Anhydrobiosis in *Nacobbus aberrans* (Nematoda: Pratylenchidae). Abstracts of the 51th ONTA Annual Meeting 8-9.
- Cid del Prado V., I. 1985. Ciclo de vida de *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935) Thorne y Allen, 1944. En: Marbán, M. N. y J. I. Thomson (Eds.). *Fitonematología Avanzada I* (pp. 57-65). Colegio de Postgraduados. Montecillo, México.
- Cid del Prado V., I., J. Cristóbal A, G. E. Franco A. y R. H. Manzanilla L. 1997. Gama de hospedantes de poblaciones mexicanas de *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935) Thorne y Allen, 1944. En: *Avances en la investigación* (pp. 174-176). Montecillo: Instituto de Fitosanidad. Colegio de Postgraduados.
- Cid del Prado V., I. y T. J. García. 1991. Determinación de razas de *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935) Thorne y Allen, 1944 presentes en México. En: *Avances en la investigación* (p. 131). Montecillo: Colegio de Postgraduados.
- Cid del Prado-Vera, I., M. A. Magallanes-Tapia, R. Velazco-Azorsa and A. Pérez-Espíndola. 2021 (en revisión por el editor). Plant extracts, sorghum and crucifers amendments and *Pochonia chlamydosporia* for the management of *Meloidogyne* spp. and *Nacobbus aberrans* in tomato and chili crops: the mexican experience. In: Ciancio, A., K. K. Chaudhary and M. K. Meghvansi (Eds.). *Sustainability in Plant and Crop Protection*, Springer.
- Cid del Prado V., I., R. H. Manzanilla L. y J. Cristóbal A. 1995. Evaluación de algunas estrategias para el manejo de *Nacobbus aberrans* en el cultivo de jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). En: *Avances en la investigación* (pp. 175–177). Montecillo: Instituto de Fitosanidad. Colegio de Postgraduados.
- Cid del Prado V., I., M. A. Lucero-Pallares and I. Pérez-Rodríguez (2010). Biofumigation a very efficient alternative for the control of root-knot nematode *Meloidogyne* spp. in vegetables produced in house shadows. *Nematropica* 40: 128.
- Cid del Prado V., I., S. A. Tovar y J. A. Hernández. 2001. Distribución de especies y razas de *Meloidogyne* en México. *Revista Mexicana Fitopatología* 19: 32-39.
- Clark, S. A. 1967. The development and life history of the false root-knot nematode, *Nacobbus serendipiticus*. *Nematologica* 13: 91-101.

- Cristóbal A., J., I. Cid del Prado V., N. Marbán-Mendoza, G. P. Sánchez, G. Mora-Aguilera y R. H. Manzanilla L. 2001. Sobrevivencia de estadios biológicos de *Nacobbus aberrans* en condiciones de campo. *Nematropica* 31: 229-235.
- Decraemer, W. and D. Hunt. 2006. Taxonomy and principal genera. Structure and classification. In: Perry, R. and M. Moens (Eds.). *Plant Nematology*, CAB International, Wallingford, UK. Pp. 3-32.
- Desaeger, J., C. Wram and I. Zasada. 2020. New reduced-risk agricultural nematicides - Rationale and review. *Journal of Nematology* 52: 116.
- Dong, L. Q., and K. Q. Zhang. 2006. Microbial control of plant-parasitic nematodes a five-party interaction. *Plant and Soil* 288: 31-34.
- Dutta, T. K., M. R. Khan and V. Phani. 2019. Plant-parasitic nematode management via biofumigation using brassica and non-brassica plants: Current status and future prospects. *Current Plant Biology* 17: 17-32.
- Eilenberg, J., A. Hajek and C. Lomer. 2001. Suggestions for unifying the terminology in biological control. *BioControl* 46: 387-400.
- Eisenback, D. J. and H. H. Triantaphyllou. 1981. Root-knot Nematode: *Meloidogyne* species and races. *Journal of Nematology* 2: 26-32.
- Elling, A. A. 2013. Major emerging problems with minor *Meloidogyne* species. *Phytopathology* 103: 1092-1102.
- FAO (Organización para la Agricultura y la Alimentación). 2021. <http://faostat.fao.org/site/567/DesktopDefault.aspx?PageID=567#ancor>
- Faske, T. R. and K. Hurd. 2015. Sensitivity of *Meloidogyne incognita* and *Rotylenchulus reniformis* to fluopyram. *Journal of Nematology* 47: 316-321.
- Ferraz, L. C. C. B. and D. J. F. Brown. 2016. *Nematología de plantas: Fundamentos e importancia*. Norma Editora, Manaus - AM. p. 251.
- Freckman, D. W. and C. H. Ettema. 1993. Assessing nematode communities in agroecosystems of varying human intervention. *Agricultural Ecosystems & Environment* 45: 239-261.
- García-Camargo, J. y T. Sandoval. 1995. Rango de hospedantes silvestres de *Nacobbus aberrans* en Buenavista, Coahuila. *Revista Mexicana de Fitopatología* 13: 154.
- Goeldi, E. A. 1892. Relatorio sobre a molestia do cafeeiro na provincia do Rio de Janeiro. *Arquivos do Museu Nacional*. Rio de Janeiro, Brasil 8: 7-121.
- Gowen, S. R. and B. Pembroke. 2004. *Pasteuria penetrans* and the integrated control of root-knot nematodes. In: Sikora, R. A., Gowen, S., Hauschild, R., Kiewnick S. (Eds.), *Multitrophic interactions in soils and integrated control*, Proceeding of the IOBC-WPRS-Bad Honnef, Germany 2003. *IOBC- WPRS Bulletin* 27: 75-77.
- Hernández, A. J. 2001. Respuesta de Genotipos de Frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) a *Nacobbus aberrans*. Tesis Maestra en Ciencias. Colegio de Postgraduados, Instituto de Fitosanidad, Montecillo, Edo. de México. p 75.

- Hunt, D. J., M. Luc and R. H. Manzanilla-López. 2005. Identification, morphology and biology of plant parasitic nematodes. In: Luc, M., R. A. Sikora and J. Bridge (Eds.). *Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture*, 2nd edition, CABI, Wallingfor, United Kindom, pp. 11-52.
- ITIS (Integrated Taxonomic Information System - Sistema Integrado de Información Taxonómica). 2021. <https://www.itis.gov>
- Junaid, J. M., N. A. Dar, T. A. Bhat, A. H. Bhat and M. A. Bhat. 2013. Commercial biocontrol agents and their mechanism of action in the management of plant pathogens. *International Journal of Modern Plant and Animal Science* 1: 39-57.
- Katan, J. and J. E. De Vay. 1991. *Soil Solarization*. CRC Press, Boca Raton, Florida, USA.
- Kentmann, J. 1563. *Kräuterbuch (Book of Herbs)* 57: 146-147.
- Kepenekçi, I., P. Erdogus and D. Erdoguan. 2016. Effects of some plant extracts on root-knot nematodes *in vitro* and *in vivo* conditions. *Turkish Journal of Entomology* 40: 3-14.
- Keren-Zur, M., J. Antonov, A. Bercovitz, K. Feldman, A. Husid, G. Kenan, N. Markov and M. Rebhun. 2000. *Bacillus firmus* formulations for the safe control of root-knot nematodes. *Proceedings of Brighton Crop Protection Conference: Pest and Diseases* 1, pp. 47-52.
- Khan, M. R., I. Ahmad and F. Ahamad. 2018. Effect of pure culture and culture filtrates of *Trichoderma* species on root-knot nematode, *Meloidogyne incognita* infesting tomato. *Indian Phytopathology* 71: 265-274.
- Khan, A., M. Sayed, S. S. Shaukat and Z. A. Handoo. 2008. Efficacy of four plant extracts on nematodes associated with papaya in Sindh, Pakistan. *Nematologia Mediterranea* 36: 93-98.
- Kirkegaard, J. A., P. A. Gardner, J. M. Desmarchelier and J. F. Angus 1993. Biofumigation using Brassica species to control pests and diseases in horticulture and agriculture. In: Wratten, M. and R. J. Mailer (Eds.), 9th Australian Research Assembly on Brassicas. British Society for Plant Pathology, Agricultural Research Institute, Wagga Wagga, pp. 77-82.
- Lahm, G. P., J. Desaegeer, B. K. Smith, T. F. Pahutski, M. A. Rivera, T. Meloro, R. Kucharczyk, R. M. Lett, A. Daly, B. T. Smith, D. Cordova, T. Thoden and J. A. Wiles. 2017. The discovery of fluazaindolizine: a new product for the control of plant-parasitic nematodes. *Bioorganic & Medicinal Chemistry Letters* 7: 1572-1575.
- Laursen, T., J. Borch, C. Knudsen, K. Bavishi, F. Torta, H. J. Martens, D. Silvestro, N. S. Hatzakis, M. R. Wenk, T. R. Daffron, C. E. Olsen, M. S. Motawia, B. Hamberger, B. L. Moller and J. Bassard. 2016. Characterization of a dynamic metabolon producing the defense compound dhurrin in sorghum. *Science* 354: 890-893.
- Liang, L., Z. Meng, F. Ye, J. Yang, S. Liu, Y. Sun, Y. Guo, Q. Mi, X. Huang, C. Zou, Z. Rao, Z. Lou and K.-Q. Zhang. 2010. The crystal structures of two cuticle-degrading proteases from nematophagous fungi and their contribution to infection against nematodes. *The FASEB Journal* 24: 1391-1400.
- Manzanilla-López, R. H. 2010. Speciation within *Nacobbus*: consilience or controversy? *Nematology* 12: 321-334.

- Manzanilla-López, R. H., M. A. Costilla, M. Doucet, J. Franco, R. N. Inserra, P. S. Lehman, I. Cid del Prado-Vera, R. M. Souza and R. M. Evans. 2002. The genus *Nacobbus* Thorne & Allen, 1944 (Nematoda: Pratylenchidae): Systematics, distribution, biology and management. *Nematropica* 32: 149-227.
- Manzanilla-López, R. H., I. Esteves, M. M. Finetti-Sialer, P. R. Hirsch, E. Ward, J. Devonshire and L. Hidalgo-Díaz. 2013. *Pochonia chlamydosporia*: advances and challenges to improve its performance as a biological control agent of sedentary endo-parasitic nematodes. *Journal of nematology* 45: 1-7.
- Manzanilla L., R. H., C. M. Pluma and M. E. López. 2000. Tolerancia a la deshidratación e infectividad de juveniles y masas de huevos de *Nacobbus aberrans* (Nematoda: Pratylenchidae). *Nematropica* 30: 136-137.
- Martin, R. J., A. P. Robertson and A. J. Wolstenholme. 2002. Mode of action of the macrocyclic lactones. In: *Macrocyclic lactones in antiparasitic therapy*: United Kingdom, Wallingford, UK.
- Martínez-Medina, A., I. Fernandez, G. B. Lok, M. J. Pozo, C. M. Pieterse and S. C. Van Wees. 2017. Shifting from priming of salicylic acid-to jasmonic acid-regulated defences by *Trichoderma* protects tomato against the root knot nematode *Meloidogyne incognita*. *New Phytologist* 213: 1363-1377.
- Montes-Belmont, R. 1986. Especies de *Meloidogyne* y *Nacobbus* presentes en Oaxaca, sus niveles de daño y su rango de hospederos. *Memorias XIII Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de Fitopatología*. Chiapas. Resumen 56 p.
- Morris, K., D. Langston, R. Davis, J. P. Noe, D. W. Dickson and P. Timper. 2016. Efficacy of various application methods of fluensulfone for managing root-knot nematodes in vegetables. *Journal of Nematology* 48: 65-71.
- Neher, D. A. 2001. Role of nematodes in soil health and their use as indicators. *Journal of Nematology* 33: 161-168.
- Neher, D. A. and C. L. Campbell. 1994. Nematode communities and microbial biomass in soils with annual and perennial crops. *Applied Soil Ecology* 1: 17-28.
- Nuez, F. 1995. *El cultivo del tomate*. Primera Edición. Editorial Mundi-Prensa. Madrid. 767 p.
- Oka, Y. 2010. Mechanisms of nematode suppression by organic soil amendments. A review. *Applied Soil Ecology* 44: 101-115.
- Oka, Y., B. Ben-Daniel and Y. Cohen. 2012. Nematicidal activity of the leaf powder and extracts of *Myrtus communis* against the root-knot nematode *Meloidogyne javanica*. *Plant Pathology* 61: 1012-1020.
- Padgham, J. L., M. A. Mazid, J. M. Duxbury, G. S. Abawi and M. Hossain. 2004. Yield loss caused by *Meloidogyne graminicola* on lowland rainfed rice in Bangladesh. *Journal of Nematology* 36:42-48.

- Pavaraj, M., G. Bakavathiappan and S. Baskaran. 2012. Evaluation of some plant extracts for their nematicidal properties against root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*. Journal of Biopesticides 5: 106-110.
- Peralta, I. E., S. Knapp and D. M. Spooner. 2008. Taxonomy of wild tomatoes and their relatives (*Solanum* sect. *Lycopersicoides*, sect. *Juglandifolia*, sect. *Lycopersicon*; *Solanaceae*). Tomato Genetics Cooperative Report 84: 1-186.
- Pérez-Rodríguez, I., A. Doroteo-Mendoza and F. Franco-Navarro. 2007. Isolates of *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia* from Mexico as potencial biological control agents of *Nacobbus aberrans*. Nematropica 37: 127-134.
- PPDB. 2019. Fluopyram. Pesticide Properties Data Base; University of Hertfordshire: Hertfordshire, UK. <https://sitem.herts.ac.uk/aeru/ppdb/en/Reports/1362.htm>
- Radwan, M. A., S. A. A. Farrag, M. M. Abu-Elamayem and N. S. Ahmed. 2012. Biological control of the root-knot nematode, *Meloidogyne incognita* on tomato using bioproducts of microbial origin. Applied Soil Ecology 56: 58-62.
- Ramírez-Villapudua, J., y R. A. Sáinz-Rodríguez. 2006. Manejo integrado de las enfermedades del tomate. 1a edición. Once Ríos Editores, 360 p.
- Reid, A., R. H. Manzanilla-López and D. J. Hunt. 2003. *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935) Thorne & Allen, 1944 (Nematoda: Pratylenchidae); a nascent species complex revealed by RFLP analysis and sequencing of the ITS-rDNA region, Nematology 5: 441-451.
- Rich, J. R., R. A. Dunn and J. W. Noling. 2003. Nematology: Advances and Perspectives. Vol. 2. Nematode Management and Utilization. Chen, Z. X., S. Y. Chen and D. W. Dickson (Eds.). CABI Publishing, Tsinghua University Press. Beijing, China. 1234 p.
- Robertson, R.T., J. S. McDonald, J. Mandel, M. A. Everett, G. L. Wolf and W. Powzaniuk. 1981. Acute oral toxicity study in rats with abamectin (avermectin B1). Study No. TT 81-2937. Unpublished report prepared by Merck Sharp & Dohme Research Laboratories, West Point, Pennsylvania, USA. Submitted to WHO by MSDRL, Three Bridges, NJ, USA.
- Ros, M., C. García, M. T. Hernandez, A. Lacasa, P. Fernández and J. A. Pascual. 2008. Effects of biosolarization as methyl bromide alternative for *Meloidogyne incognita* control on quality of soil under pepper. Biology and Fertility of Soils 45: 37-44.
- Sahebani, N. and N. Hadavi. 2008. Biological control of the root-knot nematode *Meloidogyne javanica* by *Trichoderma harzianum*. Soil Biology and Biochemistry 40: 2016-2020.
- Sánchez-Moreno, S., H. Minoshima, H. Ferris, L. E. Jackson. 2006. Linking soil properties and nematode community composition: effects of soil management on soil food webs. Nematology 8: 703-715.
- Sasser, J. N. and C. C. Carter. 1985. An Advanced Treatise on *Meloidogyne*: Biology and Control. Volume I. Barker, K.R., Carter, C.C. & Sasser, J.N. (Eds.), Department of Plant Pathology, North Carolina State University. North Carolina, USA. 422 pp.

- Sasser, J. N. and D. W. Freckman. 1987. A World Perspective on Nematology: The Role of the Society. In: Veech, J. A. and D. W. Dickson (Eds.). *Vistas on Nematology*, Hyattsville, Maryland, pp. 7-20.
- Scopa, A. and S. Dumontet. 2007. Soil solarization: effects on soil microbiological parameters, *Journal of Plant Nutrition* 30: 537-547.
- Sharma, I. P. and A. Sharma. 2015. Effects of initial inoculums levels of *Meloidogyne incognita* J2 on development and growth of tomato cv. PT-3 under control conditions. *African Journal Microbiology Research* 9: 1376-1380.
- Sher, S. A. 1970. Revision of the genus *Nacobbus* Thorne and Allen, 1944. *Journal of Nematology* 2: 228-235.
- SIAP (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera) SADER (Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural). 2021. Producción agrícola. <https://www.gob.mx/siap>
- SIAMI (Sistema de Información Arancelaria Vía Internet). 2017. <http://www.economia-snci.gob.mx/>
- Siddiqui, Z. A. and I. Mahmood. 1996. Biological control of plant parasitic nematodes by fungi: A review. *Bioresource Technology* 58: 229-239.
- Singh, S., R. K. Pandey and B. Goswami. 2013. Bio-control activity of *Purpureocillium lilacinum* strains in managing root-knot disease of tomato caused by *Meloidogyne incognita*. *Biocontrol Science and Technology* 23: 1469-1489.
- Smith, A. F. 1994. *The Tomato in America: Early History, Culture, and Cookery*. University of South Carolina Press, Columbia, South Carolina, USA. 224 p.
- Sosa-Moss, C. 1985. Report on the status of *Meloidogyne* research in Mexico, Central America and the Caribbean Countries (Region 1). pp. 327-346. In: Sasser, N. J. and C. C. Carter (Eds.). *An advanced treatise on Meloidogyne* Vol. L, Biology and control. International *Meloidogyne* Project, Raleigh, North Carolina State University, USA.
- Starr, J. L., S. R. Koenning, T. L. Kirkpatrick, A. F. Robinson, P. A. Roberts and R. L. Nichols. 2007. The future of nematode management in cotton. *Journal of Nematology* 39: 283-294.
- Stapleton, J. J. 2000. Soil solarization in various agricultural production systems. *Crop Protection* 19: 837-841.
- Tian, B. Y., J. K. Yang and K. Q. Zhang. 2007. Bacteria used in the biological control of plant-parasitic nematodes: populations, mechanisms of action, and future prospects. *FEMS Microbiology Ecology* 61: 197-213.
- Tscharntke, T., A. M. Klein, A. Kruess, I. Steffan-Dewenter and C. Thies. 2005. Landscape perspectives on agricultural intensification and biodiversity: ecosystem service management. *Ecology Letters* 8: 857-874.
- Van Gundy, S. D. 1985. Ecology of *Meloidogyne* spp. emphasis on environmental factors affecting survival and pathogenicity. In Sasser, J. N. and C. C. Carter (Eds.). *An Advance Treatise on Meloidogyne*. Vol I. Biology and Control (pp. 177-182). North Carolina State University Graphics, Raleigh North Carolina.

- Van den Hoogen, J., S. Geisen, D. H. Wall *et al.* 2020. A global database of soil nematode abundance and functional group composition. *Nature Scientific Data* 7: 103.
- Vidhyasekaran, P. 2004. *Concise encyclopedia of plant pathology*. Food Products Press and The Haworth Reference Press. Binghamton, NY. 587 p.
- Widmer, T. L. and G. S. Abawi. 2002. Relationship between levels of cyanide in sudangrass hybrids incorporated into soil and suppression of *Meloidogyne hapla*. *Journal of Nematology* 34: 16-22.
- Widmer, T. L., N. A. Mitkowski and G. S. Abawi. 2002. Soil organic matter and management of plant-parasitic nematodes. *Journal of Nematology* 34 289-295.
- Wilson, M. J. and T. A. Jackson. 2013. Progress in the commercialisation of bionematicides. *BioControl* 58: 715-722.
- Wislocki, P. G., L. S. Grosso, and R. A. Dybas. 1989. Environmental aspects of abamectin use in crop protection. pp. 182–200. In: Campbell C. W. (Ed.). *Ivermectin and abamectin*. New York: Springer-Verlag.
- Yang, J., L. Liang, J. Li, K.-Q. Zhang. 2013. Nematicidal enzymes from microorganisms and their applications. *Applied Microbiology and Biotechnology* 97: 7081-7095.
- Yeates, G. W. and G. R. Stirling. 2008. Regional patterns among soil nematode assemblages in Australasian pastures and effects of management practices. *Australasian Plant Pathology* 37: 298-307.

CAPÍTULO I. EXPERIMENTO 1 - BIOSOLARIZACIÓN Y PRODUCTOS BIOLÓGICOS Y QUÍMICOS PARA EL MANEJO DE *Nacobbus aberrans* Y *Meloidogyne incognita* EN TOMATE DE INVERNADERO

1.1. RESUMEN

Se determinó el efecto de la biosolarización (brócoli + estiércol de borrego) combinada con productos biológicos (*Purpureocillium lilacinum* y *Pochonia chlamydosporia*) y químicos (fluopyram y abamectina), aplicados individualmente o en mezcla, sobre *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita*. El experimento se efectuó en un invernadero comercial durante 2018 en San Diego, Texcoco, México. El diseño experimental fue en bloques al azar generalizado con 6 tratamientos y 4 bloques. El ensayo se llevó a cabo en dos etapas. En la etapa 1 se biosolarizó el sitio experimental durante 27 d y luego se ventiló el área por 13 d. En la etapa 2 se trasplantó tomate cv. Condor y se aplicaron los tratamientos comerciales biológicos y químicos al trasplante, durante el cultivo y hasta los 120 días después del trasplante (ddt). Se evaluó el desarrollo poblacional de estas dos especies de nematodos y otros grupos tróficos, el daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate. Los datos se sometieron a un análisis de varianza y comparación de medias. La densidad poblacional de *N. aberrans* se redujo 88.7% de 60 ddt a los 120 ddt. La población de *M. incognita* fue baja durante todo el ensayo con un máximo de 11 ejemplares. Fluopyram y la mezcla *P. lilacinum* + fluopyram disminuyeron 58.1% y 67.2% la población de *N. aberrans*, respectivamente. No hubo evidencia estadística para indicar cual fue el mejor tratamiento con relación al daño radicular y al rendimiento de tomate. La distribución espacial de esta especie se presentó en parches con picos máximos poblacionales en el bloque IV. Los bloques III y IV, registraron los mayores rendimientos de tomate en comparación con los otros tres bloques. Se detectaron a los grupos tróficos: bacteriófagos, fitófagos, micófagos, depredadores y omnívoros.

Palabras clave: Biosolarización, fluopyram, abamectina, *Pochonia chlamydosporia*, *Purpureocillium lilacinum*, nematodos agalladores.

1.2.INTRODUCCIÓN

El tomate (*Solanum lycopersicum* L.) representa 8% el valor total de la producción agrícola y 28% de las exportaciones hortícolas en México (SIAVI 2017; SIAP-SADER 2021). Los nematodos agalladores, *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne* spp., afectan a este cultivo y causan pérdidas económicas considerables, al reducir su producción entre 7% y 70% (Cid del Prado *et al.* 1997; 2001; Moens *et al.* 2009). Las estrategias de control de nematodos incluyen la aplicación de nematicidas por su rápido efecto; sin embargo, el costo económico y repercusión ambiental es muy elevado. En este sentido, es importante la aplicación de un manejo integrado, con técnicas que complementen el control de los nematodos agalladores en tomate y otros cultivos. El uso de microorganismos antagonistas, enmiendas orgánicas, biofumigación, solarización del suelo y acolchado, han mostrado eficacia en el manejo de nematodos agalladores; no obstante, su empleo ha sido aislado o poco integrado (Pérez-Rodríguez *et al.* 2007; Herrera-Parra *et al.* 2009; Cid del Prado *et al.* 2010). El siguiente ensayo tuvo como objetivos evaluar la combinación de la biosolarización, agentes de control biológico y nematicidas químicos para el manejo integrado de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita* en tomate, bajo condiciones de invernadero; determinar la distribución espacial de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita* e identificar a los grupos tróficos de nematodos en el área de estudio.

1.3.MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio, diseño experimental y tratamientos

El experimento se llevó a cabo en un invernadero comercial de tomate de 475 m², durante 2018, propiedad del señor Elías Zaragoza Ayala. Este se ubica a 19° 29' 44" N y 98° 51' 58" O, a una altura de 2288 metros sobre el nivel del mar (m.s.n.m.), en San Diego, Texcoco, México. El ensayo se realizó en dos etapas: E1) biosolarización en pretrasplante; E2) aplicación de tratamientos al trasplante de tomate saladette cv. Condor (BHN Seeds), y durante el desarrollo del cultivo. El invernadero cuenta con antecedentes de infestación por *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne* spp. en tomate, durante varios años. El diseño experimental fue en bloques al azar generalizado con 6 tratamientos y 4 repeticiones, en una parcela de 115.2 m² (Cuadro 1.1). Las unidades experimentales consistieron en 12 plantas en microparcels de 2.4 m². El modelo estadístico del diseño fue el siguiente:

$$y_{ijk} = \mu + T_i + \beta_j + T\beta_{ij} + E_{ijk};$$

Donde i son los 6 tratamientos;

j , 4 bloques;

k , 2 repeticiones de cada tratamiento en cada bloque;

y_{ijk} , valor de la variable respuesta de la repetición k del tratamiento i en el bloque j ;

μ , media general;

T_i , efecto del tratamiento i ;

β_j , efecto del bloque j ;

$T\beta_{ij}$, efecto de la interacción del tratamiento i con el bloque j ;

E_{ijk} , error experimental de la repetición k del tratamiento i en el bloque j ;

Debe cumplirse que $E_{ijk} \sim NIID(0, \sigma^2)$.

Etapa 1: Biosolarización

La biosolarización se estableció del 24 febrero y al 24 de marzo, con una temperatura ambiental máxima promedio de 23 °C. Se aplicaron 68 t ha⁻¹ de materia orgánica en la parcela experimental [(63 t ha⁻¹ de brócoli (*Brassica oleracea*) ligeramente picado + 5 t ha⁻¹ de estiércol de borrego], se humedeció a capacidad de campo y se cubrió con plástico negro de 0.25 mm de grosor durante 27 d. Se retiró el plástico, y después de 13 días (7 de abril) se construyeron y nivelaron las camas, y se colocó acolchado plateado de 0.25 mm de grosor. Se trasplantaron 576 plántulas de tomate de cuatro semanas de crecimiento a una distancia de 35 cm. Los riegos, la fertilización y el manejo de plagas los realizó el productor, respetando la aplicación de plaguicidas, a través del riego por goteo, en el sitio experimental.

Etapa 2: Tratamientos nematocidas

Los productos de manejo utilizados incluyeron agentes de control biológico y nematocidas químicos comerciales, aplicados individualmente o en combinación. Las dosis utilizadas se realizaron con base en las especificaciones del fabricante. *P. lilacinum* se aplicó por inmersión del sistema radicular de las plántulas durante 20 segundos antes del trasplante. Fluopyram y abamectina se aplicaron al momento del trasplante de las plántulas. El resto de las aplicaciones se administraron vía “drench” (100 mL) en la base del tallo de las plantas (Cuadro 1.1).

Densidad de población y distribución espacial

La densidad poblacional de *Nacobbus* sp., *Meloidogyne* sp. y los grupos tróficos de nematodos se realizó en tres evaluaciones: 1) después del proceso de biosolarización (un día antes

del trasplante de plántulas); 2) a los 60 días después del trasplante (ddt); 3) a los 120 ddt. Las muestras de suelo se colectaron a una profundidad de 25 cm. La primera colecta se constituyó de cada tratamiento en los cuatro bloques (compuesta) antes del trasplante de tomate (6 muestras). Las siguientes dos colectas se realizaron de manera individual en cada tratamiento y bloque (48 muestras por evaluación / 96 en total). El patrón de distribución espacial de la población de nematodos se efectuó con el software Surfer® (v15) (Golden Software 2021).

Cuadro 1.1. Tratamientos nematicidas evaluados en el experimento 1 contra *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita* en tomate.

No.	Productos	Dosis de producto (L ha ⁻¹)		Número e intervalo de aplicaciones
		Totales	Parciales	
1	<i>P. lilacinum</i> [†]	0.8	--	6 aplicaciones (adt ^p y 20, 40, 60, 80, 100 ddt ^a)
2	a) <i>P. chlamydosporia</i> + b) Fluopyram [¶]	a) 2.0 --	-- b) 1.0	a) 8 aplicaciones (7, 22, 37, 52, 67, 82, 97, 112 ddt) b) 2 aplicaciones [45 ddt (0.5 L ha ⁻¹) y 90 ddt (0.5 L ha ⁻¹)]
3	a) <i>P. lilacinum</i> + b) Fluopyram	a) 0.8 --	-- b) 1.0	a) 8 aplicaciones (7, 22, 37, 52, 67, 82, 97, 112 ddt) b) 2 aplicaciones [45 ddt (0.5 L ha ⁻¹) y 90 ddt (0.5 L ha ⁻¹)]
4	Fluopyram	1.0	--	Única dosis (atr ^{††})
5	Abamectina [§]	1.5		8 aplicaciones (atr y 15, 30, 45, 60, 75, 90, 105 ddt)
6	Testigo	--	--	--

[†]Nombre comercial: BioAct® (fabricante: Bayer); [¶]Verango® (Bayer); [§]Oregon® 60 SC (FMC); ^padt: antes del trasplante; ^adías después del trasplante; ^{††}atr: al trasplante.

Extracción de muestras, identificación de nematodos parásitos de plantas y comunidad trófica de nematodos

Los nematodos se extrajeron a partir de 200 g de suelo por muestra mediante la técnica de tamizado (Cobb 1918) y centrifugado-flotación (Caveness y Jensen 1955; Jenkins 1964). La identificación de *Nacobbus* sp. y *Meloidogyne* sp. se realizó utilizando características morfológicas y las claves taxonómicas de Sasser y Carter (1985) y Manzanilla-López *et al.* (2002); mientras que

los grupos tróficos de nematodos se identificaron con base en las claves taxonómicas de Bongers (1988).

Índice de agallamiento y porcentaje de daño radicular

El índice de agallamiento (ÍA) de las raíces de las plantas se estimó a los 60, 90 y 120 ddt (48 muestras por evaluación / 144 en total) tomando como base la escala de raíz agallada (Bridge y Page 1980), que incluye los niveles 1 al 10, donde 0, sin agallas en raíces; 1, algunas agallas pequeñas, difíciles de encontrar; 2, pequeñas agallas, pero claramente visibles, raíces principales limpias; 3, algunas agallas más grandes y visibles, raíces principales limpias; 4, predominan agallas grandes, pero la raíz principal limpia; 5, 50% de las raíces infestadas, agallas en algunas partes de las raíces principales; 6, agallas en las raíces principales; 7, la mayoría de las raíces principales agalladas; 8, todas las raíces principales agalladas, pocas raíces limpias visibles; 9, todas las raíces severamente agalladas, planta usualmente muriendo; 10, todas las raíces severamente agalladas, planta usualmente muerta (Figura 1.1). Cabe señalar que este análisis no fue destructivo; es decir, en cada evaluación se levantó el acolchado y se exponía una parte de las raíces al lavarlas con agua a presión utilizando una mochila de aspersion; se tomaba el dato y posteriormente se tapaba de nuevo con suelo y el plástico. El porcentaje de daño radicular se calculó a partir del ÍA mediante la formula de Townsend y Heuberger (1943):

$$P = \frac{\sum (ni)(vi)}{(N)(V)} \times 100$$

Donde P , es el porcentaje de daño;

ni , número de plantas en cada categoría de ÍA;

vi , valor numérico de cada categoría de ÍA;

N , número total de plantas en la muestra;

V , valor de la categoría más alta de ÍA.

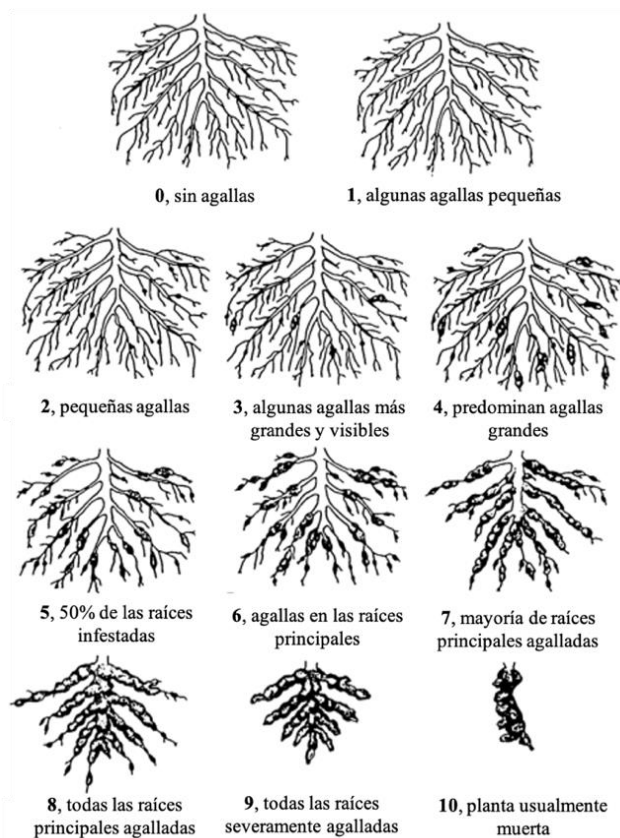


Figura 1.1. Representación gráfica de la escala de raíz agallada de Bridge y Page (1980).

Rendimiento de tomate

La producción de tomate se registró a partir de seis cosechas de frutos maduros a intervalos de 7 d (576 plantas por cada cosecha). El rendimiento ($t\ ha^{-1}$) se calculó con base en la producción (kg) de las plantas cosechadas.

Análisis estadístico y área bajo la curva del progreso de la enfermedad

Los datos obtenidos se sometieron a un análisis de varianza (ANOVA) y comparación de medias mediante la prueba de Tukey ($P > 0.05$) con el paquete estadístico R para Mac OS X, versión 4.0.5 (Urbanek *et al.* 2016). Además, se determinó el área bajo la curva de población de nematodos y área bajo la curva de daño radicular (ABCDR), y se analizaron mediante ANOVA y

comparación de medias. El área bajo la curva de progreso de la enfermedad es muy útil para estimar la intensidad de la enfermedad a lo largo del tiempo al comprimir las observaciones en un solo número. Para ello se utilizó el método trapezoidal en el que se transformaron las variables de tiempo y se estimó la intensidad media de la enfermedad entre cada par de puntos adyacentes (Madden *et al.* 2007).

1.4.RESULTADOS

Identificación de *Nacobbus* sp. y *Meloidogyne* sp.

De las agallas de las raíces de tomate se extrajeron adultos y hembras jóvenes de ambos géneros de nematodos para su identificación. Las raíces de tomate mostraron principalmente síntomas de agallamiento de tipo “rosario”, causadas por *Nacobbus* sp. (Figura 1.2, A). Las hembras adultas presentaron una parte central del cuerpo en forma de saco, y un cuello corto, típico de *N. aberrans* (Figura 1.2, B); mientras que las hembras inmaduras, vulva subterminal (95%) en la región posterior (Figura 1.2, C). Los machos de esta especie tenían espículas y una bursa tipo peloderan en la región caudal (Figura 1.2, D).

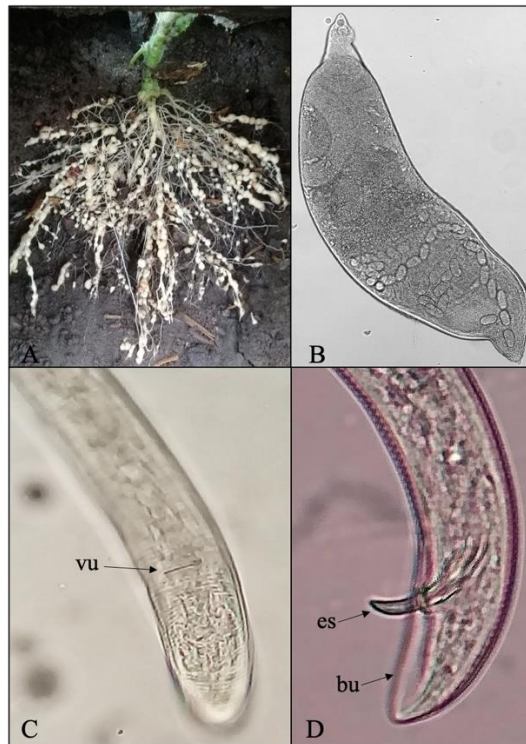


Figura 1.2. *Nacobbus aberrans*. Síntomas de agallamiento tipo "rosario" en tomate (A); hembras adultas con parte central del cuerpo en forma de saco (B); vulva a 95% del cuerpo en hembras inmaduras (C); espículas y una bursa de tipo peloderan en los machos (D). vu = vulva, es = espículas, bu = bursa.

Un porcentaje muy bajo de raíces agalladas fue típico de los síntomas de agallamientos causados por *Meloidogyne* spp. (Figura 1.3, A). Las hembras extraídas de las agallas eran globosas con una longitud media del estilete de 15 μm (Figura 1.3, C). El patrón perineal con estrías lisas y un arco dorsal alto y cuadrado (Figura 1.3, B). Machos con disco labial redondo grande. La región cefálica, lisa o marcada por dos o tres anulaciones incompletas, no se distingue claramente del resto del cuerpo. Estilete con 23 μm de longitud media (Figura 1.3, D), espículas y sin bursa en la región de la cola (Figura 1.3, E). Estas características coinciden con *M. incognita*.

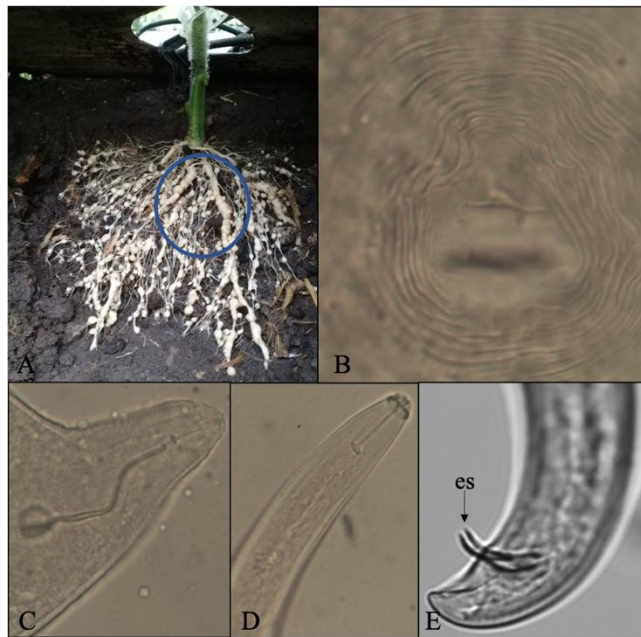


Figura 1.3. *Meloidogyne incognita*. Síntomas de agallamiento en tomate (A); patrón perineal con arco dorsal alto y cuadrado (B); región anterior de la hembra adulta (C); región anterior del macho (D); espículas sin presencia de bursa en la cola del macho (E). es = espículas.

Efecto de la biosolarización sobre la fluctuación poblacional de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita*

La primera colecta, después de la biosolarización y antes del trasplante de la plántula de tomate, se efectuó para estimar la densidad poblacional inicial de cada tratamiento, y las dos

posteriores a la siembra (días después del trasplante) para evaluar la fluctuación poblacional durante el cultivo. En la primera evaluación se registró que de los 289 individuos identificados como *N. aberrans*, 83% fueron J2; 11%, hembras inmaduras y 6% machos; mientras que 100% de *M. incognita* fue J2. A los 60 ddt, los ejemplares de *N. aberrans* (6031) fueron 99% J2, 1% hembras inmaduras y 1% machos; en tanto que 100% (11 organismos) de *M. incognita* fueron J2. A los 120 ddt, 95%, 4% y 1% correspondieron a J2, hembras inmaduras y machos, respectivamente, de *N. aberrans* (680 especímenes); y no se detectaron organismos de *M. incognita* (Cuadro 1.2, Figura 1.4).

Cuadro 1.2. Densidad poblacional total de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita*, después de la biosolarización y durante el desarrollo de tomate.

Especie de nematodo	Después de la biosolarización [§]	Durante el cultivo	
		60 ddt ^p	120 ddt
<i>Nacobbus aberrans</i> [†]	289	6031	680
<i>Meloidogyne incognita</i> [¶]	1	11	0

[†]Población total de J2, hembras inmaduras y machos; [¶]población total de J2; [§]un día antes del trasplante de tomate; ^pddt: días después del trasplante.

Efecto de la biosolarización combinada con los tratamientos nematicidas sobre el desarrollo poblacional de *Nacobbus aberrans*, el porcentaje de daño radicular acumulado y el rendimiento

La densidad poblacional de *N. aberrans* fue superior a *M. incognita* (Cuadro 1.2), con base en ello, se deduce que el agallamiento y el daño radicular lo causó principalmente la primera especie de nematodo mencionada. Las unidades experimentales tratadas con abamectina contabilizaron la máxima área bajo la curva de población de *N. aberrans* (ABCPNA) calculada a partir de los 60 y 120 ddt (13 864 unidades); mientras que la combinación de *P. lilacinum* +

fluopyram, la mínima (4545 unidades) (Cuadro 1.3). Así mismo, el bloque IV cuantificó el mayor valor, tanto de ABCPNA (Cuadro 1.4) como de población total de *N. aberrans* (Figura 1.4). El ANOVA mostró diferencias entre los tratamientos nematocidas ($P = 0.0164^*$) (Cuadro 1.3) y entre bloques ($P = 0.0135^*$) (Cuadro 1.4). Por otro lado, el área bajo la curva de daño radicular (ABCDR), producto de las evaluaciones a los 60, 90 y 120 ddt, registró al testigo con el mayor daño (274 unidades); en tanto que el daño más bajo lo ocasionó fluopyram con 214 unidades (Cuadro 1.3). Nuevamente, el bloque IV exhibió las máximas unidades (262) (Cuadro 1.4). No se presentaron diferencias significativas (Cuadro 1.3 y Cuadro 1.4).

Acerca del rendimiento de tomate, la combinación *P. chlamydosporia* + fluopyram, y fluopyram, solo, obtuvieron los mayores rendimientos (50 t ha^{-1}); contraste a ello, el testigo y la combinación *P. lilacinum* + fluopyram, registraron los menores (43 t ha^{-1}) (Cuadro 1.3). Los bloques III y IV cuantificaron los mayores rendimientos; mientras que el I, el menor (Cuadro 1.4). El ANOVA arrojó diferencias entre bloques ($P = 5.31\text{e-}06^{***}$) (Cuadro 1.4).

Cuadro 1.3. Efecto de la biosolarización + tratamientos nematocidas sobre el desarrollo poblacional de *Nacobbus aberrans*, el porcentaje de daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate.

No.	Productos	ABCPNA [†]	ABCDR [‡]	Rendimiento [§] (t ha^{-1})
1	<i>P. lilacinum</i>	9671 ab ^p	246 a	46 a
2	<i>P. chlamydosporia</i> + fluopyram	7428 ab	225 a	50 a
3	<i>P. lilacinum</i> + fluopyram	4545 b	225 a	43 a
4	Fluopyram	5805 b	214 a	50 a
5	Abamectina	13 864 a	238 a	44 a
6	Testigo	6446 ab	274 a	43 a

[†]ABCPNA: promedio del área bajo la curva de población de *Nacobbus aberrans*; [‡]ABCDR: promedio del área bajo la curva de daño radicular; [§]rendimiento promedio (producción de frutos transformados a toneladas); ^pen cada columna las cifras con las mismas letras no son significativamente diferentes ($P < 0.005$).

Cuadro 1.4. Efecto de los bloques sobre el desarrollo poblacional de *Nacobbus aberrans*, el porcentaje de daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate.

Bloque	ABCPNA [†]	ABCDR [‡]	Rendimiento [§] (t ha ⁻¹)
I	3550 b ^P	235 a	38 c
II	8817 ab	231 a	43 bc
III	8740 ab	219 a	47 a
IV	10 732 a	262 a	58 a

[†]ABCPNA: promedio del área bajo la curva de población de *Nacobbus aberrans*; [‡]ABCDR: promedio del área bajo la curva de daño radicular; [§]rendimiento promedio (producción de frutos transformados a toneladas); ^Pen cada columna las cifras con las mismas letras no son significativamente diferentes ($P < 0.005$).

Distribución espacial de *Nacobbus aberrans* en el sitio experimental 1

A partir de la suma de las evaluaciones efectuadas a los 60 y 120 ddt, se obtuvo la población total de *N. aberrans* que incluyó J2, hembras inmaduras y machos. Se observaron picos poblacionales en los bloques II, III y IV; sin embargo, este último registró la mayor población total de organismos (2269) en todo el bloque (Figura 1.4).

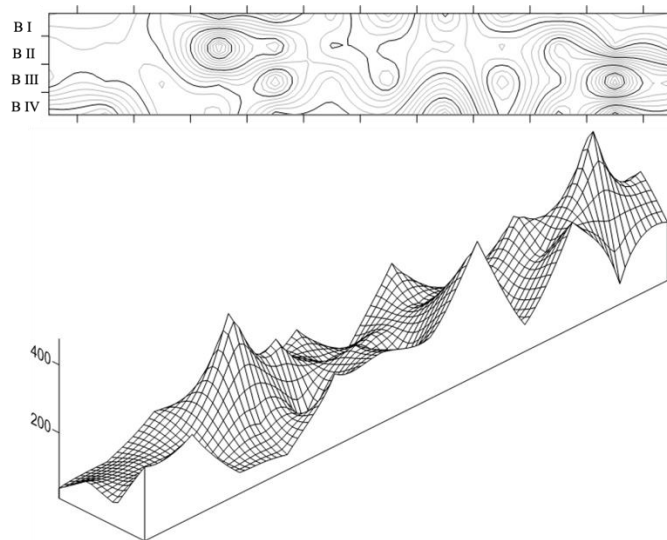


Figura 1.4. Distribución espacial de la población total de *Nacobbus aberrans* en el sitio experimental 1.

Comunidad trófica de nematodos en el sitio experimental 1

En la primera colecta, después de la biosolarización, se detectaron bacteriófagos, fitófagos y micófagos. A los 60 ddt se hallaron estos mismos grupos, además de los depredadores; mientras que a los 120 ddt se detectaron los mismos grupos que a los 60 ddt. Los nematodos parásitos de plantas *Helicotylenchus* sp., *Hoplolaimus* sp. y *Tylenchorhynchus* sp. predominaron durante todo el estudio; así como *Acrobeles* sp. (bacteriófago), y *Aphelenchus* sp. y *Tylenchus* sp. (micófago). Los monónquidos (depredadores) y doriláimidos (omnívoros) se detectaron durante el desarrollo del cultivo (Cuadro 1.5).

Cuadro 1.5. Grupos tróficos después de la biosolarización y durante el desarrollo de tomate.

Grupos trófico	Después de la biosolarización [†]	Durante el cultivo	
		60 ddt [§]	120 ddt
Fitófagos	<i>He, Ho, Tr, Cr</i> [¶]	<i>Ap, He, Ho, Tr, Th</i>	<i>Ah, He, Ho, Tr, Cr</i>
Bacteriófagos	<i>Ac, Ra</i>	<i>Ac, Ra</i>	<i>Ac, Ra</i>
Micófagos	<i>Ap, Ty</i>	<i>Ap, Ty</i>	<i>Ap, Ty</i>
Depredadores		<i>Mo</i>	<i>Mo</i>
Omnívoros		<i>Do</i>	<i>Do</i>

[†]un día antes del trasplante de tomate; [¶]*Ac*: *Acrobeles* sp.; *Ah*: *Aphelenchoides* sp.; *Ap*: *Aphelenchus* sp.; *He*: *Helicotylenchus* sp.; *Ho*: *Hoplolaimus* sp.; *Th*: *Trichodorus* sp.; *Tr*: *Tylenchorhynchus* sp.; *Ty*: *Tylenchus* sp.; *Cr*: criconemátidos (Familia Criconematidae); *Do*: doriláimidos (Orden Dorylaimida); *Mo*: monónquidos (Orden Mononchida); *Ra*: rabdítidos (Orden Rhabditida); [§]ddt: días después del trasplante.

1.5.DISCUSIÓN

Después del proceso de biosolarización con brócoli + estiércol de borrego, se cuantificaron 289 individuos de *N. aberrans* (J2, hembras inmaduras y machos) y uno de *M. incognita* un día antes del trasplante de tomate; y durante su desarrollo, la densidad poblacional de la primera especie disminuyó 88.7% de 60 días ddt a los 120 ddt; mientras que *M. incognita* no se detectó al finalizar las evaluaciones (Cuadro 1.2). Se ha registrado que la aplicación de residuos de brasicas, como biofumigantes, es una estrategia de gran utilidad en el manejo de nematodos fitoparásitos, dado que contienen glucosinolatos que se hidrolizan por la enzima mirosinasa y producen eptionitrilos, isotiocianatos y tiocianatos, que son compuestos con propiedades nematicidas; sin embargo, por sí sola, es poco probable que elimine el problema ocasionado por estos fitoparásitos; por tal razón, se ha recurrido a su enriquecimiento con la incorporación enmiendas orgánicas (Kirkegaard *et al.* 1993; Adegbite y Adesiyani 2005). Se afirmó que la incorporación al suelo de residuos de crucíferas y sorgo, en combinación con *P. chlamydosporia*, redujo las poblaciones de *Meloidogyne* sp. en invernadero (Cid del Prado *et al.* 2010). Kaskavalci *et al.* (2009) señalaron que la biofumigación con brócoli disminuyó 50% del índice de agallamiento en plantas de tomate infectadas con *M. incognita*. Cabe señalar que, durante las evaluaciones de la población de nematodos en el suelo, específicamente *N. aberrans*, los estadios detectados fueron J2, hembras inmaduras y machos. Con relación a ello, se ha documentado que los J3 y J4 son menos activos y más lentos que el J2, y no migran largas distancias, se mantienen cerca de las raíces (Manzanilla-López *et al.* 2002).

En este invernadero se han presentado problemas por *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita* por varios años. En los últimos cuatro años el productor ha implementado el proceso de biosolarización con brócoli enriquecido con estiércol de borrego o de gallina. En este ensayo, la población de *M. incognita* en el suelo fue extremadamente baja, después de la biosolarización, y

durante el desarrollo del cultivo, con un máximo de 11 organismos (Cuadro 1.2). La acumulación de materia orgánica en el suelo pudiera estar afectando la densidad poblacional de esta especie (Guerrero *et al.* 2006; Pérez-Espíndola *et al.* 2019). Los nematodos fitoparásitos pueden competir entre sí por espacio y hábitat en comunidades de múltiples especies, como ya se demostró en un estudio con *Meloidogyne marítima* (Brinkman *et al.* 2005). *Nacobbus aberrans* persiste en el suelo en estado de anhidrobiosis (J3 y J4) en los meses en los que no se cultiva y predominan períodos de desecación (Cid del Prado 2019). Esta característica única, de ciertas especies de nematodos, puede volver más competitivo y agresivo a *N. aberrans* desplazando a *M. incognita*, dado que los J3 y J4 pueden ingresar a las raíces de las plántulas y comenzar la producción de huevos antes que esta última especie. Conjuntamente, el síntoma de agallamiento tipo "rosario", asociado a *N. aberrans*, prevaleció en las raíces de tomate a lo largo del experimento. Otro factor importante pudiera ser el suelo supresor de *M. incognita* y mantener las poblaciones bajas de esta especie (Cook y Baker 1983). En un estudio se reportó que el suelo suprimió biológicamente la población de *M. incognita* en tomate (Pyrowolakis *et al.* 2002).

Se presentaron diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos nematicidas con relación al ABCPNA. Fluopyram y la mezcla *P. lilacinum* + fluopyram, comparados con el testigo, disminuyeron esta variable en 29.3% y 10%, respectivamente; en cambio, comparados con abamectina, la redujeron 58.1% y 67.2% y respectivamente (Cuadro 1.3). Con relación al ABCDR, pese a que estadísticamente todos los tratamientos nematicidas producen el mismo efecto, fluopyram decreció esta variable en 21.9%, en comparación con el testigo; en tanto que las mezclas que contienen este mismo nematicida: *P. chlamydosporia* + fluopyram y *P. lilacinum* + fluopyram, lo redujeron de manera similar en 17.9% (Cuadro 1.3). De igual manera, en el rendimiento de tomate no se registraron diferencias estadísticas entre los tratamientos nematicidas evaluados; sin

embargo, la mezcla *P. chlamydosporia* + fluopyram y fluopyram, solo, incrementaron 14% de esta variable respuesta, en contraste con el testigo (Cuadro 1.3).

De manera general, fluopyram, solo o en mezcla con los agentes de biocontrol *P. chlamydosporia* y *P. lilacinum*, disminuyeron el ABCPNA y el ABCDR, e incrementaron el rendimiento de tomate. Este resultado coincide con una investigación donde se utilizó este nematicida, de manera individual, en el manejo de *M. incognita* infectando tomate (Ji *et al.* 2019); de igual modo, otros autores han afirmado el uso exitoso de fluopyram, en combinación con *P. lilacinum*, en el manejo de esta especie de nematodo en tomate (Dahlin *et al.* 2019); no obstante, los informes y publicaciones sobre su eficacia contra *N. aberrans* son limitados. Por otro lado, los resultados obtenidos en el presente ensayo se contraponen al estudio realizado por Hajihassani *et al.* (2019), quienes argumentan que el uso de nematicidas químicos no tiene una influencia significativa en el rendimiento de pepino afectado por altas densidades de *M. incognita*. Otra investigación documentó que el uso de nematicidas químicos, en combinación con *P. lilacinum*, afectó negativamente al hongo nematófago en el manejo de *N. aberrans* y *M. incognita* (Eguiguren-Carrión 1995). Por el contrario, se ha documentado la eficacia de *P. lilacinum* y *P. chlamydosporia* contra *N. aberrans* y *M. incognita* (Brand *et al.* 2004; Flores-Camacho *et al.* 2007); no obstante, en este ensayo no se evidenció un manejo efectivo de ambas especies de nematodos agalladores por *P. lilacinum* solo, y no se analizó un tratamiento de *P. chlamydosporia* de manera individual; sin embargo, en mezcla con fluopyram, los resultados fueron alentadores al disminuir la población de *N. aberrans* en unidades de ABCPNA (Cuadro 1.3). Gortari y Hours (2016), manifestaron que no se observó una actividad antagónica concluyente de *P. lilacinum* sobre *N. aberrans* en tomate.

Se ha reportado que los nematodos parásitos de plantas se distribuyen en el suelo en forma de agregación en parches en agroecosistemas, incluso cuando estas áreas son aparentemente homogéneas con características físicas o químicas del suelo menos pronunciados que en los

sistemas naturales (Robertson y Freckman, 1995; Ettema y Wardle, 2002; Been y Schomaker, 2006). En la Figura 1.4 se observa la distribución de *N. aberrans* en parches; sin embargo, al finalizar el experimento (120 ddt), la mayor población de esta especie se presentó en el bloque IV (Cuadro 1.4, Figura 1.4). Este hecho se asocia al declive que tiene el terreno, área en la que se acumuló mayor humedad (Wallace, 1968). La mayor población de *N. aberrans*, representada como unidades de ABCPNA, se registró en el tratamiento abamectina, y no en el testigo (Cuadro 1.3); este hecho se debió a que los máximos picos poblacionales de la especie en mención se detectaron en los bloques III y IV en las unidades experimentales de este tratamiento con 502 y 401 ejemplares, respectivamente (Figura 1.4). Es interesante observar que, además de la población, el mayor porcentaje de daño radicular se presentó en el bloque IV y, a pesar de ello, el rendimiento de tomate fue estadísticamente superior al resto de los bloques (Cuadro 1.4). Este acontecimiento pudiera asociarse a mecanismos de defensa de las plantas ubicadas en este bloque al ataque de patógenos (Agrawal 1999).

Durante el experimento se detectaron los grupos tróficos de nematodos: bacteriófagos, fitófagos, micófagos, depredadores y omnívoros (Cuadro 1.5). El uso de la biofumigación es muy variable en el impacto sobre las comunidades de organismos del suelo, de vida libre (Smith *et al.* 2004). Gruver (2010), demostraron que después de utilizar cultivos de cobertura y biofumigación utilizando mostazas (*Sinapis alba* y *B. juncea*), rábano de labranza (*Raphanus sativus* var. *longipinnatus*), rábano de semillas oleaginosas (*R. sativus* var. *oleiferus*) o centeno (*Secale cereale*) no se afectaron las poblaciones de nematodos de vida libre.

1.6.CONCLUSIONES

De los 60 días después del trasplante (ddt) a los 120 ddt, la densidad poblacional total de *N. aberrans* se redujo en 88.7% en todo el sitio experimental biosolarizado. La población de *M. incognita* en el suelo fue extremadamente baja durante el desarrollo del ensayo. Fluopyram y la mezcla *P. lilacinum* + fluopyram disminuyeron 58.1% y 67.2% la población de *N. aberrans*, respectivamente. No hubo evidencia estadística para indicar cual fue el mejor tratamiento biológico o químico, en combinación con la solarización, con relación al daño radicular y al rendimiento de tomate. Se confirma la distribución espacial de *N. aberrans* en parches, con picos máximos en el bloque IV. Los bloques III y IV registraron el mayor rendimiento de tomate en contraste con el resto de los bloques. En el ensayo se detectaron a los grupos tróficos de nematodos: bacteriófagos, fitófagos, micófagos, depredadores y omnívoros.

1.7. LITERATURA CITADA

- Adebite, A. A. and S. O. Adesiyun. 2005. Root extracts of plants to control root-knot nematode on edible soybean. *World Journal of Agricultural Research* 1: 18-21.
- Agrawal, A. A. 1999. Induced Plant Defense: Evolution of Induction and Adaptive Phenotypic Plasticity. In: Agrawal, A.A., Tuzun, S., Bent, E. (Eds). *Induced plant defenses against pathogens and herbivores: biochemistry, ecology, and agricultura*. American Phytopathological Society Press, St. Paul, MN (USA), pp 251-258.
- Been, T. H. and C. H. Schomaker. 2006. Distribution patterns and sampling. In: Perry, R. N. and M. Moens. (Eds.). *Plant nematology*, CAB Int, Wallingford, pp 302-326.
- Bongers, A. M. T. 1988. De nematoden van Nederland. Stichting Uitgeverij Koninklijke Nederlandse Natuurhistorische Vereniging (Natuurhistorische bibliotheek van de KNNV 46). 408 p.
- Brand, D., S. Roussos, A. Pandey, P. C. Zilioli, J. Pohl and C. R. Soccol. 2004. Development of a bionematicide with *Paecilomyces lilacinus* to control *Meloidogyne incognita*. *Applied Biochemistry and Biotechnology* 118: 81-88.
- Bridge, J. and S. Page. 1980. Estimation of root-knot nematode infestation levels on roots using a rating chart. *Tropical Pest Management* 26: 296-298.
- Brinkman, E. P., H. Duyts and W. H. van der Putten. 2005. Consequences of variation in species diversity in a community of root-feeding herbivores for nematode dynamics and host plant biomass. *Oikos* 110: 417-427.
- Caveness, F. E. and H. J. Jensen. 1955. Modification of the centrifugal-flotation technique for the isolation and concentration of nematodes and their eggs from soil and plant tissue. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington* 22: 87-89.
- Cid del Prado-Vera, I. 2019. Anhydrobiosis in *Nacobbus aberrans* (Nematoda: Pratylenchidae). Abstracts of the 51th ONTA Annual Meeting 8-9.
- Cid del Prado-Vera, I., G. E. Ávila and K. Evans. 1997. Gama de hospedantes de poblaciones mexicanas de *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935) Thorne y Allen, 1944. *Nematopica* 27: 104.
- Cid del Prado V., I., M. A. Lucero-Pallares and I. Pérez-Rodríguez. 2010. Biofumigation a very efficient alternative for the control of root-knot nematode *Meloidogyne* spp. in vegetables produced in house shadows. *Nematopica* 40: 128.
- Cid del Prado V., I., S. A. Tovar and J. A. Hernández. 2001. Distribución de especies y razas de *Meloidogyne* en México. *Revista Mexicana Fitopatología* 19: 32-39.
- Cobb, N. A. 1918. Estimating the Nema Population of the Soil, with Special Reference to the Sugar-beet and Root-gall nemas, *Heterodera Schachtii* Schmidt and *Heterodera Radicicola* (Greef) Müller. *Agricultural Technology Circular*, Bureau of Plant Industry, U.S., Department of Agriculture 1: 1-48.
- Cook, R. J. and K. F. Baker. 1983. *The nature and practice of biological control of plant pathogens*. St. Paul, MN: APS Press. 539 p.

- Dahlin, P., R. Eder, E. Consoli, J. Krauss and S. Kiewnick. 2019. Integrated control of *Meloidogyne incognita* in tomatoes using fluopyram and *Purpureocillium lilacinum* strain 251. *Crop Protection* 124: 104874.
- Eguiguren-Carrion, R. 1995. Control of *Meloidogyne incognita* and *Nacobbus* sp. with *Paecilomyces lilacinus* in the green house and effect of nematicides on the fungus, *BioControl* 1: 41-49.
- Ettema, C. H. and D. A. Wardle. 2002. Spatial soil ecology. *Trends in Ecology & Evolution* 17: 177-183.
- Flores-Camacho, R., R. H. Manzanilla-López, I. Cid del Prado-Vera and A. Martínez-Garza. 2007. Control de *Nacobbus aberrans* (Thorne) Thorne y Allen con *Pochonia chlamydosporia* (Goddard) Gams y Zare. *Revista Mexicana de Fitopatología* 25: 25-34.
- Golden Software, LLC. 2021. 809 14th Street Golden, Colorado 80401 www.goldensoftware.com
- Gortari, M. C. and R. A. Hours. 2016. *Purpureocillium lilacinum* LPSC # 876: Producción de conidias en cultivos sobre sustratos sólidos y evaluación de su actividad sobre *Nacobbus aberrans* en plantas de tomate. *Revista de la Facultad de Agronomía* 115: 239-249.
- Gruver, L. S., R. R. Weil, I. A. Zasada, S. Sardanelli, B. Momen. 2010. Brassicaceous and rye cover crops altered free-living soil nematode community composition. *Applied Soil Ecology* 45: 1-12.
- Guerrero, M. M., C. Ros, M. A. Martínez, M. C. Martínez, A. Bello and A. Lacasa. 2006. Biofumigation vs biofumigation plus solarization to control *Meloidogyne incognita* in sweet pepper. *Bull IOBC-WPRS* 29: 313-318.
- Hajihassani, A., R. F. Davis and P. Timper. 2019. Evaluation of selected nonfumigant nematicides on increasing inoculation densities of *Meloidogyne incognita* on cucumber. *Plant Disease* 103: 3161-3165.
- Herrera-Parra, E., J. Cristóbal-Alejo and J. M. Tún-Suárez. 2009. Water extracts of *Calea urticifolia* Mill. for the control of *Meloidogyne incognita*. *Nematropica* 39: 289-296.
- Jenkins, W. R. 1964. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. *Plant Disease* 48: 692.
- Ji, X., J. Li, B. Dong, H. Zhang, S. Zhang and K. Qiao. 2019. Evaluation of fluopyram for southern root-knot nematode management in tomato production in China. *Crop Protection* 122: 84-89.
- Kaskavalci, G., Y. Tuzel, O. Dura and G. B. Oztekin. 2009. Effects of alternative control methods against *Meloidogyne incognita* in organic tomato production. *Ekoloji* 18: 23-31.
- Kirkegaard, J. A., P. A. Gardner, J. M. Desmarchelier and J. F Angus. 1993. Biofumigation using Brassica species to control pests and diseases in horticulture and agriculture. In: Wratten, M. and R. J. Mailer (Eds.), 9th Australian Research Assembly on Brassicas. British Society for Plant Pathology, Agricultural Research Institute, Wagga Wagga, pp. 77-82.
- Labourdette, G., H. Lachaise, H. Rieck and D. Steiger. 2010. Fluopyram: efficacy and beyond on problematic diseases. In: *Modern Fungicides and Antifungal Compounds VI*. 16th International Reinhardtsbrunn Symposium, Friedrichroda, Germany, pp 75-80.

- Madden, L., G. Hughes, F. V. Den Bosch. 2007. Study of Plant Disease Epidemics. American Phytopathological Society, St Paul, MN. 421 p.
- Manzanilla-López, R. H., M. A. Costilla, M. Doucet, J. Franco, R. N. Inserra, P. S. Lehman, I. Cid del Prado-Vera, R. M. Souza and R. M. Evans. 2002. The genus *Nacobbus* Thorne & Allen, 1944 (Nematoda: Pratylenchidae): Systematics, distribution, biology and management. *Nematropica* 32: 149-227.
- Moens, M., R. N. Perry and J. L. Starr. 2009. *Meloidogyne* species: a diverse group of novel and important plant parasites. In: Perry, R. N., M. Moens and J. L. Starr (Eds.). Root-knot nematodes. CABI Publishing, Wallingford, pp 1-17.
- Pérez-Espíndola, A., I. Cid del Prado-Vera, R. Alatorre-Rosas, J. Suárez-Espinosa, M. P. Rodríguez-Guzmán, M. H. Ferris. 2019. Efecto de la biofumigación y *Pochonia chlamydosporia* en el manejo de nematodos noduladores en tomate. *Nematropica* 49: 172-180.
- Pérez-Rodríguez, I., A. Doroteo-Mendoza and F. Franco-Navarro. 2007. Isolates of *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia* from Mexico as potencial biological control agents of *Nacobbus aberrans*. *Nematropica* 37: 127-134.
- Pyrowolakis, A., A. Westphal, R. A. Sikora and J. O. Becker. 2002. Identification of root-knot nematode suppressive soils. *Applied Soil Ecology* 19: 51-56.
- Robertson, G. P. and D. W. Freckman. 1995. The spatial distribution of nematode trophic groups across a cultivated ecosystem. *Ecology* 76: 1425-1432.
- Sasser, J. N. and C. C. Carter. 1985. *An Advanced Treatise on Meloidogyne: Biology and Control*. Volume I. Barker, K. R. C. C., Carter and J. N. Sasser. (Eds.). Department of Plant Pathology, North Carolina State University. North Carolina, USA. 422 pp.
- SIAP (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera) SADER (Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural). 2021. Producción agrícola. <https://www.gob.mx/siap>
- SIAMI (Sistema de Información Arancelaria Vía Internet). 2017. <http://www.economia-snci.gob.mx/>
- Smith, B. J., J. A. Kirkegaard and G. N. Howe. 2004. Impacts of Brassica break-crops on soil biology and yield of following wheat crops. *Australian Journal of Agricultural Research* 55: 1-11.
- Townsend, G. R. and J. W. Heuberger. 1943. Methods for estimating losses caused by diseases in fungicide experiments. *Plant Disease Reporter* 27: 340-343.
- Urbanek, S., H. J. Bibiko and S. M. Latus. 2016. R: Copyright© 2004-2016. The R Foundation for Statistical Computing.
- Wallace, H. R. 1968. The dynamics of nematode movement. *Annual Review of Phytopathology* 6: 91-114.

CAPÍTULO II. EXPERIMENTO 2 - BIOSOLARIZACIÓN Y PRODUCTOS BIOLÓGICOS Y ORGÁNICOS PARA EL MANEJO DE *Nacobbus aberrans* Y *Meloidogyne incognita* EN TOMATE DE INVERNADERO CON SISTEMA DE PRODUCCIÓN ORGÁNICO

2.1. RESUMEN

Se evaluó el efecto de la biosolarización (alfalfa verde + composta de tomate + estiércol de conejo + de estiércol de gallina) seguido de productos biológicos (*Purpureocillium lilacinum* y *Trichoderma viride*) y orgánicos (*Tagetes erecta* y extractos vegetales), aplicados de manera individual o como paquete tecnológico, sobre *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita*. El ensayo se realizó en 2019 en un invernadero comercial, con sistema de producción orgánico, en San Bernardino, Texcoco, México. El diseño experimental consistió en bloques al azar generalizado con 6 tratamientos y 4 bloques. El experimento se llevó a cabo en dos fases. En la primera, se biosolarizó el sitio experimental durante 30 d y luego se ventiló por 16 d. En la segunda fase se trasplantó tomate cv. Sun 7705 y se aplicaron los tratamientos comerciales biológicos y orgánicos al trasplante, durante el desarrollo del cultivo y hasta los 120 días después del trasplante (ddt). Se evaluó el desarrollo poblacional de estas dos especies de nematodos y otros grupos tróficos, el daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate. Los datos se sometieron a un análisis de varianza y comparación de medias. La población total de *N. aberrans*, en todo el experimento, decreció 31.9% de los 60 a los 120 ddt; mientras que la densidad poblacional total de *M. incognita* se detectó a los 120 ddt con 105 especímenes. No se registró evidencia estadística para mencionar cual fue el mejor tratamiento biológico y orgánico con relación a la población de *N. aberrans* y *M. incognita*, al daño radicular o al rendimiento de tomate. Las plantas del bloque IV registraron el menor porcentaje de daño radicular en comparación con los otros tres bloques. *Nacobbus aberrans* presentó una distribución espacial en parches, con un pico máximo poblacional en el bloque III. Después de la biosolarización (un día antes del trasplante), los nematodos fitófagos

predominaron con 55.5% de la población total de grupos tróficos; mientras que a los 60 y 120 ddt, 69.5% y 46.8% de la población correspondió a bacteriófagos.

Palabras clave: *Purpureocillium lilacinum*, *Trichoderma viride*, *Tagetes erecta*, biosolarización, nematodos agalladores.

2.2. INTRODUCCIÓN

El tomate (*Solanum lycopersicum* L.) de invernadero en México registró una superficie de siembra de 7303 ha y una producción de 1.3 millones de toneladas con un valor de \$ 11.8 millones de pesos en 2020 (SIAP-SADER 2021). *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne* spp., reducen la producción de este cultivo entre 7% y 70% (Cid del Prado *et al.* 1997; 2001; Moens *et al.* 2009). Bajo condiciones de invernaderos con sistema de producción orgánico, existe la necesidad de desarrollar métodos sostenibles y amigables con el ambiente para reducir el daño y las pérdidas de rendimiento causadas por estos dos nematodos agalladores. Algunas de las estrategias incluyen abono verde, agentes de control biológico, enmiendas orgánicas, biofumigación, biosolarización, composta, vermicomposta, y la incorporación de quitina (Franco-Navarro *et al.* 2002; Pérez-Rodríguez *et al.* 2007; Herrera-Parra *et al.* 2009; Cid del Prado *et al.* 2010). Estos y otros métodos han mostrado cierta eficacia, sobre todo a nivel *in vitro* o en macetas; sin embargo, es necesario integrar estas estrategias como un paquete tecnológico para el agricultor. Este ensayo tuvo como objetivos evaluar la combinación de la biosolarización, agentes de control biológico y extractos vegetales, para el manejo integrado de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita* en tomate, bajo condiciones de invernadero con sistema de producción orgánico; determinar la distribución espacial de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita* y analizar la fluctuación poblacional de los grupos tróficos de nematodos en el sitio de estudio.

2.3.MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio, diseño experimental y tratamientos

El experimento se realizó durante 2019 en un invernadero comercial de tomate de 800 m², con sistema de producción orgánico, propiedad de la señora Patricia Pérez Trujano. Este sitio experimental se ubica a 19° 28' 12" N y 98° 53' 53" O a 2245 metros sobre el nivel del mar (m.s.n.m.) en San Bernardino, Texcoco, México. El ensayo se realizó en dos fases: F1) biosolarización en pretrasplante; F2) aplicación de tratamientos al trasplante de tomate saladette cv. Sun 7705 (Nunhems), y durante el desarrollo del cultivo. El invernadero presenta antecedentes de infestación por *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne* spp. en tomate, durante varios años. El diseño experimental fue en bloques al azar generalizado con 6 tratamientos y 4 repeticiones, en una parcela de 57.6 m² (Cuadro 2.1). Las unidades experimentales contaron con 6 plantas en microparcels de 1.2 m². El modelo estadístico del diseño fue el siguiente:

$$y_{ijk} = \mu + T_i + \beta_j + T\beta_{ij} + E_{ijk};$$

Donde i son los 6 tratamientos;

j , 4 bloques;

k , 2 repeticiones de cada tratamiento en cada bloque;

y_{ijk} , valor de la variable respuesta de la repetición k del tratamiento i en el bloque j ;

μ , media general;

T_i , efecto del tratamiento i ;

β_j , efecto del bloque j ;

$T\beta_{ij}$, efecto de la interacción del tratamiento i con el bloque j ;

E_{ijk} , error experimental de la repetición k del tratamiento i en el bloque j ;

Debe cumplirse que $E_{ijk} \sim NIID(0, \sigma^2)$.

Fase 1: Biosolarización

La biosolarización se estableció del 31 de marzo al 30 de abril de 2019, cuando la temperatura ambiental máxima promedio fue de 25 °C. Se aplicaron 50 t ha⁻¹ de materia orgánica en la parcela experimental: 10 t ha⁻¹ de alfalfa verde molida (*Medicago sativa*), 5 t ha⁻¹ de composta de tomate, 17.5 t ha⁻¹ de estiércol de conejo y 17.5 t ha⁻¹ de estiércol de gallina. Se humedeció a capacidad de campo y se cubrió con plástico negro de 0.25 mm de grosor durante 30 d. Se retiró el plástico y se dejó airear hasta el 16 de mayo (16 días después de la biosolarización). Se construyeron y nivelaron las camas, y se colocó acolchado plateado de 0.25 mm de grosor. Se trasplantaron 288 plántulas de tomate de cuatro semanas de crecimiento a una distancia de 40 cm. El productor llevó a cabo la fertilización, los riegos y el manejo de plagas en todo el invernadero.

Fase 2: Tratamientos nematicidas

Los productos de manejo incluyeron agentes de biocontrol y extractos vegetales comerciales aplicados de manera individual o en paquete. Las dosis empleadas se ajustaron a las especificaciones del fabricante. Todos los tratamientos se administraron al trasplante, y posterior a este; en “drench” (100 mL) a la base del tallo de las plantas (Cuadro 2.1).

Cuadro 2.1. Tratamientos nematocidas evaluados en el experimento 2 contra manejo de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita* en tomate.

No.	Productos [†]	Dosis de producto (L ha ⁻¹)		Número e intervalo de aplicaciones
		Totales	Parciales	
1	<i>P. lilacinum</i> [¶]	0.8	.-	6 aplicaciones (atr ^{††} y 20, 40, 60, 80, 100 ddt ^{¶¶})
2	<i>T. viride</i> [§]	3.0	.-	6 aplicaciones (atr y 20, 40, 60, 80, 100 ddt)
3	Extractos vegetales ^p	.-	12 - 2	9 aplicaciones [atr (12 L ha ⁻¹), 7 ddt (9 L ha ⁻¹), 14 ddt (6 L ha ⁻¹), 21 ddt (3 L ha ⁻¹), 35, 49, 63, 77 y 91 ddt (2 L ha ⁻¹ , cada una)
4	<i>Tagetes erecta</i> [‡]	3.0	.-	8 aplicaciones (atr y 15, 30, 45, 60, 75, 90, 105 ddt)
5	Paquete tecnológico			
	a) <i>P. lilacinum</i>	a) 0.8	.-	a) 5 aplicaciones (atr y 28, 56, 84, 112 ddt)
	b) <i>T. viride</i>	b) 3.0	.-	b) 4 aplicaciones (7, 33, 63, 91 ddt)
	c) Extractos vegetales	.-	c) 12 - 2	c) 4 aplicaciones (14, 42, 70, 98 ddt)
	d) <i>T. erecta</i>	d) 3.0		d) 4 aplicaciones (21, 49, 77, 105 ddt)
6	Testigo	.-	.-	.-

[†]Cada tratamiento recibió un producto enraizador orgánico a base de aminoácidos de origen vegetal (nombre comercial: Quiver Raíz®, fabricante: Plantoria), excepto el testigo; [¶]nombre comercial: BioAct® (fabricante: Bayer); [§]Fabricante: Unidad Tecnológica Fitosanitaria Integral (UTEFI) – Junta Local de Sanidad Vegetal del Valle del Fuerte (JLSVVF); ^pnombre comercial: Majesty® (fabricante: Arvensis), ingrediente activo: extractos vegetales y metabolitos secundarios derivados de un consorcio microbiano; [‡]Nemacem (Plantoria), ingrediente activo: extracto acuoso de *T. erecta*; ^{††}atr: al trasplante ^{¶¶}ddt: días después del trasplante.

Variables evaluadas, análisis estadístico y área bajo la curva del progreso de la enfermedad

La densidad poblacional de *Nacobbus aberrans*, *Meloidogyne incognita* y grupos tróficos de nematodos se realizó en tres evaluaciones como se describió en el Capítulo I (página 32). La primera colecta se llevó a la práctica en cuatro puntos por bloque: después de la biosolarización y antes del trasplante (16 muestras). Las siguientes dos colectas se efectuaron de manera individual en cada tratamiento y bloque (48 muestras por evaluación / 96 en total). En el Capítulo I se describe la distribución espacial de nematodos en el sitio experimental (página 32), el método de extracción

de estos organismos, la identificación de *Nacobbus aberrans*, *Meloidogyne incognita*, y los grupos tróficos de nematodos (página 33); el índice de agallamiento; el porcentaje de daño (página 34); el rendimiento (página 35), sin embargo, en este ensayo se cosecharon 288 plantas por cada colecta; el análisis estadístico y el área bajo la curva del progreso de la enfermedad (página 35).

2.4. RESULTADOS

Identificación de *Nacobbus* sp. y *Meloidogyne* sp.

De las agallas de tomate se tomaron muestras de ambos géneros de nematodos para su identificación. Las raíces mostraron principalmente síntomas de tipo “rosario”, causadas por *Nacobbus aberrans* (Figura 2.1, A) y un bajo porcentaje de agallamientos fueron típicos *Meloidogyne* spp (Figura 2.1, B). La identificación morfológica de las especies asociadas a estos síntomas correspondió a *N. aberrans* y *M. incognita*, descritas en el Capítulo I (páginas 35 y 36).



Figura 2.1. Síntomas de agallas de tipo “rosario” causado por *Nacobbus aberrans* (A) y síntomas de agallamiento ocasionadas por *Meloidogyne incognita* (B).

Efecto de la biosolarización sobre la fluctuación poblacional de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita*

Se llevó a cabo una primera evaluación, después de la biosolarización (un día antes del trasplante), para estimar la densidad inicial de nematodos en cada tratamiento. De los 449 ejemplares de *N. aberrans*, 81% fueron J2, 14% hembras inmaduras y 5% machos, y no se detectó

a *M. incognita*. A los 60 ddt, se cuantificaron J2 (74%), hembras inmaduras (17%) y machos (9%) de *N. aberrans* (12 855 individuos). No se encontró a *M. incognita* en este muestreo. A los 120 ddt, 88%, 6% y 6% fueron J2, hembras inmaduras y machos de *N. aberrans* (8760 organismos), respectivamente; mientras que de los 105 especímenes de *M. incognita*, 100% fueron J2 (Cuadro 2.2, Figura 2.2).

Cuadro 2.2. Densidad poblacional total de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita*, después de la biosolarización y durante el desarrollo de tomate.

Especie de nematodo	Después de la biosolarización [§]	Durante el cultivo	
		60 ddt ^º	120 ddt
<i>Nacobbus aberrans</i> [†]	449	12 855	8760
<i>Meloidogyne incognita</i> [¶]	0	0	105

[†]Población total de J2, hembras inmaduras y machos; [¶]población total de J2; [§]un día antes del trasplante de tomate; ^ºddt: días después del trasplante.

Efecto de la biosolarización combinada con los tratamientos nematicidas sobre el desarrollo poblacional total de *Nacobbus aberrans*, el porcentaje de daño radicular acumulado y el rendimiento

Con base en los niveles poblacionales de ambos nematodos (Cuadro 2.2), se infiere que el agallamiento y el daño radicular fueron causados principalmente por *N. aberrans*. La mayor y menor área bajo la curva de la población de *Nacobbus aberrans* (ABCPNA) lo obtuvieron *P. lilacinum* y *T. erecta* con 34 316 y 15 832 unidades, respectivamente (Cuadro 2.3); mientras que el bloque III obtuvo el máximo valor, tanto de ABCPNA (Cuadro 2.4) como de población total de *N. aberrans* (Figura 2.2). Pese a ello, el ANOVA no reportó diferencias significativas (Cuadro 2.3 y Cuadro 2.4). Las unidades más altas del área bajo la curva de daño radicular (ABCDR) las cuantificó el testigo; en tanto que las más bajas, el paquete tecnológico (*P. lilacinum* + *T. viride* +

extractos vegetales + *T. erecta*). El análisis estadístico no arrojó diferencias (Cuadro 2.3). El bloque III registró 522 unidades, y se presentaron diferencias entre bloques ($P = 0.0158^*$) (Cuadro 2.4). Los extractos vegetales y el testigo contabilizaron el mayor y el menor rendimiento de tomate, respectivamente (Cuadro 2.3), y el bloque I obtuvo el máximo valor (Cuadro 2.4). El análisis estadístico no registró diferencias significativas (Cuadro 2.3 y Cuadro 2.4).

Cuadro 2.3. Efecto de la biosolarización + tratamientos nematocidas sobre el desarrollo poblacional de *Nacobbus aberrans*, el porcentaje de daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate.

No.	Productos	ABCPNA [†]	ABCDR [‡]	Rendimiento [§] (t ha ⁻¹)
1	<i>P. lilacinum</i>	34 316 a ^p	427 a	36 a
2	<i>T. viride</i>	25 680 a	457 a	37 a
3	Extractos vegetales	19 668 a	429 a	44 a
4	<i>T. erecta</i>	15 832 a	472 a	30 a
5	Paquete tecnológico	17 486 a	394 a	34 a
	a) <i>P. lilacinum</i>			
	b) <i>T. viride</i>			
	c) Extractos vegetales			
	d) <i>T. erecta</i>			
6	Testigo	16 297 a	502 a	24 a

[†]ABCPNA: promedio del área bajo la curva de población de *Nacobbus aberrans*; [‡]ABCDR: promedio del área bajo la curva de daño radicular; [§]rendimiento promedio (producción de frutos transformados a toneladas); ^pen cada columna las cifras con las mismas letras no son significativamente diferentes ($P < 0.005$).

Cuadro 2.4. Efecto de los bloques sobre el desarrollo poblacional de *Nacobbus aberrans*, el porcentaje de daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate.

Bloque	ABCPNA [†]	ABCDR [‡]	Rendimiento [§] (t ha ⁻¹)
I	18 587 a ^p	435 ab	43 a
II	17 535 a	434 ab	35 a
III	27 137 a	522 a	28 a
IV	22 927 a	397 b	31 a

†ABCNPNA: área bajo la curva de población de *Nacobbus aberrans*; † ABCDR: área bajo la curva de daño radicular; §rendimiento promedio (producción de frutos transformados a toneladas); †en cada columna las cifras con las mismas letras no son significativamente diferentes ($P < 0.005$).

Distribución espacial de *Nacobbus aberrans* en el sitio experimental 2

En la primera evaluación (un día antes del trasplante) se estimó la densidad inicial de *N. aberrans* en cuatro puntos de muestreo, pero no se detectaron ejemplares de *M. incognita* (Cuadro 2.2). La distribución espacial de *N. aberrans*, expresó dos picos poblacionales en el bloque I con un máximo registro de 150 organismos (Figura 2.2, A). La población total de *N. aberrans*, derivada de la suma de los 60 y 120 ddt, manifestó el mayor pico poblacional en el bloque III con 2317 ejemplares y un total de 7596 en todo el bloque (Figura 2.2, B). La población evaluada incluyó a J2, hembras inmaduras y machos.

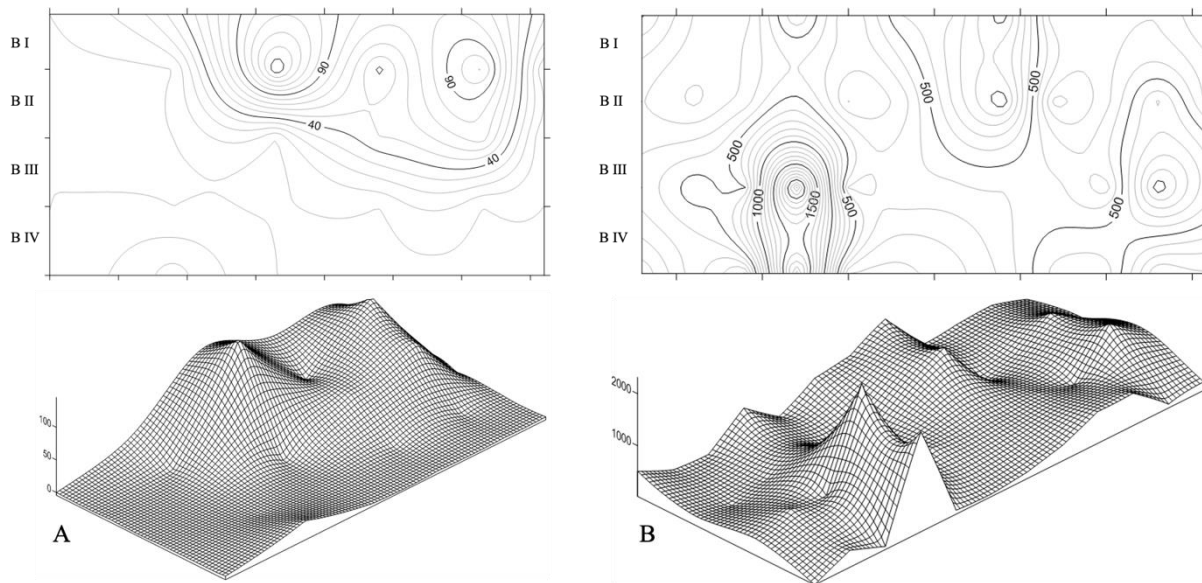


Figura 2.2. Distribución espacial de la población total de *Nacobbus aberrans* después de la biosolarización (A) y durante el desarrollo del cultivo (B) en invernadero.

Efecto de la biosolarización sobre la fluctuación poblacional de la comunidad trófica de nematodos en el sitio experimental 2

En la primera colecta se estimó la densidad de los grupos tróficos presentes antes del trasplante del cultivo; en tanto que en las dos posteriores se evaluó la fluctuación poblacional durante el cultivo. En la primera evaluación, después de la biosolarización, se detectaron organismos clasificados en tres grupos tróficos; de los cuales, los fitófagos cuantificaron la máxima población. A los 60 y 120 ddt, los bacteriófagos expresaron los mayores valores. Los depredadores y los omnívoros se detectaron solo durante el cultivo con densidades poblacionales bajas; mientras que los micófagos, en todas las evaluaciones (Figura 2.3).

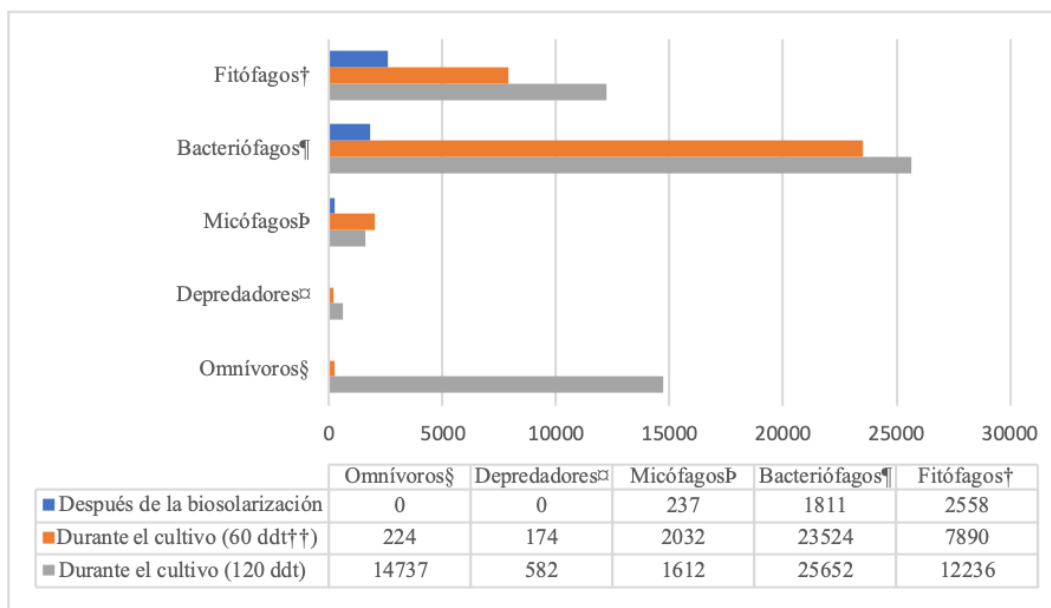


Figura 2.3. Densidad poblacional de grupos tróficos después de la biosolarización y durante el desarrollo de tomate. [†]*Aphelenchoides* sp., *Pratylenchus* sp. y *Tylenchorhynchus* sp.; [¶]*Acrobeles* sp. y rabdítidos (Orden Rhabditida); ^ᵖ*Aphelenchus* sp. y *Tylenchus* sp.; [□]monónquidos (Orden Mononchida); [§]*Psilenchus* sp. y doriláimidos (Orden Dorylaimida); ^{††}ddt, días después del trasplante.

2.5.DISCUSIÓN

Posterior a la biosolarización utilizando alfalfa verde, composta de tomate y estiércol de conejo y de gallina, y antes del trasplante de tomate, se detectaron 449 individuos (J2, hembras inmaduras y machos) de *N. aberrans* y ninguno de *M. incognita*. Entre los 60 y 120 ddt, la población de la primera especie decreció 31.9%; en cambio, *M. incognita* se detectó al final del estudio con 105 ejemplares (Cuadro 2.2). Se ha ratificado el uso de crucíferas, sorgo y otros cultivos, en el proceso de biofumigación, en combinación con otras enmiendas orgánicas, para el manejo de nematodos parásitos de plantas (Kirkegaard *et al.* 1993; Cid del Prado *et al.* 2010; Adegbite y Adesiyani 2005). Especies del género *Medicago* tienen actividad nematocida, debido a su alto contenido de saponinas, flavonoides y nitrógeno amoniacal liberados durante su degradación en el suelo (Gilpatrick 1969; Argentieri *et al.* 2008; Ibrahim y Srour 2014). Se demostró que la incorporación de alfalfa (*M. sativa*) al suelo suprimió a *M. incognita* en tomate (D'Addabbo *et al.* 2009; 2010). Torres-López *et al.* (2013) destacaron el manejo de *M. arenaria* en guayaba a través del uso alfalfa molida, mezclada con estiércol de pollo, vermicomposta y *Pochonia chlamydosporia*. Durante las evaluaciones de nematodos en el suelo se detectaron J2, hembras inmaduras y machos de *N. aberrans*. Manzanilla-López *et al.* (2002) manifestaron que los J3 y J4 de esta especie de nematodo son menos activos que el J2 y se mantienen cerca de la raíz de la planta.

El productor de este invernadero ha empleado el proceso de biosolarización durante, al menos, tres años. Esta acumulación de materia orgánica en el suelo puede afectar la población total de *M. incognita* en todo el sitio experimental (105 ejemplares a los 120 ddt) (Cuadro 2.2), como se

ha reportado en otros estudios (Guerrero *et al.* 2006; Cid del Prado *et al.* 2010, Pérez-Espíndola *et al.* 2019). Además, el síntoma de agallamiento asociado a esta especie se presentó en menor proporción con respecto al de tipo “rosario”, característico de *N. aberrans*.

Aun cuando no se registraron diferencias estadísticas entre los tratamientos nematicidas sobre el ABCPNA, el ABCDR y el rendimiento de tomate (Cuadro 2.3), el bioplaguicida *T. erecta* redujo 53.9% el ABCPNA, confrontado contra *Purpureocillium lilacinum* (Cuadro 2.3). Se ha reportado el uso exitoso de extractos de *Tagetes erecta* en el manejo de *M. incognita* en tomate (Natarajan *et al.* 2006; Meena *et al.* 2010). A su vez, los extractos vegetales aumentaron 45.5% del rendimiento de tomate, comparado con el testigo; y de igual forma, se ha reportado exitosamente el uso diversos extractos de plantas contra esta especie de nematodo en el mismo cultivo (Cuadro 2.3) (Rangaswamy *et al.* 1993; Taye *et al.* 2013; Asif *et al.* 2016). En este ensayo, el paquete tecnológico, *P. lilacinum* y *Trichoderma viride*, no resultaron efectivos en el manejo de *N. aberrans* y *M. incognita* en tomate; sin embargo, *T. erecta* y los extractos vegetales sugieren la reducción del desarrollo poblacional de *N. aberrans* y un incremento en el rendimiento, respectivamente (Cuadro 2.3).

Con relación a la distribución espacial de *N. aberrans* en el sitio experimental, su población se manifestó en parches después de la biosolarización y durante el desarrollo del cultivo (Figura 2.2) (Robertson y Freckman 1995; Ettema y Wardle 2002; Been y Schomaker 2006); Al finalizar el experimento, a los 120 ddt, se observó una correlación entre la mayor población de *N. aberrans*, el máximo grado de daño radical y el menor rendimiento en el bloque III (Cuadro 2.4, Figura 2.2). Es importante señalar que la mayor población de *N. aberrans*, representada en unidades de ABCPNA, no la registró el testigo, sino *P. lilacinum* (Cuadro 2.3); este acontecimiento fue a causa de que el mayor pico poblacional de esta especie (2317 organismos) se expresó en la unidad experimental de *P. lilacinum* en el bloque III (Figura 2.2).

En el análisis de los grupos tróficos de nematodos, después de la biosolarización, el 55.5% fueron fitófagos; mientras que no se detectaron a depredadores y omnívoros; sin embargo, a los 60 y 120 ddt, 69.5% y 46.8%, la población trófica evaluada correspondió a bacteriófagos, respectivamente (Figura 2.3). El impacto de la biofumigación es muy variable, y no siempre afecta a los nematodos parásitos de plantas; también puede perjudicar a otros organismos del suelo de vida libre, neutrales y beneficiosos (Smith *et al.* 2004). Un estudio ratificó que no se afectaron a los nematodos de vida libre después de utilizar cultivos de cobertura y biofumigación utilizando mostazas (*Sinapis alba* y *B. juncea*), rábano de labranza (*Raphanus sativus* var. *longipinnatus*), rábano de semillas oleaginosas (*R. sativus* var. *oleiferus*) o centeno (*Secale cereale*) (Gruver 2010). En este ensayo se utilizó alfalfa como materia prima de la biosolarización. D'Addabbo *et al.* (2009), afirmaron que la incorporación de *M. sativa* al suelo suprime las poblaciones de *M. incognita* en tomate, tanto en maceta como en campo, y no afectó la nematofauna benéfica del suelo (Walker 2007), como sucedió en el presente ensayo. Además, se enfatizó que las enmiendas con biomasa seca de *M. sativa* aumentan la microflora antagonista de nematodos del suelo (Stirling 1991; Jaffee 2006).

2.6.CONCLUSIONES

La población total de *Nacobbus aberrans*, en el sitio experimental biosolarizado, decreció 31.9% de los 60 a los 120 días después del trasplante (ddt). La población de *Meloidogyne incognita* se detectó a los 120 ddt con 105 especímenes. No se registró evidencia estadística para indicar cual fue el mejor tratamiento biológico u orgánico, en combinación con la biosolarización, con relación al desarrollo poblacional de *N. aberrans*, al daño radicular y al rendimiento de tomate. Las plantas del bloque IV manifestaron el menor porcentaje de daño radicular en comparación con los otros tres bloques. Se confirmó la distribución espacial en parches por *N. aberrans*, con un pico máximo poblacional en el bloque III. Después de la biosolarización, 55.5% de los grupos tróficos de nematodos fueron fitófagos; en tanto que a los a los 60 y 120 ddt, 69.5% y 46.8% la población correspondió a bacteriófagos.

2.7. LITERATURA CITADA

- Adegbite, A. A. and S. O. Adesiyan. 2005. Root extracts of plants to control root-knot nematode on edible soybean. *World Journal of Agricultural Research* 1: 18-21.
- Argentieri, M. P., T. D'Addabbo, A. Tava, A. Agostineli, M. Jurzysta and P. Avato. 2008. Evaluation of nematicidal properties of saponins from *Medicago* spp. *European Journal of Plant Pathology* 120: 189-197.
- Asif, M., A. Khan, A. Tariq, and M. A. Siddiqui. 2016. Sustainable management of root knot nematode *Meloidogyne incognita* through organic amendment on *Solanum lycopersicum* L. *Asian Journal of Biology* 1: 1-8.
- Been, T. H. and C. H. Schomaker. 2006. Distribution patterns and sampling. In: Perry, R. N. and M. Moens. (Eds.). *Plant nematology*, CAB Int, Wallingford, pp 302-326.
- Cannayane, I. And C. Sivakumar. 2001. Nematode egg-parasitic fungus I: *Paecilomyces lilacinus* - a review. *Agricultural Reviews* 22: 79-86.
- Chandrawat, B. S., A. U. Siddiqui, S. S. Bhati and S. Vinod. 2018. Induction of defence enzymes using bio-agents in tomato infected with root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*. *Indian Journal of Nematology* 48: 139-145.
- Cid del Prado V., I., M. A. Lucero-Pallares and I. Pérez-Rodríguez. 2010. Biofumigation a very efficient alternative for the control of root-knot nematode *Meloidogyne* spp. in vegetables produced in house shadows. *Nematropica* 40: 128.
- Cid del Prado-Vera, I., G. E. Ávila and K. Evans. 1997. Gama de hospedantes de poblaciones mexicanas de *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935) Thorne y Allen, 1944. *Nematropica* 27: 104.
- Cid del Prado V., I., S. A. Tovar and J. A. Hernández. 2001. Distribución de especies y razas de *Meloidogyne* en México. *Revista Mexicana Fitopatología* 19: 32-39.
- Dahlin, P., R. Eder, E. Consoli, J. Krauss, S. Kiewnick. 2019. Integrated control of *Meloidogyne incognita* in tomatoes using fluopyram and *Purpureocillium lilacinum* strain 251. *Crop Protection* 124: 104874.
- D'Addabbo, T., P. Avato and A. Tava. 2009. Nematicidal potential of plant materials from *Medicago* spp. *European Journal of Plant Pathology* 125: 39-49.
- D'Addabbo, T., V. Radicci, P. Avato and A. Tava, A. 2010. Use of pelleted *Medicago sativa* meal for the control of root-knot and cyst nematodes. *Acta Horticulturae* 883: 303-308.
- Ettema, C. H. and D. A. Wardle. 2002. Spatial soil ecology. *Trends in Ecology & Evolution* 17: 177-183.

- Franco-Navarro, F., I. Cid del Prado V., E. Zavaleta-Mejía and P. Sánchez-García. 2002. Aplicación de enmiendas orgánicas para el manejo de *Nacobbus aberrans* en tomate. *Nematropica* 32: 113-124.
- Gilpatrick, J. D. 1969. Role of ammonia in the control of avocado root rot with alfalfa meal soil amendment. *Phytopathology* 59: 973-978.
- Goswami, B. K. And A. Mittal. 2004. Management of root-knot nematode infecting tomato by *Trichoderma viride* and *Paecilomyces lilacinus*. *Indian Phytopathology* 57: 235-236.
- Gruver, L. S., R. R. Weil, I. A. Zasada, S. Sardanelli, B. Momen. 2010. Brassicaceous and rye cover crops altered free-living soil nematode community composition. *Applied Soil Ecology* 45: 1-12.
- Guerrero, M. M., C. Ros, M. A. Martínez, M. C. Martínez, A. Bello and A. Lacasa. 2006. Biofumigation vs biofumigation plus solarization to control *Meloidogyne incognita* in sweet pepper. *Bull IOBC-WPRS* 29: 313-318.
- Herrera-Parra, E., J. Cristóbal-Alejo and J. M. Tún-Suárez. 2009. Water extracts of *Calea urticifolia* Mill. for the control of *Meloidogyne incognita*. *Nematropica* 39: 289-296.
- Hooks, C. R. R., K. H. Wang, A. Ploeg and R. McSorley. 2010. Using marigold (*Tagetes* spp.) as a cover crop to protect crops from plant-parasitic nematodes. *Applied Soil Ecology* 46: 307-320.
- Ibrahim, M. A. and H. A. Srour. 2014. Saponins suppress nematode cholesterol biosynthesis and inhibit root knot nematode development in tomato seedlings. *Natural Products Chemistry and Research* 2: 123.
- Ibrahim, S. K., A. F. Traboulsi, S. El-Hajj. 2006. Effect of essential oils and plant extracts on hatching, migration, and mortality of *Meloidogyne incognita*. *Phytopatologia Mediterranea* 45: 238-246.
- Jaffee, B. A. 2006. Interactions among a soil organic amendment, nematodes, and the nematode-trapping fungus *Dactylellina candidum*. *Phytopathology* 96: 1388-1396.
- Kirkegaard, J. A., P. A. Gardner, J. M. Desmarchelier and J. F. Angus. 1993. Biofumigation using Brassica species to control pests and diseases in horticulture and agriculture. In: Wratten, M. and R. J. Mailer. (Eds.), 9th Australian Research Assembly on Brassicas. British Society for Plant Pathology, Agricultural Research Institute, Wagga Wagga, pp. 77-82.
- Manzanilla-López, R. H., M. A. Costilla, M. Doucet, J. Franco, R. N. Inserra, P. S. Lehman, I. Cid del Prado-Vera, R. M. Souza, and R. M. Evans. 2002. The genus *Nacobbus* Thorne & Allen, 1944 (Nematoda: Pratylenchidae): Systematics, distribution, biology and management. *Nematropica* 32: 149-227.
- Masadeh, B., H. Von Alten, G. Grunewald-Stoecker, R. A. Sikora. 2004. Biocontrol of root-knot nematodes using the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* and the antagonist *Trichoderma viride* in two tomato cultivars differing in their suitability as hosts for the nematodes. *Journal of Plant Disease and Protection* 111: 322-333.

- Meena, S., M. Sivakumar, E. I. Jonathan, K. Devrajan and T. Boopathi. 2010. Management of *Meloidogyne incognita* in tomato through dry powder and aqueous extracts of *Tagetes erecta* cv. Indian yellow. *Pestology* 34: 28-30.
- Moens, M., R. N. Perry and J. L. Starr. 2009. *Meloidogyne* species: a diverse group of novel and important plant parasites. In: Perry, R. N., M. Moens and J. L. Starr (Eds.). *Root-knot nematodes*. CABI Publishing, Wallingford, pp 1-17.
- Natarajan, N., A. Cork, N. Boomathi, R. Pandi, S. Velavan and G. Dhakshnamoorthy. 2006. Cold aqueous extracts of African marigold, *Tagetes erecta* for control tomato root knot nematode, *Meloidogyne incognita*. *Crop Protection* 25: 1210-1213.
- Nivsarkar, M., B. Cherian and H. Padh. 2001. Alpha-terthienyl: a plant-derived new generation insecticide, *Current Science* 81: 667-672.
- Pérez-Espíndola, A., I. Cid del Prado-Vera, R. Alatorre-Rosas, J. Suárez-Espinosa, M. P. Rodríguez-Guzmán and M. H. Ferris. 2019. Efecto de la biofumigación y *Pochonia chlamydosporia* en el manejo de nematodos noduladores en tomate. *Nematropica* 49: 172-180.
- Pérez-Rodríguez, I., A. Doroteo-Mendoza and F. Franco-Navarro. 2007. Isolates of *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia* from Mexico as potencial biological control agents of *Nacobbus aberrans*. *Nematropica* 37: 127-134.
- Rangaswamy, S. D., P. P. Reddy and S. Joshi. 1993. Histopathological and histochemical investigations on antagonistic trap crops (marigold and mustard) and susceptible tomato infested with *Meloidogyne incognita*. *Current Nematology* 4: 203-206.
- Robertson, G. P. and D. W. Freckman. 1995. The spatial distribution of nematode trophic groups across a cultivated ecosystem. *Ecology* 76: 1425-1432.
- SIAP (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera) SADER (Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural). 2021. Producción agrícola. <https://www.gob.mx/siap>
- Smith, B. J., J. A. Kirkegaard and G. N. Howe. 2004. impacts of Brassica break-crops on soil biology and yield of following wheat crops. *Australian Journal of Agricultural Research* 55: 1-11.
- Stirling, G. R. 1991. *Biological Control of Plant Parasitic Nematodes*. CAB International, Wallingford.
- Taye, W., P. K. Sakhuja and T. Tefera. 2013. Root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*) management using botanicals in tomato (*Lycopersicon esculentum*). *Academia Journal of Agricultural Research* 1: 9-16.
- Torres-López, J., I. Cid del Prado-Vera, R. Alatorre-Rosas, A. Trinidad-Santos and C. Nava-Díaz. 2013. Biodesinfección del suelo y uso de *Pochonia chlamydosporia* en el manejo de *Meloidogyne arenaria* en guayabo. *Nematropica* 43: 327 [Abstract].
- Walker, G. E. 2007. Effects of organic amendments, fertilisers and fenamiphos on parasitic and free-living nematodes, tomato growth and yield. *Nematologia Mediterranea* 35: 131-136.

CAPÍTULO III. EXPERIMENTO 3 - BIOSOLARIZACIÓN Y PRODUCTOS BIOLÓGICOS, ORGÁNICOS Y QUÍMICOS PARA EL MANEJO DE *Nacobbus aberrans* Y *Meloidogyne incognita* EN TOMATE DE INVERNADERO

3.1. RESUMEN

Se determinó el efecto de la biosolarización (sorgo + estiércol de pollo + estiércol de borrego) en mezcla con productos biológicos (*Purpureocillium lilacinum*, *Pochonia chlamydosporia* y *Trichoderma viride*), orgánicos (*Tagetes erecta* y extractos vegetales) y químicos (fluopyram), aplicados individualmente o como paquetes tecnológicos, sobre *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita*. El experimento se llevó a cabo en un invernadero comercial, durante 2019, en San Felipe, Texcoco, México. El diseño experimental se realizó en parcelas divididas con 2 factores y 4 bloques. La parcela grande con dos niveles: biosolarización y no biosolarización; y la parcela chica con 13 niveles o tratamientos. El ensayo se llevó a cabo en dos periodos. En el primero, se biosolarizaron las camas de los 4 bloques del sitio experimental durante 27 d y luego se ventiló por 13 d. En el segundo periodo se trasplantó tomate cv. El Cid y se aplicaron los tratamientos comerciales biológicos, orgánicos y químicos, durante el cultivo y hasta los 120 días después del trasplante (ddt). Se evaluó el desarrollo poblacional de estos dos nematodos agalladores y otros grupos tróficos de nematodos, el daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate. Los datos se sometieron a un análisis de varianza y comparación de medias. La parcela biosolarizada presentó 86.3% menos población total de *Nacobbus aberrans* en todo el experimento, antes del trasplante de tomate, y 9.8% menos al final del experimento (120 ddt), en contraste con la parcela no biosolarizada. La parcela biosolarizada registró 39% menos área bajo la curva de la población de *N. aberrans* (ABCPNA) y 7.1% menos área bajo la curva de daño radicular (ABC DR), durante el experimento. No existe evidencia estadística que indique cual fue el mejor

tratamiento de la parcela grande (biosolarización y no biosolarización) con relación al rendimiento de tomate. Cuando la biosolarización se combinó con fluopyram, el daño radicular, expresado en ABCDR, fue 28% menos que el testigo. Este nematicida solo, redujo el daño radicular en 22.3% e incrementó 58.7% el rendimiento de tomate. No se registró evidencia estadística que sugiera cual tratamiento biológico, orgánico o químico presentó la mejor interacción con y sin biosolarización, respecto al ABCPNA y al rendimiento de tomate; de igual forma, no existió evidencia estadística para indicar que tratamiento biológico, orgánico o químico fue el mejor con relación al ABCPNA. La distribución espacial de *N. aberrans*, en las parcelas con y sin biosolarización, se presentó mayormente en parches. Durante el desarrollo del cultivo predominó ampliamente el grupo trófico de nematodos de bacteriófagos con una densidad poblacional máxima de 96.2% del total de organismos evaluados.

Palabras clave: Nematodos agalladores, biofumigación, paquete tecnológico, control químico, control biológico

3.2. INTRODUCCIÓN

En México, el tomate (*Solanum lycopersicum* L.) documentó una superficie de siembra de 45 284 ha con una producción de 3.3 millones de toneladas en el 2020 (SIAP-SADER 2021). Sin embargo, los nematodos parásitos de plantas causan importantes pérdidas económicas a este y otros cultivos en todo el mundo (Elling 2013). Los nematodos agalladores *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne* spp. afectan a una amplia gama de cultivos en México y reducen significativamente su producción desde 7% a 70% (Sosa-Moss 1985; Cid del Prado-Vera *et al.* 1997; Cid del Prado *et al.* 2001; Cabrera-Hidalgo *et al.* 2014). La biofumigación, la solarización, la biosolarización, la incorporación de enmiendas orgánicas, los extractos de plantas, compostas, los abonos de animales, abonos verdes, los agentes de biocontrol, nematicidas químicos (fumigantes y no fumigantes) y la estimulación de las actividades de la red alimentaria del suelo mediante el uso de cultivos de cobertura son algunas estrategias que se utilizan en el manejo de nematodos fitoparásitos (Scopa y Dumontet 2007; Ros *et al.* 2008; Oka 2010; Brennan *et al.* 2020). Sin embargo, estos métodos de manejo de nematodos que infectan plantas se han utilizado individualmente o no se han integrado bien, lo que disminuye su eficacia. Por lo anterior, este ensayo tuvo como objetivos evaluar la combinación de la biosolarización, agentes de control biológico, extractos vegetales y nematicidas químicos para el manejo integrado de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita* en tomate, bajo condiciones de invernadero; determinar la distribución espacial de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita* y analizar la fluctuación poblacional de los grupos tróficos de nematodos en el sitio de estudio.

3.3. MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio, diseño experimental y tratamientos

El experimento se desarrolló durante 2019 en un invernadero comercial de tomate de 5000 m², propiedad del señor Mario Contreras. Este se ubica a 19 ° 27 '24' 'N y 98 ° 53' 50 " O, a una altura de 2246 metros sobre el nivel del mar (m.s.n.m.), en San Felipe, Texcoco, México. El ensayo se realizó en dos periodos: P1) biosolarización en pretrasplante; P2) aplicación de tratamientos al trasplante de tomate saladette cv. El Cid (Harris Moran), y durante el desarrollo del cultivo. El invernadero cuenta con antecedentes de infestación por *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne* spp. en tomate y pepino, durante varios años. El experimento se llevó a cabo en un diseño factorial con 26 tratamientos (13 × 2) en parcelas divididas, con dos factores y cuatro bloques o repeticiones. El factor *A*, o parcela grande (PG), se conformó por dos niveles o tratamientos: biosolarización (nivel 1) y no biosolarización (nivel 2); cada uno con 520 plántulas de tomate en cuatro camas, en un área total de 124.8 m². El factor *B*, o parcela chica (PCh), contempló 13 niveles o tratamientos, cada uno de 10 plantas en microparcels de 2.4 m². Los tratamientos nematicidas (biológicos, orgánicos y químicos) incluidos en la PCh, se aplicaron individualmente o en combinación como paquetes tecnológicos (Cuadro 3.1). El modelo estadístico fue el siguiente:

$$y_{ijk} = \mu + \beta_k + A_i + E_{ik} + B_j + AB_{ij} + E_{ijk};$$

Donde *i* son dos niveles de PG;

j, 13 niveles de PCh;

k, cuatro bloques de PG;

y_{ijk}, variable respuesta del bloque *k* del nivel *i* de PG y el nivel *j* de PCh;

μ , media general;

β_k , efecto de los bloques;

A_i , efecto del nivel i de PG;

B_j , efecto del nivel j de PCh;

AB_{ij} , interacción PG * PCh, del nivel i de PG y nivel j de PCh;

E_{ik} , error experimental del bloque k del nivel i de PG;

E_{ijk} , error experimental del bloque k del nivel i de PG y nivel j de PCh.

Periodo 1: Biosolarización (parcela grande - nivel 1)

La biosolarización se estableció del 24 de mayo al 3 de julio de 2019 durante los meses más calurosos del año en esta región (temperaturas ambientales máximas promedio de 26 °C). Se aplicaron 50 t ha⁻¹ de materia orgánica en los bloques de la parcela [una mezcla de estiércol fresco de pollo, 18 t ha⁻¹; estiércol fresco de borrego, 18 t ha⁻¹; sorgo seco (*Sorghum vulgare* L.) en etapa de floración, 14 t ha⁻¹]. Se humedeció cada bloque, y se construyeron y nivelaron las camas. Estas se humedecieron a capacidad de campo y se acolcharon con plástico plateado de 0.25 mm de grosor durante 40 d. Se realizaron hoyos en el acolchado para ventilar el suelo y, después de 10 d (13 de julio), se trasplantaron 520 plántulas de tomate de cuatro semanas de crecimiento, a 30 cm de distancia entre ellas.

Por otro lado, los 4 bloques de la parcela sin biosolarización no recibieron material orgánico; se formaron las camas, se acolchó con plástico plateado de 0.25 mm de grosor y se trasplantaron, el 13 de julio, el mismo número de plántulas de cuatro semanas de desarrollo a la misma distancia que en la parcela anterior. Para ambas parcelas (biosolarización y no biosolarización), el productor llevó a cabo la fertilización, los riegos y el manejo de plagas en todo el invernadero, respetando la aplicación de plaguicidas, a través del riego por goteo, en el sitio experimental.

Periodo 2: Tratamientos nematicidas (parcela chica – 13 niveles)

Los productos de manejo incluyeron agentes de control biológico, extractos vegetales y nematicidas químicos comerciales. Las dosis utilizadas se realizaron con base en las especificaciones del fabricante. Los tratamientos se administraron, antes del trasplante, por inmersión del sistema radicular de las plántulas de tomate, durante 20 s, seguido de las aplicaciones (50 mL) en la base del tallo de las plantas después del trasplante (Cuadro 3.1).

Variables evaluadas, análisis estadístico y área bajo la curva del progreso de la enfermedad

El índice poblacional de *N. aberrans*, *M. incognita* y grupos tróficos de nematodos se estimó en cuatro evaluaciones en la parcela biosolarizada: 1) antes y 2) después del proceso de biosolarización (un día antes del trasplante); 3) a los 60 ddt; 4) a los 120 ddt. En la parcela no biosolarizada se efectuó en tres ocasiones: 1) un día antes del trasplante; 2) a los 60 ddt; 3) a los 120 ddt. Las muestras de suelo se colectaron a una profundidad de 25 cm. La primera y segunda colecta de la parcela biosolarizada se realizó en cuatro puntos por bloque (16 por evaluación / 32 en total). En la primera colecta de la parcela no biosolarizada se recaudaron 16 muestras, en los mismos puntos por bloque que la parcela anterior. Las siguientes dos evaluaciones, de ambas parcelas, se llevaron a cabo durante el desarrollo del cultivo (104 por evaluación / 208 en total). En el Capítulo I se describe la distribución espacial de nematodos (página 32); el método de extracción; la identificación de *Nacobbus* sp., *Meloidogyne* sp. y los grupos tróficos de nematodos (página 33); el índice de agallamiento y el porcentaje de daño (página 34). En este ensayo, el análisis de agallamiento de las raíces de las plantas fue destructivo; es decir, se extraía la planta completa para realizar la inspección (104 por evaluación / 312 en total); el rendimiento (página 35) se obtuvo de

1040 plantas por cada cosecha en ambas parcelas (biosolarizada y no biosolarizada); el análisis estadístico y el área bajo la curva del progreso de la enfermedad (página 35).

Cuadro 3.1. Tratamientos nematocidas evaluados en el experimento 3 contra *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita* en tomate.

Nº	Productos [†]	Dosis de producto (L ha ⁻¹)		Número e intervalo de aplicaciones
		Totales	Parciales	
1	<i>P. lilacinum</i> - BA [†]	0.8	.-	6 aplicaciones (adt ^{†††} y 20, 40, 60, 80, 100 ddt ^{††††})
2	Fluopyram [§]	.-	1.0	2 aplicaciones [adt (0.5 L ha ⁻¹) y 15 ddt (0.5 L ha ⁻¹)]
3	<i>T. erecta</i> ^p	3.0	.-	8 aplicaciones (adt y 15, 30, 45, 60, 75, 90, 105 ddt)
4	Extractos botánicos [‡]	5.0	.-	5 aplicaciones (adt y 12, 42, 72, 102 ddt)
5	<i>T. viride</i> ^{††}	3.0	.-	6 aplicaciones (adt y 20, 40, 60, 80, 100 ddt)
6	<i>P. lilacinum</i> - LS ^{†††}	480 g ha ⁻¹	.-	6 aplicaciones (adt y 20, 40, 60, 80, 100 ddt)
7	Extractos vegetales ^{§§}		12 - 2	9 aplicaciones [adt (12 L ha ⁻¹), 7 ddt (9 L ha ⁻¹), 14 ddt (6 L ha ⁻¹), 21 ddt (3 L ha ⁻¹), 35, 49, 63, 77 y 91 ddt (2 L ha ⁻¹ , cada una)]
8	<i>P. lilacinum</i> - K ^{pp}	2.0	.-	6 aplicaciones (adt y 14, 28, 56, 84, 112 ddt)
9	<i>P. chlamydosporia</i> ^{‡‡‡}	250 g ha ⁻¹	.-	8 aplicaciones (adt y 15, 30, 45, 60, 75, 90, 105 ddt)
10	Paquete tecnológico 1			
	a) Extractos vegetales		a) 12-2	a) Mismo número e intervalos de aplicaciones que el Tratamiento 7
	b) <i>P. lilacinum</i> - K	b) 2.0	.-	b) Mismo número e intervalos de aplicaciones que el Tratamiento 8
11	Paquete tecnológico 2			
	a) <i>P. lilacinum</i> - BA	a) 0.8	.-	a) 5 aplicaciones (adt y 28, 56, 84, 112 ddt)
	b) <i>T. viride</i>	b) 3.0	.-	b) 4 aplicaciones (7, 33, 63, 91 ddt)
	c) Extractos vegetales		c) 12 - 2	c) 4 aplicaciones [14 ddt (12 L ha ⁻¹), 42 ddt (9 L ha ⁻¹), 70 ddt (6 L ha ⁻¹), 98 ddt (2 L ha ⁻¹)]
	d) <i>T. erecta</i>	d) 3.0	.-	d) 4 aplicaciones (21, 49, 77, 105 ddt)
12	Paquete tecnológico 3			
	a) Extractos botánicos	a) 5.0	.-	a) 5 aplicaciones (adt y 28, 56, 84, 112 ddt)
	b) <i>P. lilacinum</i> - LS	b) 480 g ha ⁻¹	.-	b) 4 aplicaciones (7, 33, 63, 91 ddt)
	c) <i>P. chlamydosporia</i>	c) 250 g ha ⁻¹	.-	c) 4 aplicaciones (14, 42, 70, 98 ddt)
	d) <i>T. erecta</i>	d) 3.0	.-	d) 4 aplicaciones (21, 49, 77, 105 ddt)
13	Testigo	.-	.-	.-

[†]Se aplicó enraizador a tratamientos 1-6, 9, 11 y 12 (Fiamin R, FIASA, bioestimulantes con aminoácidos), y 7, 8 y 10 (Supra Root®, Arvensis, fitohormonas y macronutrientes), excepto al testigo; ^{††}BioAct®, Bayer; [§]Verango® (Bayer); ^pNemacem (Plantoria); [‡]Sterminar (FIASA); ^{†††}Fabricante: Unidad Tecnológica Fitosanitaria Integral – Junta Local de Sanidad Vegetal del Valle del Fuerte; ^{††††}Lila-Sin® (Agrobionsa); ^{§§}Majesty® (Arvensis); ^{pp}Kastelo® (Arvensis); ^{‡‡‡}Genexis PH (Agrobiosol); ^{†††}adt: antes del trasplante; ^{††††}ddt: después del trasplante.

3.4.RESULTADOS

Identificación of *Nacobbus* sp. y *Meloidogyne* sp.

Adultos y hembras jóvenes, de ambos géneros de nematodos, se extrajeron de las agallas para su identificación. Las raíces de tomate mostraron principalmente síntomas de tipo “rosario”, típicamente causadas por *Nacobbus* sp (Figura 3.1, A); mientras que un bajo porcentaje de raíces exhibieron el síntoma de agallamiento asociado a *Meloidogyne* spp. (Figura 3.1, B). La identificación de las especies corresponde a *N. aberrans* y *M. incognita* (proceso descrito en el Capítulo I, página 37).

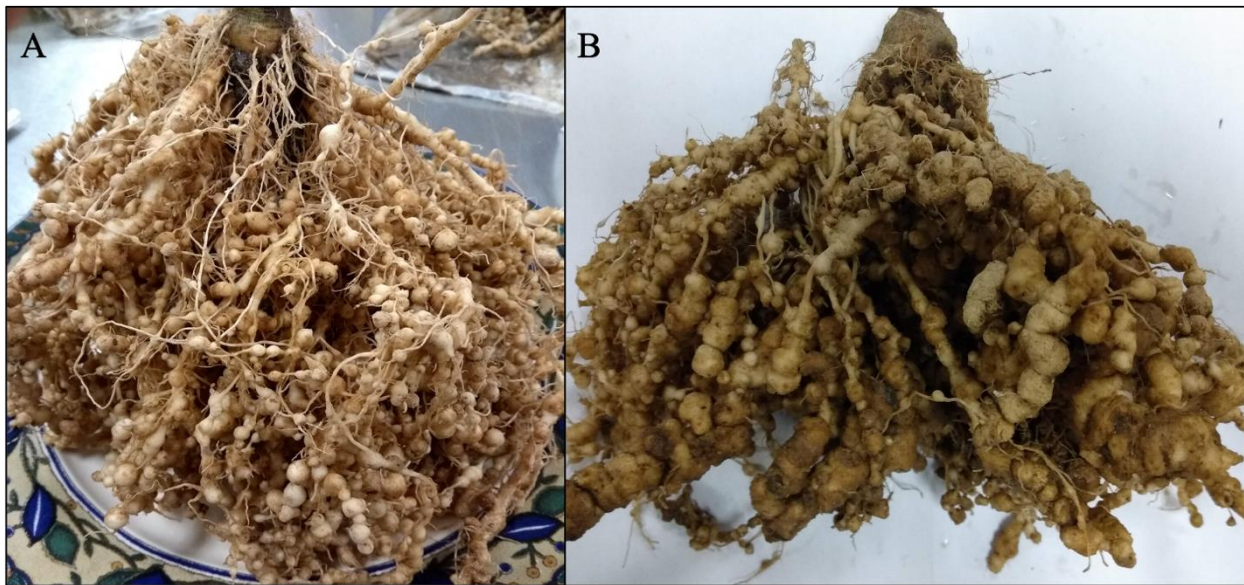


Figura 3.1. Síntomas de agallas de tipo “rosario” causado por *Nacobbus aberrans* (A) (Imagen cortesía del Dr. Cid del Prado) y síntomas de agallamiento en tomate ocasionadas por *Meloidogyne incognita* (B).

Efecto de la interacción entre tratamientos de parcela grande (biosolarización y no biosolarización) y parcela chica (tratamientos nematicidas)

En la interacción de los tratamientos nematicidas con parcelas biosolarizadas y no biosolarizadas, la combinación del testigo + no biosolarización, cuantificó la mayor área bajo la

curva de población de *N. aberrans* (ABCPNA); mientras que *T. erecta* + biosolarización, la menor. El ANOVA no mostró diferencias entre las interacciones de los tratamientos de la parcela grande (biosolarización y no biosolarización) y parcela chica (tratamientos nematicidas) (Cuadro 3.2). El efecto de las combinaciones sobre el área bajo la curva de daño radicular (ABCDR) se comportó de la siguiente manera: el testigo, *P. lilacinum* - BA, extractos botánicos, *T. erecta* y *T. viride* + no biosolarización, en todos los casos, documentaron el mayor daño radicular; por el contrario, fluopyram, con o sin biosolarización, extractos vegetales + biosolarización y *T. erecta* + biosolarización, tuvieron los menores daños. El análisis estadístico arrojó diferencias significativas ($P = 0.000389^{***}$) (Cuadro 3.2).

Fluopyram, con o sin biosolarización, fueron las combinaciones con el mayor rendimiento de tomate, seguidas del paquete tecnológico 3 (extractos botánicos + *P. lilacinum* - LS + *P. chlamydosporia* + *T. erecta*) + no biosolarización y *P. chlamydosporia* + biosolarización. Por su parte, el testigo + biosolarización, extractos vegetales + no biosolarización y *P. chlamydosporia* + no biosolarización, obtuvieron los menores rendimientos. El análisis estadístico no registró diferencias entre las interacciones de la parcela grande con la parcela chica (Cuadro 3.2).

Cuadro 3.2. Efecto de las interacciones entre tratamientos de la parcela grande (biosolarización y no biosolarización) y parcela chica (tratamientos nematicidas) sobre el desarrollo poblacional de *Nacobbus aberrans*, el porcentaje de daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate.

Nº	Productos	ABCPNA [†]		ABCDR [‡]		Rendimiento ^{††} (t ha ⁻¹)	
		B [§]	NB ^b	B	NB	B	NB
1	<i>P. lilacinum</i> – BA	13 830 a [‡]	16 072 a	551 abc	615 a	32 a	30 a
2	Fluopyram	6375 a	27 690 a	454 c	491 bc	48 a	78 a
3	<i>T. erecta</i>	2325 a	12 015 a	536 abc	607 a	32 a	37 a
4	Extractos botánicos	15 638 a	10 027 a	570 ab	611 a	34 a	37 a
5	<i>T. viride</i>	7725 a	13 192 a	559 abc	607 a	31 a	38 a
6	<i>P. lilacinum</i> – LS	25 342 a	37 942 a	566 ab	600 a	32 a	39 a
7	Extractos vegetales	20 715 a	21 007 a	532 abc	589 ab	37 a	22 a
8	<i>P. lilacinum</i> – K	12 600 a	20 032 a	566 ab	596 a	38 a	35 a
9	<i>P. chlamydosporia</i>	9150 a	10 155 a	562 abc	592 ab	45 a	24 a
10	Paquete tecnológico 1	4957 a	15 135 a	562 ab	577 ab	33 a	27 a
11	Paquete tecnológico 2	20 280 a	4867 a	540 abc	592 a	36 a	31 a
12	Paquete tecnológico 3	8107 a	23 055 a	574 ab	577 ab	35 a	46 a
13	Testigo	14 400 a	77 430 a	585 ab	630 a	19 a	32 a

[†]ABCPNA: promedio del área bajo la curva de población de *Nacobbus aberrans*; [‡]ABCDR: promedio del área bajo la curva de daño radicular; ^{††}rendimiento promedio (producción de frutos transformados a toneladas); [§]B: biosolarización; ^bNB: no biosolarización; ^aen cada columna de B y NB las cifras con las mismas letras no son significativamente diferentes (P < 0.05).

Efecto de la biosolarización sobre la fluctuación poblacional de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita*

Se analizaron 256 muestras de suelo obtenidos de las parcelas biosolarizada y no biosolarizada. En las colectas realizadas antes del trasplante del tomate se estimó la densidad de población inicial de *N. aberrans* y *M. incognita* y, en las subsecuentes a la siembra, se evaluó la fluctuación poblacional de estas dos especies de agalladores durante el cultivo (Cuadro 3.3). En

las muestras colectadas antes de la biosolarización, 83% de los individuos de *N. aberrans* fueron J2, 9% hembras inmaduras y 8% machos, y no se detectó a *M. incognita*. En la segunda evaluación, después de la biosolarización, se detectaron J2 (87%) y hembras inmaduras (13%) de *N. aberrans*; mientras que en la parcela no biosolarizada, los mayores porcentajes fueron J2 (95%) de *N. aberrans* seguidos de hembras inmaduras (3%) y machos (2%). Nuevamente, no se encontraron ejemplares de *M. incognita* en ambas parcelas evaluadas (Cuadro 3.3).

A los 60 ddt se encontró que 82%, 14% y 4% fueron J2, hembras inmaduras y machos, respectivamente, de *N. aberrans* y 100% fueron J2 de *M. incognita* en la parcela biosolarizada; en cambio, en la parcela no biosolarizada 69% de especímenes de *N. aberrans* fueron J2, 23% hembras inmaduras y 8% machos, y no se encontró a *M. incognita* (Cuadro 3.3).

En la parcela biosolarizada, a los 120 ddt se encontraron J2 (99%) y machos (1%) en los ejemplares de *N. aberrans* y 100% de J2 de *M. incognita*. Por el contrario, en la no biosolarizada, 96%, 2% y 1% fueron J2, hembras inmaduras y machos, respectivamente, de *N. aberrans* y J2 (100%) de *M. incognita* (Cuadro 3.3).

Cuadro 3.3. Densidad poblacional total de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita* en parcelas biosolarizadas y no biosolarizadas, antes y durante el desarrollo del cultivo de tomate.

Especie de Nematodo	Parcela grande			Durante el cultivo			
	ADB [†]	DDB [‡]	NB [§]	60 ddt [§]		120 ddt	
				B ^p	NB	B	NB
<i>N. aberrans</i> ^{††}	3166	435	3627	1869	7330	16 218	17 984
<i>M. incognita</i> ^{‡‡}	0	0	0	35	0	105	135

[†]ADB: antes de la biosolarización; [‡]DDB: después de la biosolarización; [§]NB: no biosolarización; ^pB: biosolarización; [§]ddt: días después del trasplante; ^{††}población total de J2, hembras inmaduras y machos; ^{‡‡}población total de J2.

Efecto de la biosolarización sobre el desarrollo poblacional de *Nacobbus aberrans*, el porcentaje de daño radicular acumulado y el rendimiento

Con base en los niveles de población de nematodos (Cuadro 3.3), se concluye que el agallamiento y el daño radicular observados los causó principalmente *N. aberrans*. La parcela no biosolarizada manifestó los mayores niveles, tanto de ABCPNA como de ABCDR, y ambos fueron significativamente superiores a la parcela biosolarizada (ABCPNA, P = 0.00315**; ABCDR P = 0.0228*) (Cuadro 3.4). El rendimiento de tomate se obtuvo de la producción de tomate realizada en seis cosechas a intervalos de siete días. Si bien, la parcela no biosolarizada registró el rendimiento promedio máximo de tomate (37 t ha⁻¹), el análisis estadístico no mostró diferencias entre ambos niveles de la parcela grande (Cuadro 3.4).

Cuadro 3.4. Efecto de la biosolarización y la no biosolarización sobre el desarrollo poblacional de *Nacobbus aberrans*, el porcentaje de daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate.

Tratamientos de la parcela grande	ABCPNA [†]	ABCDR [‡]	Rendimiento [§] (t ha ⁻¹)
Biosolarización	12 472 b ^P	548 b	35 a
No biosolarización	20 402 a	590 a	37 a

[†]ABCPNA: promedio del área bajo la curva de población de *Nacobbus aberrans*; [‡]ABCDR: promedio del área bajo la curva de daño radicular; [§]rendimiento promedio (producción de frutos transformados a toneladas); ^Pen cada columna las cifras con las mismas letras no son significativamente diferentes (P < 0.005).

Efecto de los tratamientos de la parcela chica (tratamientos nematocidas) sobre el desarrollo poblacional de *Nacobbus aberrans*, el porcentaje de daño radicular acumulado y el rendimiento

El testigo cuantificó las mayores unidades de ABCPNA (45 915); mientras tanto, *T. erecta* y *P. chlamydosporia*, las menores con 7170 y 9652, respectivamente (Cuadro 3.5). El bloque IV registró 18 707 unidades (Cuadro 3.6). El análisis estadístico no mostró diferencias entre los

tratamientos nematicidas y entre bloques (Cuadro 3.5 y Cuadro 3.6). En el ABCDR, el testigo cuantificó el mayor porcentaje de daño radicular (607 unidades); mientras que fluopyram, el menor (472 unidades) (Cuadro 3.5). Además, el bloque IV contabilizó los máximos valores de esta variable (Cuadro 3.6). El ANOVA indicó diferencias entre los tratamientos nematicidas ($P = 4.06 \times 10^{-7}$ ***) y entre bloques ($P = 0.0183$ *) (Cuadro 3.5 y Cuadro 3.6). Referente al rendimiento de tomate, fluopyram documentó el valor más alto (63 t ha^{-1}) y el testigo el más bajo (26 t ha^{-1}); además, el bloque II obtuvo el mayor rendimiento. El ANOVA expresó diferencias entre los tratamientos nematicidas ($P = 0.000341$ ***) y entre bloques ($P = 1.08 \times 10^{-12}$ ***) (Cuadro 3.5 y Cuadro 3.6).

Cuadro 3.5. Efecto de los tratamientos nematicidas sobre el desarrollo poblacional de *Nacobbus aberrans*, el porcentaje de daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate.

No.	Productos	ABCPNA [†]	ABCDR [¶]	Rendimiento [§] (t ha ⁻¹)
1	<i>P. lilacinum</i> – BA	14 951 a	583 a	31 b
2	Fluopyram	17 032 a	472 b	63 a
3	<i>T. erecta</i>	7170 a	572 a	34 b
4	Extractos botánicos	12 832 a	591 a	36 b
5	<i>T. viride</i>	10 459 a	583 a	34 b
6	<i>P. lilacinum</i> – LS	31 642 a	583 a	36 b
7	Extractos vegetales	20 861 a	560 a	30 b
8	<i>P. lilacinum</i> – K	16 316 a	581 a	37 b
9	<i>P. chlamydosporia</i>	9652 a	577 a	34 b
10	Paquete tecnológico 1	10 046 a	570 a	30 b
11	Paquete tecnológico 2	12 574 a	566 a	33 b
12	Paquete tecnológico 3	15 581 a	575 a	40 b
13	Testigo	45 915 a	607 a	26 b

[†]ABCPNA: promedio del área bajo la curva de población de *Nacobbus aberrans*; [¶]ABCDR: promedio del área bajo la curva de daño radicular; [§]rendimiento promedio (producción de frutos transformados a toneladas); ^pen cada columna las cifras con las mismas letras no son significativamente diferentes ($P < 0.005$).

Cuadro 3.6. Efecto de los bloques sobre el desarrollo poblacional de *Nacobbus aberrans*, el porcentaje de daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate.

Bloque	ABCPNA [†]	ABCDR [¶]	Rendimiento [§] (t ha ⁻¹)
I	10 497 a ^p	563 ab	30 bc
II	18 330 a	553 b	56 a
III	18 215 a	579 ab	33 b
IV	18 707 a	581 a	26 c

[†]ABCPNA: promedio del área bajo la curva de población de *Nacobbus aberrans*; [¶]ABCDR: promedio del área bajo la curva de daño radicular; [§]rendimiento promedio (producción de frutos transformados a toneladas); ^pen cada columna las cifras con las mismas letras no son significativamente diferentes ($P < 0.005$).

Distribución espacial de *Nacobbus aberrans* en el sitio experimental 3

En la primera evaluación, antes de la biosolarización (un día antes del proceso), se estimó la densidad inicial de *N. aberrans* y *M. incognita* en cuatro puntos de muestreo (Cuadro 3.3). La distribución espacial de *N. aberrans*, registró el máximo pico poblacional (925 ejemplares) en el bloque IV (Figura 3.2, A). En la segunda evaluación, después de la biosolarización (un día antes del trasplante), manifestó varios picos poblacionales; sin embargo, el mayor se manifestó en el bloque III con 100 especímenes (Figura 3.2, B). En cambio, en la parcela no biosolarizada (un día antes del trasplante), la población total más alta de *N. aberrans* la documentó el bloque IV (2220 organismos) (Figura 3.2, C). Cabe aclarar que las poblaciones de *N. aberrans*, en ambas parcelas, se integró por J2, hembras inmaduras y machos.

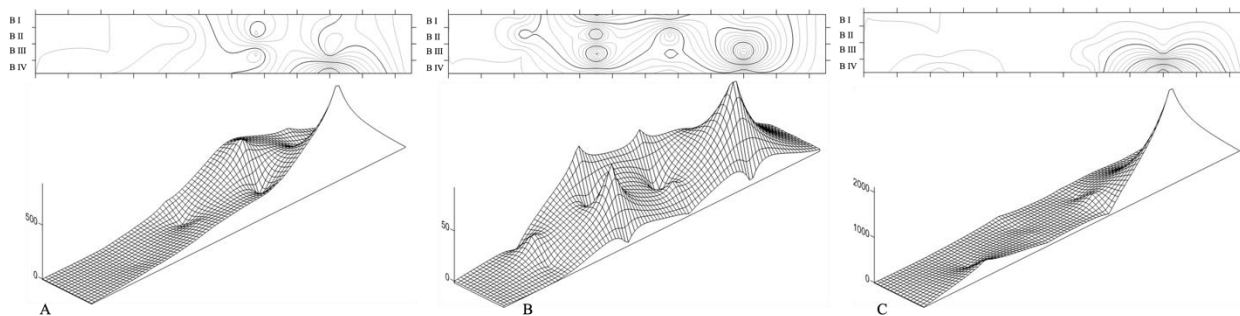


Figura 3.2. Distribución espacial de la población total de *Nacobbus aberrans* antes de la biosolarización (A); después de la biosolarización (B); no biosolarización (C) en invernadero.

La población total de *N. aberrans* (J2, hembras inmaduras y machos), con y sin biosolarización, se integró por la suma de las evaluaciones realizadas a los 60 y 120 ddt. La parcela biosolarizada manifestó tres principales picos poblacionales en el sitio de muestreo, donde el máximo (1873 ejemplares) se ubicó en el bloque IV (Figura 3.3, A). En la parcela no biosolarizada, se presentaron varios picos poblacionales, y en el bloque IV se registró el pico más alto con 2554 especímenes de *N. aberrans* (Figura 3.3, B).

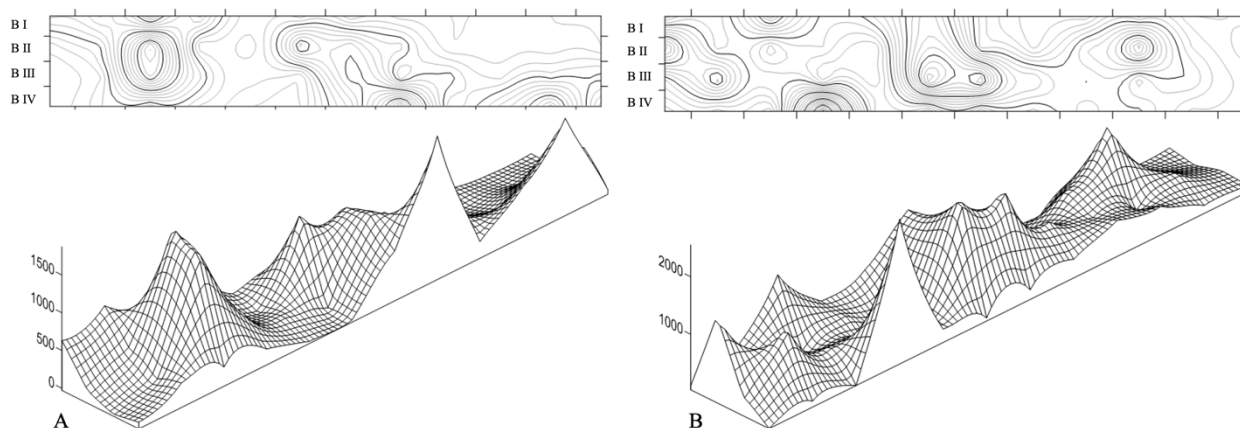


Figura 3.3. Distribución espacial de la población total de *Nacobbus aberrans* en las parcelas biosolarizada (A) y no biosolarizada (B) en invernadero.

Efecto de la biosolarización sobre la fluctuación poblacional de la comunidad trófica de nematodos en el sitio experimental 3

Derivado de las colectas se analizaron 256 muestras de suelo obtenidos de las parcelas biosolarizada y no biosolarizada. Las primeras dos se evaluaron antes del trasplante de tomate con el objetivo de estimar la densidad inicial de los grupos tróficos presentes; y las posteriores a la siembra, para evaluar la fluctuación poblacional durante el cultivo. En las muestras colectadas antes de la biosolarización se detectaron organismos que se clasificaron en cuatro grupos, con la mayor población registrada por los fitófagos. En la colecta realizada después de la biosolarización la máxima densidad poblacional la obtuvieron los bacteriófagos. En la parcela no biosolarizada los fitófagos fueron los más abundantes (Figura 3.4).

A los 60 ddt se documentó la máxima población de ejemplares (859 630) durante todo el estudio, en la parcela biosolarizada, por los bacteriófagos; del mismo modo, en la no biosolarizada abundó la población de este mismo grupo trófico. A los 120 ddt tanto en la parcela biosolarizada como en la no biosolarizada, la mayor densidad poblacional la obtuvieron los bacteriófagos. Se observó que los depredadores fueron los menos abundantes (Figura 3.4).

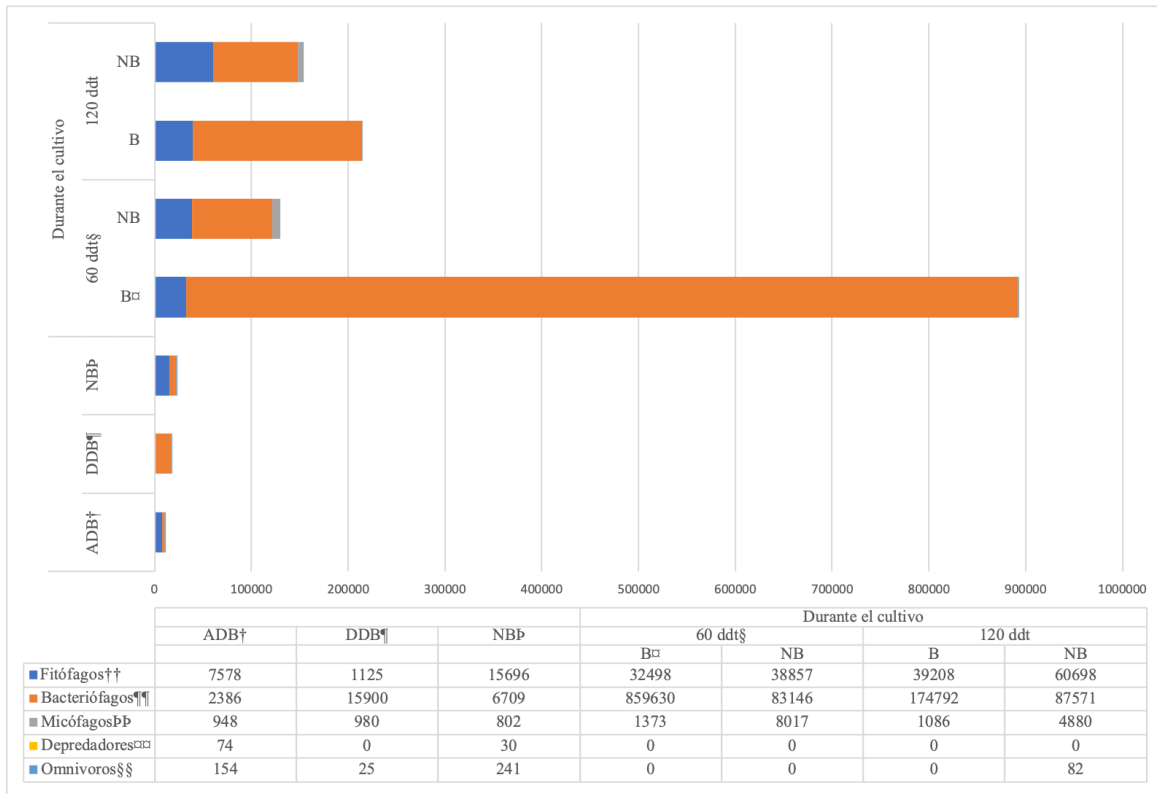


Figura 3.4. Densidad poblacional de grupos tróficos en parcela biosolarizada, no biosolarizada, antes y durante el desarrollo de tomate. †ADB, antes de la biosolarización; ¶DDB, después de la biosolarización; pNB, no biosolarización; B, biosolarización; §ddt, días después del trasplante ††*Aphelenchoides* sp., *Criconemoides* sp., *Helicotylenchus* sp., *Tylenchorhynchus* sp., *Pratylenchus* sp. y criconemátidos (Familia Criconematidae); ¶¶*Acrobeles* sp. y rabdítidos (Orden Rhabditida); pp*Aphelenchus* sp. y *Tylenchus* sp.; □□monónquidos (Orden Mononchida); §§*Psilenchus* sp. y doriláimidos (Orden Dorylaimida).

3.5. DISCUSIÓN

El proceso de biosolarización con sorgo, enriquecido con estiércol fresco de pollo y de borrego, disminuyó 86.3% la población de *N. aberrans* (J2, hembras inmaduras y machos) antes del trasplante de tomate; y al final del estudio (120 ddt), la densidad poblacional de esta especie fue 9.8% menor en comparación con la parcela no biosolarizada (Cuadro 3.3). La parcela biosolarizada registró 39% y 7.1% menos de área bajo la curva de población de *Nacobbus aberrans* (ABCPNA) y área bajo la curva de daño radicular (ABCDR), respectivamente, en comparación con la no biosolarizada (Cuadro 3.4). Se ha informado que los residuos de sorgo (*Sorghum* spp.) liberan cianuro de hidrógeno (HCN) después de la hidrólisis de la durrina, un glucósido cianogénico que se encuentra en estas plantas (De Nicola *et al.* 2011). Cid del Prado *et al.* (2010) afirmaron que la biofumigación del suelo utilizando crucíferas y sorgo, en combinación con *P. chlamydosporia*, redujo la población de *Meloidogyne* spp. También, se informó que la biofumigación aminoró el índice de agallamiento en plantas de tomate infectadas con *M. incognita* (López-Pérez *et al.* 2005; Kaskavalci *et al.* 2009). Se ha documentado que la biosolarización es más eficaz contra nematodos agalladores en tomate que la biofumigación (Guerrero *et al.* 2006; Tsror *et al.* 2007). Oka *et al.* (2007) afirmaron que la biosolarización enriquecida con enmiendas orgánicas redujo las poblaciones de nematodos agalladores en el suelo y el índice de agallamiento en tomate y pimiento. Pérez-Espíndola *et al.* (2019) señalaron que la biosolarización con brócoli, estiércol de pollo, oveja y vaca, y paja triturada, combinado con *P. chlamydosporia*, disminuyó la población de *N. aberrans* y *M. incognita*, y el índice de agallamiento en tomate de invernadero. Es importante mencionar que en las evaluaciones de la población de *N. aberrans* en el suelo se detectaron solo J2, hembras inmaduras y machos. Esta observación podría relacionarse al hecho

de que los J3 y J4 se mantienen cerca de las raíces debido a que son menos activos que los J2 (Manzanilla-López *et al.* 2002).

La densidad de población de *M. incognita* en el suelo fue extremadamente baja en comparación con *N. aberrans* en las dos parcelas grandes evaluadas (Cuadro 3.3). El suelo en este invernadero podría ser supresor contra *M. incognita*. Cook y Baker (1983) definieron al suelo supresor como: "suelos en los que el patógeno no se establece o persiste, se establece, pero causa poco o ningún daño, o se establece y causa enfermedad por un tiempo, pero luego la enfermedad es menos importante, aunque el patógeno puede persistir en la tierra". *Pasteuria penetrans* suprimió a *M. incognita* y *M. javanica* en tabaco (Weibelzahl-Fulton *et al.* 1996). En otro estudio, donde no se detectó el organismo responsable, el suelo suprimió biológicamente la población de *M. incognita* en tomate (Pyrowolakis *et al.* 2002).

Tanto *N. aberrans* como *M. incognita* se han reportado en este invernadero durante varios años. *Nacobbus aberrans* persiste en el suelo en períodos de desecación en J3 y J4 al entrar en estado de anhidrobiosis (Cid del Prado 2019) mientras que *M. incognita* persiste solo como huevos y juveniles, pero no en anhidrobiosis (Cuadro 3.3). Es posible que *N. aberrans* sea más competitivo porque los adultos y las etapas juveniles tardías pueden ingresar a las raíces de las plántulas y comenzar la producción de huevos antes de que *M. incognita* se establezca y progrese a través de su ciclo de vida. Ciertamente, el síntoma de agallamiento tipo "rosario" asociado a la infección por *N. aberrans*, prevaleció en las raíces de tomate a lo largo del experimento.

No se observaron diferencias significativas en rendimiento entre parcelas biosolarizadas y no biosolarizadas (Cuadro 3.4), a pesar de que las plantas desarrolladas en la primera parcela fueron más vigorosas y con mayor masa radicular que la segunda. Bello *et al.* 2004 concluyó que la efectividad de la biofumigación varía según las propiedades del suelo y la materia orgánica

presente; asimismo, determinaron que se recomienda 50 t ha⁻¹ de material vegetal de brasicáceas para el manejo de nematodos fitoparásitos. Cid del Prado *et al.* (2010) plantearon que la biofumigación debe realizarse con 80 t ha⁻¹ de sorgo (*S. bicolor*) y 40 t ha⁻¹ de estiércol de pollo, incorporados a una profundidad de 30 cm para el control de *Meloidogyne* spp. en tomate.

En este experimento se aplicaron 50 t ha⁻¹ de materia orgánica, que incluyó sorgo triturado (14 t ha⁻¹), estiércol de pollo (18 t ha⁻¹) y estiércol de borrego (18 t ha⁻¹). La materia orgánica se incorporó al suelo a una profundidad de 30 cm. Esta es la primera vez que se utiliza la biosolarización en este invernadero comercial. Guerrero *et al.* (2006), enfatizaron que el uso continuo de la biosolarización, en la misma zona, genera un mejor control de *M. incognita* y el rendimiento es similar que cuando se usa bromuro de metilo como estrategia de manejo de este nematodo. También, Klein *et al.* (2012) mencionaron que la aplicación constante de enmiendas orgánicas, combinada con la solarización, suprime a *Meloidogyne javanica*, y se incrementa el rendimiento de tomate (Mauromicale *et al.* 2010).

El daño radical, expresado por el ABCDR, fue menor (22.3%) en fluopyram en comparación con el testigo (Cuadro 3.5), y en combinación con la biosolarización el daño disminuyó en 28% (Cuadro 3.2); asimismo, incrementó 58.7% el rendimiento de tomate (Cuadro 3.5). Sin embargo, aun cuando este nematicida registró el menor porcentaje de daño radicular y el mayor rendimiento de tomate, no redujo el ABCPNA en el suelo (Cuadro 3.5). Este resultado difiere del documentado por Ji *et al.* (2019), quienes afirmaron que fluopyram aminoró la densidad poblacional de *M. incognita* en tomate entre 77% y 82.7%, y el índice de agallamiento entre 43.1% y 75.3%. En el presente ensayo, este nematicida decreció 22.3% el porcentaje de daño radicular, individualmente (Cuadro 3.5), y 28% en combinación con la biosolarización (Cuadro 3.2). Es importante mencionar que en esta investigación se trabajó con una combinación de *N. aberrans* y

M. incognita en suelos naturalmente infestados, con predominio de la primera especie. De igual manera, en el estudio de Ji *et al.* (2019), el aumento del rendimiento con fluopyram fue entre 21.4% y 58.5%; mientras que en este trabajo fue ligeramente superior (58.7%) (Cuadro 3.5). Otros autores han afirmado el uso exitoso de fluopyram contra *M. incognita* en tomate (Hungenberg *et al.* 2013; Dahlin *et al.* 2019); sin embargo, los informes sobre su eficacia contra *N. aberrans* son limitados.

Se han reportado diversas estrategias de manejo como enmiendas orgánicas (Cristóbal-Alejo *et al.* 2006; Villa-Briones *et al.* 2008; Kaskavalci *et al.* 2009), microorganismos antagonistas (Flores-Camacho *et al.* 2007; García-Velasco y Chavarro-Carrero 2020), biofumigación y solarización (Cid del Prado *et al.* 2010; Pérez-Espíndola *et al.* 2019), solos o en combinación, para el manejo de *N. aberrans* y *M. incognita* en tomate. En este ensayo, ninguno de los paquetes tecnológicos de manejo resultó en una reducción significativa del daño radicular o un aumento en el rendimiento del cultivo.

El efecto de la biofumigación y las enmiendas para estimular el impacto antagónico de los agentes de control biológico contra las poblaciones de nematodos depende en gran medida de las propiedades físicas y químicas del suelo, el método de aplicación, el tipo y cantidad de materia orgánica y la microflora del suelo (Bello *et al.* 2004; Timper 2014). La incorporación de cantidades adecuadas de materia orgánica, en combinación con agentes de control biológico, requiere una mayor investigación para determinar si existe sinergismo o antagonismo. El uso de plaguicidas con menor riesgo para el ambiente y la salud humana, como el fluopyram (Jeschke 2016), es importante y, cuando se integra con estrategias biológicas y orgánicas, podría convertirse en componentes importantes para el manejo de nematodos fitoparásitos.

La distribución espacial de *N. aberrans* en los dos niveles de la parcela grande fue en su mayoría en parches (Figura 3.2 y Figura 3.3) (Robertson y Freckman 1995; Ettema y Wardle 2002;

Been y Schomaker 2006), con excepción de la evaluación en la parcela no biosolarizada antes del trasplante de tomate (Figura 3.2, C); sin embargo, al finalizar el experimento, se observaron picos poblacionales en agregados en esta parcela (Figura 3.3, B).

Sesenta y ocho por ciento de los grupos tróficos estuvieron representados por los fitófagos, antes de la biosolarización; en tanto que, después de este proceso, 88.2% de la densidad poblacional total fueron bacteriófagos. En la parcela no biosolarizada, antes del trasplante, los fitófagos predominaron con 68.8% de la población. Sesenta días después del trasplante, los bacteriófagos registraron las máximas poblaciones en las parcelas biosolarizada y no biosolarizada con 96.2% y 63.9%, respectivamente; y del mismo modo, en ambas parcelas, con 81.3% y 57.1%, respectivamente, a los 120 ddt (Figura 3.4). La pérdida de la diversidad de nematodos beneficiosos puede ser perjudicial para el desarrollo del cultivo por su papel en la mineralización de los nutrientes; además, brindan protección contra nematodos parásitos de plantas (Somasekhar *et al.* 2002; Van den Hoogen *et al.* 2020). En el presente ensayo predominaron ampliamente el grupo de los bacteriófagos durante el cultivo en ambas parcelas estudiadas.

3.6.CONCLUSIONES

La parcela biosolarizada disminuyó 86.3% la población total de *Nacobbus aberrans* en todo el experimento, antes del trasplante de tomate, y 9.8% menos al final del experimento (120 ddt); ambas comparaciones con la parcela no biosolarizada. La parcela con biosolarización registró 39% menos del área bajo la curva de la población de *N. aberrans* (ABCPNA) y 7.1% menos del área bajo la curva de daño radicular (ABCDR), durante el experimento. No existe evidencia estadística para indicar cual fue el mejor tratamiento de la parcela grande (biosolarización y no biosolarización) con relación al rendimiento de tomate. Cuando la biosolarización se combinó con fluopyram, el daño radicular, expresado en ABCDR, fue 28% menos que el testigo. Este nematicida solo, redujo el daño radicular en 22.3% e incrementó 58.7% el rendimiento de tomate. No se presentó evidencia estadística para mencionar cual tratamiento biológico, orgánico o químico presentó la mejor interacción con y sin biosolarización, respecto al ABCPNA y al rendimiento de tomate; así mismo, no existió evidencia estadística para indicar que tratamiento biológico, orgánico o químico fue el mejor respecto al ABCPNA. Se confirma que la distribución espacial de *N. aberrans*, en las parcelas con y sin biosolarización, se presentó mayormente en parches. Durante el desarrollo del cultivo predominó ampliamente el grupo trófico de nematodos de bacteriófagos con una densidad poblacional máxima de 96.2% del total de organismos evaluados.

3.7. LITERATURA CITADA

- Been, T. H. and C. H. Schomaker. 2006. Distribution patterns and sampling. In: Perry, R. N. and M. Moens. (Eds.). *Plant nematology*, CAB Int, Wallingford, pp 302-326.
- Bello, A., J. A. López-Pérez, A. García-Alvarez, R. Sanz and A. Lacasa. 2004. Biofumigation and nematode control in the Mediterranean región. In: Cook, R. C. and D. J. Hunt (Eds.). *Proceedings, IV International Congress of Nematology*, pp 133-149.
- Brennan, R. J. B., S. Glaze-Corroran, W. I. C. K. Robert and M. Hashemi. 2020. Biofumigation: an alternative strategy for the control of plant parasitic nematodes. *Journal of Integrative Agriculture* 19: 1680-90.
- Bridge, J. and S. Page. 1980. Estimation of root-knot nematode infestation levels on roots using a rating chart. *Tropical Pest Management* 26: 296-298.
- Cabrera-Hidalgo, A. J., G. Valdovinos-Ponce, G. Mora-Aguilera, A. Rebollar-Alviter and N. Marbán-Mendoza. 2014. Occurrence of *Nacobbus aberrans* in horticultural crops in northwestern Michoacán, Mexico. *Nematopica* 44: 107-117.
- Caveness, F. E. and H. J. Jensen. 1955. Modification of the centrifugal-flotation technique for the isolation and concentration of nematodes and their eggs from soil and plant tissue. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington* 22: 87-89.
- Cid del Prado-Vera, I. 2019. Anhydrobiosis in *Nacobbus aberrans* (Nematoda: Pratylenchidae). *Abstracts of the 51th ONTA Annual Meeting* 8-9.
- Cid del Prado-Vera, I., G. E. Ávila and K. Evans. 1997. Gama de hospedantes de poblaciones mexicanas de *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935) Thorne y Allen, 1944. *Nematopica* 27: 104.
- Cid del Prado V., I., M. A. Lucero-Pallares and I. Pérez-Rodríguez. 2010. Biofumigation a very efficient alternative for the control of root-knot nematode *Meloidogyne* spp. in vegetables produced in house shadows. *Nematopica* 40: 128.
- Cid del Prado V., I., A. Tovar S. y A. Hernández J. 2001. Distribución de especies y razas de *Meloidogyne* en México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 19: 32-39.
- Cobb, N. A. 1918. *Estimating the Nema Population of the Soil, with Special Reference to the Sugar-beet and Root-gall nemas, Heterodera Schachtii Schmidt and Heterodera Radicicola (Greef) Müller*. Agricultural Technology Circular, Bureau of Plant Industry, U.S., Department of Agriculture 1: 1-48.
- Cook, R. J. and K. F. Baker. 1983. *The nature and practice of biological control of plant pathogens*. St. Paul, MN: APS Press. 539 p.
- Cristóbal-Alejo, J., G. Mora-Aguilera and R. H. Manzanilla-López. 2006. Epidemiology and integrated control of *Nacobbus aberrans* on tomato in Mexico. *Nematology* 8: 727-737.
- Dahlin, P., R. Eder, E. Consoli, J. Krauss and S. Kiewnick. 2019. Integrated control of *Meloidogyne incognita* in tomatoes using fluopyram and *Purpureocillium lilacinum* strain 251. *Crop Protection* 124: 104874.

- De Nicola, G. R., O. Leoni, L. Malaguti, R. Bernardi and L. Lazzeri. 2011. A simple analytical method for dhurrin content evaluation in cyanogenic plants for their utilization in fodder and biofumigation. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 59: 8065-8069.
- Elling, A. A. 2013. Major emerging problems with minor *Meloidogyne* species. *Phytopathology* 103: 1092-1102.
- Ettema, C. H. and D. A. Wardle. 2002. Spatial soil ecology. *Trends in Ecology & Evolution* 17: 177-183.
- Flores-Camacho, R., R. H. Manzanilla-López, I. Cid del Prado-Vera and A. Martínez-Garza. 2007. Control de *Nacobbus aberrans* (Thorne) Thorne y Allen con *Pochonia chlamydosporia* (Goddard) Gams y Zare. *Revista Mexicana de Fitopatología* 25: 25-34.
- García-Velasco, R. y E. A. Chavarro-Carrero. 2020. *Purpureocillium lilacinum* (Hypocreales: Ophiocordycipitaceae) como biocontrolador de *Nacobbus aberrans* (Tylenchida: Pratylenchidae) y *Meloidogyne incognita* (Tylenchida: Meloidogynidae) en tomate cv. Río Grande. *Acta agrícola y Pecuaria* 6: E0061021. <https://doi.org/10.30973/aap/>
- Gowen, S. R. and B. Pembroke. 2004. *Pasteuria penetrans* and the integrated control of root-knot nematodes. In: "Multitrophic interactions in soils and integrated control". Sikora, R. A., S. Gowen, R. Hauschild and S. Kiewnick (Eds). *Proceeding of the IOBC-WPRS-Bad Honnef, Germany. IOBC- WPRS Bulletin* 27: 75-77.
- Guerrero, M. M., C. Ros, M. A. Martínez, M. C. Martínez, A. Bello and A. Lacasa. 2006. Biofumigation vs biofumigation plus solarization to control *Meloidogyne incognita* in sweet pepper. *Bull IOBC-WPRS* 29: 313-318.
- Hungenberg, H., H. Fursch, H. Rieck and E. Hellwege. 2013. Use of Fluopyram for controlling nematodes in crops and for increasing yield. European patent EP2645856.
- Jenkins, W. R. 1964. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. *Plant Disease* 48: 692.
- Jeschke, P. 2016. Progress of modern agricultural chemistry and future prospects. *Pest Management Science* 72: 433-455.
- Ji, X., J. Li, B. Dong, H. Zhang, S. Zhang and K. Qiao. 2019. Evaluation of fluopyram for southern root-knot nematode management in tomato production in China. *Crop Protection* 122: 84-89.
- Kaskavalci, G., Y. Tuzel, O. Dura, and G. B. Oztekin. 2009. Effects of alternative control methods against *Meloidogyne incognita* in organic tomato production. *Ekoloji* 18: 23-31.
- Klein, E., J. Katan and A. Gamliel. 2012. Soil suppressiveness to *Meloidogyne javanica* as induced by organic amendments and solarization in greenhouse crops. *Crop Protection* 39: 26-32.
- López-Pérez, J. A., T. Roubtsova and A. Ploeg. 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: 489-494.

- Manzanilla-López, R. H., M. A. Costilla, M. Doucet, J. Franco, R. N. Inserra, P. S. Lehman, I. Cid del Prado-Vera, R. M. Souza, and R. M. Evans. 2002. The genus *Nacobbus* Thorne & Allen, 1944 (Nematoda: Pratylenchidae): Systematics, distribution, biology and management. *Nematropica* 32: 149-227.
- Manzanilla-López, R. H. 2010. Speciation within *Nacobbus*: consilience or controversy? *Nematology* 12: 321-334.
- Mauromicale, G., A. Lo Monaco and A. M. G. Longo. 2010. Improved efficiency of soil solarization for growth and yield of greenhouse tomatoes. *Agronomy for Sustainable Development* 30: 753-761.
- Oka, Y., N. Shapira and P. Fine. 2007. Control of root-knot nematodes in organic farming systems by organic amendments and soil solarization. *Crop Protection* 26: 1556-1565.
- Pérez-Espíndola, A., I. Cid del Prado-Vera, R. Alatorre-Rosas, J. Suárez-Espinosa, M. P. Rodríguez-Guzmán y M. H. Ferris. 2019. Efecto de la biofumigación y *Pochonia chlamydosporia* en el manejo de nematodos noduladores en tomate. *Nematropica* 49: 172-180.
- Pyrowolakis, A., A. Westphal, R. A. Sikora and J. O. Becker. 2002. Identification of root-knot nematode suppressive soils. *Applied Soil Ecology* 19: 51-56.
- Ros, M., C. García, M. T. Hernandez, A. Lacasa, P. Fernández and J. A. Pascual. 2008. Effects of biosolarization as methyl bromide alternative for *Meloidogyne incognita* control on quality of soil under pepper. *Biology and Fertility of Soils* 45: 37-44.
- Sasser, J. and D. Freckman. 1987. A world perspective on nematology: The role of society. In: *Vistas on nematology*, Veech, J.A. and D. W. Dicson (Eds.). pp. 7-20. Hyattsville, Maryland.
- Sasser, J.N. and C. C. Carter. 1985. *An Advanced Treatise on Meloidogyne: Biology and Control*. Volume I. Barker, K. R., C. C. Carter and J. N. Sasser (Eds.), Department of Plant Pathology, North Carolina State University. North Carolina, USA. 422 pp.
- Scopa, A. and S. Dumontet. 2007. Soil solarization: effects on soil microbiological parameters. *Journal of Plant Nutrition* 30: 537-547.
- SIAP (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera) SADER (Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural). 2021. Producción agrícola. <https://www.gob.mx/siap>
- Somasekhar, N., P. S. Grewal, E. A. B. De Nardo, B. R. Stinner. 2002. Non-target effects of entomopathogenic nematodes on the soil nematode community. *Journal of Applied Ecology* 39: 735-744.
- Sosa-Moss, C. 1985. Report on the status of *Meloidogyne* research in Mexico, Central America and the Caribbean Countries (Region 1). In: "An advanced treatise on *Meloidogyne*". Vol. I. Biology and control. International *Meloidogyne* Project. Sasser, N. J. and C. C. Carter (Eds.). Raleigh, North Carolina State University, USA. pp. 327-346.
- Timper, P. 2014. Conserving and enhancing biological control of nematodes. *Journal of Nematology* 46: 75-89.

- Tsrur, L., S. Lebiush, M. Meshulam, O. Erlich, M. Hazanovsky, M. Aharon, E. Matan, M. Tregerman and A. Gamliel. 2007. Biofumigation for the control of soilborne diseases. *Acta Horticulturae* 747: 389-394.
- Van den Hoogen, J., S. Geisen, D. H. Wall *et al.* (2020). A global database of soil nematode abundance and functional group composition. *Nature Scientific Data* 7: 103.
- Villa-Briones, A., E. Zavaleta-Mejía, M. Vargas-Hernández, O. Gómez-Rodríguez y A. Ramírez-Alarcón. 2008. Incorporación de vermicomposta para el manejo de *Nacobbus aberrans* en jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). *Revista Chapingo Serie Horticultura* 14: 249-255.
- Weibelzahl-Fulton, E., D. W. Dickson and E. B. Whitty. 1996. Suppression of *Meloidogyne incognita* and *M. javanica* by *Pasteuria penetrans* in field soil. *Journal of Nematology* 28: 43-49.

CONCLUSIONES GENERALES

Hubo tres componentes principales en esta investigación: 1) determinar la efectividad de la biosolarización para reducir los niveles de población de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita* antes del trasplante de tomate; 2) suprimir aún más o, incluso, reducir los niveles de población y el daño de las raíces después de la siembra del cultivo, y aumentar el rendimiento de tomate; 3) determinar la efectividad de agentes de control biológico, extractos vegetales y nematicidas químicos, en conjunto con la biosolarización, sobre el desarrollo poblacional de *Nacobbus aberrans* y *Meloidogyne incognita*, el porcentaje de daño radicular acumulado y el rendimiento de tomate. Claramente, el componente de biosolarización con las materias primas orgánicas que se seleccionaron [brócoli + estiércol de borrego (experimento 1); alfalfa verde + composta de tomate + estiércol de conejo + de estiércol de gallina (experimento 2); sorgo + estiércol de pollo + estiércol de borrego (experimento 3), fue eficaz para reducir la población de *N. aberrans* antes y durante el desarrollo del experimento 3, e iniciar el cultivo con menos de 450 organismos de esta misma especie, con promedio de 291, en los tres experimentos. Además, el índice de agallamiento, representado como área bajo la curva de daño radicular, fue menor en la parcela biosolarizada del experimento 3.

Existe evidencia estadística para indicar que la biosolarización combinada con fluopyram y con la mezcla *P. lilacinum* + fluopyram, disminuyeron más del 50% la población de *N. aberrans* en el suelo, en el experimento 1. Este nematicida, de manera individual o en combinación con la biosolarización, redujo menos del 50% el daño radicular o índice de agallamiento y, de forma individual, incrementó más del 50% el rendimiento de tomate, en el experimento 3.

Aun cuando *T. erecta* (experimentos 2 y 3) y *P. chlamydosporia* (experimento 3) proporcionaron una sugerencia de suprimir el desarrollo de la población de *N. aberrans* durante el

cultivo, y los extractos vegetales de aumentar el rendimiento de tomate (experimento 2), solo el nematocida fue realmente efectivo.

Se confirmó la distribución espacial en parches por *Nacobbus aberrans*, y el grupo de los bacteriófagos fue el más abundante durante el cultivo de tomate en los tres experimentos.

Surgen dos recomendaciones para un estudio más a fondo: A) optimizar la efectividad de la biosolarización seleccionando y combinando diferentes materiales orgánicos basándose en la química, volatilidad y persistencia de sus metabolitos secundarios; B) evaluar a través de experimentos de laboratorio los tratamientos incluidos en los paquetes tecnológicos para determinar si existen interacciones sinérgicas o antagónicas, antes de realizar las pruebas de campo.