



Enseñar la explotación de la  
tierra, no la del hombre

# UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

## POSGRADO EN PROTECCIÓN VEGETAL

**“VALIDACIÓN DEL MANEJO BIOLÓGICO Y QUÍMICO  
ORGÁNICOS DE *Meloidogyne incognita* EN JITOMATE EN  
AGRICULTURA PROTEGIDA”**

**TESIS PROFESIONAL**

**QUE COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE:  
MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL**



COMISIÓN GENERAL ACADÉMICA  
DIRECCIÓN DE SERVICIOS ESCOLARES  
DIRECCIÓN DE EXÁMENES PROFESIONALES

**PRESENTA:  
ISRAEL DIONICIO Y DE JESÚS**



Chapingo, Estado de México, Julio de 2013.

La presente tesis titulada: “VALIDACIÓN DEL MANEJO BIOLÓGICO Y QUÍMICO ORGÁNICOS DE *Meloidogyne incognita* EN JITOMATE EN AGRICULTURA PROTEGIDA”. Fue elaborada por el C. Ing. Israel Dionicio y de Jesús, bajo la dirección del Comité Asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

**MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL**

Director:



Dr. Marcelo Acosta Ramos

Asesor:



M.C. Anselmo de Jesús Cabrera Hidalgo

Asesor:



Dr. Juan Fernando Solís Aguilar

Chapingo, Estado de México, Julio de 2013.

## **AGRADECIMIENTOS**

**A Dios**, por darme la vida, por ser mi confidente y por brindarme la oportunidad de realizar mis estudios.

**Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT)**, por el apoyo económico brindado durante la realización de mis estudios.

**A la Universidad Autónoma Chapingo**, por darme la oportunidad para finalizar mis estudios de Posgrado.

**Al M. C. Anselmo de Jesús Cabrera Hidalgo**, por su constante apoyo brindado en todas las etapas del desarrollo de mi investigación, su calidad humana, consejos y principalmente por su amistad brindada.

**Al Dr. Marcelo Acosta Ramos**, por contribuir en mi formación académica, su valiosa sugerencia en la ejecución del experimento y redacción del presente documento, además, de ser un amigo.

**Al Dr. Juan Fernando Solís Aguilar**, por su ejemplo de profesionalismo e integridad moral, y sobre todo por su amistad incondicional.

**Al Dr. Nahúm Marban Mendoza**, por contribuir en mi formación académica, por su ejemplo de lucha constante para mejorar la educación de los alumnos y por su amistad.

**A mis amigos**, Nora, Lucí, Chicho, Berna, Chente, Simón, Everardo, Montalvo, Lali, por el apoyo ilimitado, amigos de aventura y por ser de mi vida más alegre.

## DEDICATORIA

**A René**, mi hermano y amigo, por su confianza y la honestidad que lo caracteriza.

**A ti mamá**, por darme la vida, por el amor gratificante y confortante que me has dado y sobre todo por la felicidad que me has hecho sentir con el simple hecho de vivir, gracias mamá.

**A mis hermanos**, Eusebio, Esteban, Juan y Diana, que son el pilar de mi moral.

**A doña Adela**, por ser mi amiga y confidente de mis sueños y anhelos.

**A mi suegra Alejandra**, por enseñarme el amor incondicional y sobreprotector de una madre. Gracias por apoyarme en los momentos felices y tristes, siempre dándome consejos que no he de olvidar.

**A mis hijos Aly y David**, que han hecho mis días más felices, tanto que este corazón no logra descifrar cuanto los ama. Basta con una mirada, un gesto sincero, una travesura incontrolable para robarme un pedazo de mi corazón.

**A mi esposa Betty**, que el cautiverio ha hecho que nos encontráramos, deseo que esta amistad sea imperecedera para que en la mutua comprensión hallemos y logremos lo que no es tan necesario. Toda una vida me estaría contigo, no me importa en qué forma, ni dónde, ni cómo, pero junto a ti. Toda una vida te estaría mimando, te estaría cuidando, como cuido a mi vida que la vivo por ti.

## **DATOS BIOGRÁFICOS**

Israel Dionicio y de Jesús Nació en San Pablo Yaganiza, Oaxaca, el 5 de Agosto de 1984. Realizó sus estudios de educación media superior en el Colegio de Bachilleres del Estado de Veracruz (COBAEV), en el municipio de Sayula de Alemán, Veracruz. Sus estudios profesionales los realizó en el Departamento de Fitotecnia de la Universidad Autónoma Chapingo, titulándose con la tesis “Evaluación de sistema hidropónico en el cultivo de chile manzano (*Capsicum pubescens* R. y P.) en invernadero”, en donde obtuvo el título de Ingeniero Agrónomo Especialista en Fitotecnia en 2010. A partir del 2010 trabajó en el proceso de producción de chile manzano en la Universidad Autónoma Chapingo. En Enero de 2011 inició los estudios de Posgrado en la Maestría en Ciencias en Protección Vegetal de la Universidad Autónoma Chapingo, concluyendo estos en Diciembre de 2012.

## ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE CUADROS .....	iv
ÍNDICE DE FIGURAS .....	v
RESUMEN .....	vii
I. INTRODUCCIÓN .....	1
II. OBJETIVOS .....	3
a) GENERALES .....	3
b) ESPECÍFICOS .....	3
III. HIPÓTESIS .....	3
CAPÍTULO I. MARCO TEÓRICO .....	4
1.1. EL CULTIVO DE JITOMATE ( <i>Solanum lycopersicum</i> L.) .....	4
1.1.1. Origen .....	4
1.1.2. Características morfológicas .....	4
1.1.3. Importancia del cultivo .....	5
1.1.4. Situación económica internacional del jitomate .....	6
1.1.5. Situación nacional .....	8
1.2. NEMATODO AGALLADOR DE LA RAÍZ ( <i>Meloidogyne incognita</i> ) .....	9
1.2.1. Importancia económica .....	9
1.2.3. Distribución geográfica .....	10
1.2.4. Descripción morfológica .....	11
1.2.5. Ciclo de vida .....	14
1.2.6. Biología .....	16
1.2.7. Sintomatología .....	17
1.3. MÉTODOS DE CONTROL .....	17
1.3.1. Cultural .....	17
1.3.2. Biológico .....	18
1.3.3. Químico .....	20
1.4. INFORMACIÓN GENERAL SOBRE PRODUCTOS EVALUADOS .....	20
1.4.1 <i>Paecilomyces lilacinus</i> (Thom) Samson .....	20
1.4.2. Gobernadora ( <i>Larrea tridentata</i> Sessé & Moc. Ex DC. (Coville)) .....	21

1.4.3. Neem ( <i>Azadirachta indica</i> A. Juss) .....	22
1.4.4. Cempazuchitl ( <i>Tagetes erecta</i> L.) .....	22
1.4.5. Higuierilla ( <i>Ricinus communis</i> L.) .....	23
1.4.6. Brócoli ( <i>Brassica oleracea</i> var. <i>Italica</i> ) .....	23
1.4.7. Argemonina, berberina , ricinina y $\alpha$ -terthienyl .....	24
1.4.8. <i>Azotobacter vinelandii</i> y <i>Clostridium pasteurianum</i> .....	25
1.4.9. Quitina .....	26
1.4.10. Quitosano .....	26
1.4.11. Quilaya ( <i>Quillaja saponaria</i> ) .....	27
1.4.12. Oxamyl .....	28
1.4.13. Telone (dicloropropeno + cloropicrina) .....	28
1.5. LITERATURA CITADA .....	29
CAPÍTULO II. EXTRACCIÓN, INCREMENTO E IDENTIFICACIÓN DE JUVENILES DE <i>Meloidogyne</i> PROCEDENTES DE ROMITA, GUANAJUATO.....	
2.1. RESUMEN.....	42
2.2 INTRODUCCIÓN .....	43
2.3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	44
2.3.1. Localización del experimento .....	44
2.3.2. Extracción de especímenes de muestras de suelo .....	44
2.3.3. Prueba de patogenicidad .....	46
2.3.4. Extracción de especímenes de muestras vegetales para la identificación.....	46
2.3.5. Identificación de la especie de <i>Meloidogyne</i> .....	47
2.4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	49
2.5. CONCLUSIONES .....	55
2.6. LITERATURA CITADA .....	56
CAPÍTULO III. MANEJO BIOLÓGICO Y QUÍMICO ORGÁNICOS DE <i>Meloidogyne</i> <i>incognita</i> (Kofoid y White) Chitwood, EN EL CULTIVO DE JITOMATE EN AGRICULTURA PROTEGIDA.....	
3.1. RESUMEN.....	60
3.2 INTRODUCCIÓN .....	61
3.3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	62

3.3.1. Obtención del inóculo e inoculación.....	62
3.3.2. Descripción de la unidad experimental.....	62
3.3.3. Tratamientos, diseño experimental y especificaciones de aplicación.....	64
3.3.4. Variables evaluadas.....	69
3.4. ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	71
3.5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	72
3.5.1. Densidad poblacional inicial ( <i>Pi</i> ) y final ( <i>Pf</i> ) de <i>M. incognita</i> en las parcelas tratados con productos químico-orgánicos.....	72
3.5.2. Densidad poblacional inicial ( <i>Pi</i> ) y final ( <i>Pf</i> ) de <i>M. incognita</i> en las parcelas tratados con productos biológicos.....	74
3.5.3. Porcentaje e índice de agallamiento en raíces de jitomate en las parcelas tratadas con productos químico-orgánicos.....	76
3.5.4. Porcentaje e índice de agallamiento en raíces de jitomate en las parcelas tratadas con productos biológicos.....	80
3.5.5. Eficacia de los productos químico orgánicos sobre <i>M. incognita</i> .....	82
3.5.6. Eficacia de los productos biológicos sobre <i>M. incognita</i> .....	85
3.5.7. Rendimiento de jitomate cv. Río grande en las parcelas tratadas con productos químico orgánicos.....	86
3.5.8. Rendimiento de jitomate cv. Río grande en las parcelas tratadas con productos biológicos.....	88
3.6. CONCLUSIONES.....	90
3.7. LITERATURA CITADA.....	91

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Principales países productores de jitomate en el año 2010.....	7
Cuadro 2. Principales países importadores y exportadores de jitomate (toneladas) en el año 2010.....	7
Cuadro 3. Producción y rendimiento del cultivo de jitomate en los principales estados productores en el año 2011.....	8
Cuadro 4. Cantidad de fertilizantes empleados para preparar 200 L de solución nutritiva para la producción intensiva de jitomate en invernadero.....	64
Cuadro 5. Tratamientos y dosis evaluados para el manejo biológico y químico orgánico de <i>M. incognita</i> en jitomate en agricultura protegida. Chapingo, México. 2012. ....	65
Cuadro 6. Escala visual usada para determinar el índice de agallamiento en raíces de jitomate. Chapingo, México. 2012. ....	70
Cuadro 7. Niveles poblacionales de <i>Meloidogyne incognita</i> (J <sub>2</sub> ) en suelo cultivado con jitomate y tratado con productos químico-orgánicos en invernadero. Chapingo, México, 2012.....	73
Cuadro 8. Niveles poblacionales de <i>Meloidogyne incognita</i> (J <sub>2</sub> ) en suelo cultivado con jitomate cv. Rio grande y tratado con productos biológicos en invernadero. Chapingo, México, 2012.....	74
Cuadro 9. Porcentaje e índice de agallamiento causado por <i>M. incognita</i> en plantas de jitomate cv. Rio grande tratadas con productos químico-orgánicos. Chapingo, México, 2012.....	76
Cuadro 10. Porcentaje e índice de agallamiento a los 75 ddt en plantas de jitomate ( <i>S. lycopersicum</i> L.) cv. Rio grande tratadas con productos biológicos. Chapingo, México, 2012.....	80
Cuadro 11. Número y peso de frutos de jitomate cv. Río Grande ( <i>Solanum Lycopersicum</i> L.) en agricultura protegida. Chapingo, México, 2012. ....	86
Cuadro 12. Número y peso de frutos por cosecha en el cultivo de jitomate ( <i>Solanum Lycopersicum</i> L.) cv. Rio grande en agricultura protegida. Chapingo, México, 2012. ....	88

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Principales cultivos producidos en México bajo condiciones de agricultura protegida durante el año 2012. Fuente: <a href="http://www.sagarpa.gob.mx">www.sagarpa.gob.mx</a> . (Consulta, Noviembre 2012).	9
Figura 2. <i>Meloidogyne</i> spp. A-F) Macho. G-K) Juvenil del segundo estadio. A) Región esofágica. B) Campo lateral. C y D) Región anterior. E) Región posterior (vista lateral). F) Región posterior (vista ventral). G y H) Región anterior. I y J) Región caudal. K) Región esofágica. St = estilete; esp = espículas. Fuente: Eisenback y Triantaphyllou, 1981.	12
Figura 3. <i>Meloidogyne</i> spp. A) Hembra entera. B) Forma de las hembras. C) Región anterior de una hembra. St = estilete; m = metacarpus; bg = bulbo glandular; gc = glándulas caudales; ov = ovario; ovi = oviducto; v = vulva. Fuente: Eisenback y Triantaphyllou, 1981.	13
Figura 4. A) Etapa de embriogénesis; B) La segunda etapa larvaria ataca a las raíces; C) J <sub>2</sub> invade la raíz y forma células gigantes; D) J <sub>2</sub> se alimenta de células gigantes y comienza a formar agallas; E) Tercera etapa larvaria; E <sub>1</sub> ) Primera muda; E <sub>2</sub> ) Segunda muda; E <sub>3</sub> ) Tercera muda; E <sub>4</sub> ) Cuarta muda; F) Cuarta etapa larvaria; G) Nematodos adultos; el macho abandona la raíz; H) Hembra deposita huevos en ovisaco; I) Las agallas viejas contienen muchas hembras ovipositoras y constituyen una fuente de nuevas infecciones; J,K,L) Índice de agallamiento. Fuente: Agrios, 2005.	15
Figura 5. Procesamiento de muestras edáficas procedentes de Romita, Guanajuato, mediante tamizado de Cobb (1918).	45
Figura 6. Extracción en cámara nebulizadora: A) raíz agallada con masa de huevos, B) materiales utilizados para la extracción, C) vista frontal y D) arreglo de los embudos para la extracción de nematodos dentro de la cámara.	47
Figura 7. Procedimiento para realizar cortes perineales. Fuente: Gilchrist <i>et al.</i> , 2005.	48
Figura 8. Incremento de poblaciones: A) producción de plántulas de jitomate cv. Río Grande y B) raíces de jitomate agalladas por <i>Meloidogyne incognita</i> (flecha amarilla).	49

Figura 9. <i>Meloidogyne</i> spp. A) Región hialina de la cola de un Juvenil de segundo estadio, B) juvenil de segundo estadio C y D) juveniles de cuarto estadio. ....	50
Figura 10. Macho de <i>Meloidogyne</i> spp. A) Adulto vermiforme, B) región anterior y C) región posterior de un macho mostrando la espícula (flecha negra). ....	51
Figura 11. A) Hembra de <i>M. incognita</i> embebida en una raíz agallada de jitomate (flecha negra), B) típica hembra adulta, C) hembra en raíz de jitomate, D) región anterior de la hembra adulta y E-F) corte perineal de <i>M. incognita</i> . ....	53
Figura 12. Agallamiento ocasionado por <i>Meloidogyne incognita</i> . A-B) Raíces agalladas de jitomate, 75 días después del trasplante, C) masa de huevos en raíz agallada (flecha negra) y D) huevos de <i>M. incognita</i> . ....	54
Figura 13. Parcela experimental para evaluar el efecto nematicida de productos químico-orgánicos y biológicos. A) Construcción de parcela experimental, B) Plantas de jitomate de 30 días de edad, C) Detalle de la unidad experimental y D) Distribución de los tratamientos en un diseño de bloques completos al azar. ....	63
Figura 14. Biofumigación con residuos y extractos de <i>Brassica oleracea</i> var. italica: A) Aplicación de los residuos, B-C) Aplicación de los extractos y D) Sellado de las camas con plástico calibre 720. ....	68
Figura 15. Porcentaje de agallamiento en raíces de jitomate cv. Río Grande ( <i>S. lycopersicum</i> L.) tratadas con productos químico-orgánicos a los 75 días ddt. Chapingo, México, 2012. ....	79
Figura 16. Porcentaje de agallamiento en raíces de jitomate cv. Río Grande ( <i>S. lycopersicum</i> L.) tratadas con productos biológicos a los 75 días ddt. Chapingo, México, 2012. ....	81
Figura 17. Eficacia de los productos químico-orgánicos contra <i>M. incognita</i> en plantas de jitomate cv. Río grande bajo condiciones de agricultura protegida. Chapingo, México, 2012. ....	84
Figura 18. Eficacia de los productos biológicos contra <i>M. incognita</i> en plantas de jitomate cv. Río grande bajo condiciones de agricultura protegida. ....	85

# VALIDACIÓN DEL MANEJO BIOLÓGICO Y QUÍMICO ORGÁNICOS DE *Meloidogyne incognita* EN JITOMATE EN AGRICULTURA PROTEGIDA

## VALIDATION OF THE BIOLOGICAL AND ORGANIC CHEMICAL MANAGEMENT of *Meloidogyne incognita* IN TOMATO GROWN IN A PROTECTED AGRICULTURE SYSTEM

I. Dionicio-De Jesús<sup>1</sup>, M. Acosta-Ramos<sup>2</sup>

### RESUMEN

El objetivo de esta investigación fue evaluar el efecto nematocida de productos químico orgánicos y biológicos sobre *Meloidogyne incognita* (Kofoid y White) Chitwood en plantas de jitomate (*Solanum Lycopersicum* L.) en agricultura protegida. La investigación se llevó a cabo en el laboratorio de nematodos fitopatógenos e invernaderos del Departamento de Parasitología Agrícola en la Universidad Autónoma Chapingo, Texcoco, Estado de México. Los tratamientos se establecieron bajo un diseño experimental de bloques completos al azar con tres repeticiones. Se aplicaron 50 mL de la suspensión nematocida en la base de cada planta al momento del trasplante, a los 7, 21 y 35 días después del trasplante. Los resultados indicaron que el mejor producto químico orgánico fue la biofumigación con extracto de brócoli (75 t·ha<sup>-1</sup>), ya que presentó la menor población final con 21 J<sub>2</sub> y redujo el porcentaje de agallamiento en 96% con una eficacia del 92% con respecto al testigo absoluto. Por otro lado, la población final, la reducción del porcentaje de agallamiento y la eficacia para oxamyl (4 L·ha<sup>-1</sup>) fue de 25 J<sub>2</sub>, 92.2% y 76%, respectivamente, y para el fumigante dicloropropeno + cloropicrina (4 L·ha<sup>-1</sup>) fue de 27 J<sub>2</sub>, 91.6% y 77.4%, respectivamente, con respecto al testigo absoluto. El producto biológico a base de *Paecilomyces lilacinus* (*P. lilacinus* 1) en dosis de 12 L·ha<sup>-1</sup> presentó una población final de 51 J<sub>2</sub>, disminuyendo el porcentaje de agallas en un 88.9%, con una eficacia del 72.2% comparado con el testigo absoluto. El rendimiento más alto se obtuvo en plantas tratadas con resina + ácidos orgánicos (20 L·ha<sup>-1</sup>) y con *P. lilacinus* 3 (1 kg·ha<sup>-1</sup>) con 15.18 y 10.7 t·ha<sup>-1</sup>, respectivamente.

**Palabras clave:** nematodo agallador, biofumigación, *Paecilomyces lilacinus*

### SUMMARY

The objective of this research was to evaluate the nematocidal effect of organic chemicals and biological products on *Meloidogyne incognita* (Kofoid and White) Chitwood in tomato plants (*Solanum lycopersicum* L.) in a protected agriculture system. The research was carried out in the laboratory of pathogenic nematodes and greenhouse of the Department of Parasitology in Chapingo, Texcoco, State of Mexico. The treatments were established using an experimental design of randomized complete block with three replications. A nematocidal suspension of 50 mL was applied at the base of each plant at the moment of transplant, and 7, 21 and 35 days after transplant. The results indicated that the best result with an organic chemical was obtained after biofumigation with broccoli extract (75 t·ha<sup>-1</sup>). With this treatment the final population had the lowest number of J<sub>2</sub> with a total of 21; it also reduced the percentage of galls by 96% with an efficiency of 92% with respect to the absolute control. Furthermore, in the final population, the percentage reduction in galling and efficacy of oxamyl (4 L·ha<sup>-1</sup>) was a total of 25 J<sub>2</sub>, 92.2% and 76%, respectively, and the results obtained for the fumigant dichloropropene + chloropicrin (4 L·ha<sup>-1</sup>) was 27 J<sub>2</sub>, 91.6% and 77.4%, respectively, compared with the absolute control. In the treatment with the biological product based on *Paecilomyces lilacinus* (*P. lilacinus* 1) at doses of 12 L·ha<sup>-1</sup> the final population was 51 J<sub>2</sub>, decreasing the percentage of galls by 88.9%, with an efficiency of 72.2% relative to the absolute control. The highest yield was obtained in plants treated with resin and organic acids (20 L·ha<sup>-1</sup>) and *P. lilacinus* 3 (1 kg·ha<sup>-1</sup>) with 15.18 and t·ha<sup>-1</sup>, respectively.

**Key words:** root knot nematode, biofumigation, *Paecilomyces lilacinus*

<sup>1</sup>Tesista de la Maestría en Ciencias en Protección Vegetal, Universidad Autónoma Chapingo. Km 36.5 Carretera México-Texcoco. Chapingo, Estado de México, C.P. 56230. E-mail: [israel.dionicio@hotmail.com](mailto:israel.dionicio@hotmail.com)

<sup>2</sup>Profesor-investigador del posgrado en Protección Vegetal, Universidad Autónoma Chapingo. Km 36.5 Carretera México-Texcoco. Chapingo, Estado de México, C.P. 56230. E-mail: [acostam14@gmail.com](mailto:acostam14@gmail.com)

## I. INTRODUCCIÓN

En México, el jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es una de las hortalizas más importantes, ya que posee cualidades que proporcionan beneficios a la dieta alimenticia, ya sea para su consumo en fresco o procesado, al representar una rica fuente de sales minerales y de vitaminas A y C principalmente, además de utilizarse en la industria cosmética, farmacéutica y ornamental. Desde el punto de vista económico, es una de las especies hortícolas más importantes en nuestro país debido al valor de su producción y a la demanda de mano de obra que genera, además, es el principal producto hortícola de exportación (SIACON, 2008).

Según datos del SIAP (2012), en el año 2011 México destinó 53 mil ha para el cultivo de jitomate, con un rendimiento promedio de  $42 \text{ t} \cdot \text{ha}^{-1}$ , lo cual representó una producción de casi 1.9 millones de toneladas, que generó un valor de la producción superior a 10 mil millones de pesos.

Esta hortaliza es fuertemente afectada por diversos agentes patógenos que afectan la cantidad y calidad de las cosechas, entre los más importantes se encuentran los hongos, bacterias, virus y nematodos fitopatógenos. Estos últimos representan un riesgo importante en los procesos de producción, principalmente por los daños que generan al alimentarse de las raíces de las plantas, al provocar una serie de disturbios fisiológicos que afectan la absorción de nutrientes y desarrollo normal del cultivo (Sikora y Fernández, 2006). Los nematodos del género *Meloidogyne* tienen importancia económica potencial en los sistemas de producción de hortalizas, tanto en condiciones protegidas como en campo abierto (Langlais y Rychewaert, 2002). Se ha estimado que las pérdidas provocadas en estos cultivos oscilan entre el 24 y el 33% a nivel mundial y el 90% de estas pérdidas son en jitomate (Netscher y Sikora, 1990). Las especies de *Meloidogyne* más comunes a nivel mundial por su amplia distribución geográfica en las regiones cálidas y por el gran número de plantas que parasitan son: *M. incognita* (Kofoid & White) Chitwood, *M. arenaria* (Neal) Chitwood y *M. javanica* (Treub) Chitwood (Karssen y Moens, 2006).

Para el manejo de este fitonematodo generalmente se emplea la fumigación de suelos con productos químicos sintéticos de amplio espectro de acción, tales como 1-3 dicloropropeno, metam sodio, bromuro de metilo. Sin embargo, dado el peligro

evidente que representan los mismos para la salud ambiental y humana, su uso ha sido restringido y en muchos casos prohibidos (p.e, bromuro de metilo) (Cook y Starr, 2006). Por lo que surge la necesidad de generar y evaluar alternativas ambientalmente más amigables y con niveles de efectividad aceptables. Actualmente se han realizado diversas investigaciones que contribuyen a la búsqueda de alternativas no químicas y a la disminución del impacto negativo de los nematodos fitopatógenos en los cultivos agrícolas. Diversas estrategias han sido evaluadas para el manejo de fitonematodos en agricultura protegida de hortalizas que integran tácticas como la biofumigación de suelos, rotación de cultivos, uso de plantas trampa, uso de organismos antagónicos, entre otras (Gómez, 2010).

Por lo anterior, el control biológico se convierte en una alternativa ambientalmente segura para reducir el uso de nematicidas químicos en el manejo integrado de nematodos, para lo cual se han evaluado varios agentes biológicos, como los hongos *Paecilomyces lilacinus* (Thom) Samson, *Trichoderma* spp., *Arthrobotrys* spp., las bacterias *Pasteuria penetrans* (Thorne) Sayre y Starr, *Tsukamurella paurometabola* Steinhaus cepa C-924 y *Bacillus thuringiensis* Berliner cepa LBT-24, entre otros, los cuales han logrado disminuir las infestaciones de *Meloidogyne* spp., en cultivos susceptibles. Sin embargo, no existe un producto comercial ampliamente utilizado (Rodríguez *et al.*, 2007).

Bajo estas circunstancias, la búsqueda de alternativas técnicas y económicamente factibles para el manejo de las poblaciones de nematodos se ha convertido en uno de los objetivos de primer orden en la comunidad científica internacional y para los productores. Por lo que el propósito de este estudio fue evaluar la eficacia de productos biológicos y químico orgánicos sobre *Meloidogyne incognita* en plantas de jitomate bajo condiciones de agricultura protegida.

## II. OBJETIVOS

### a) GENERALES

- Evaluar el efecto de productos de origen biológico y químico orgánicos sobre  $J_2$  de *Meloidogyne incognita* en agricultura protegida.

### b) ESPECÍFICOS

- Identificar morfológicamente la especie de *Meloidogyne* asociada al cultivo de jitomate.
- Evaluar diferentes dosis y productos biológicos y químico orgánicos sobre  $J_2$  de *Meloidogyne incognita*.
- Evaluar el porcentaje e índice de agallamiento en raíces de jitomate inoculadas con *M. incognita*, tratadas con productos biológicos y químico orgánicos.
- Determinar la eficacia biológica de los productos químico orgánicos y biológicos sobre *Meloidogyne incognita*.
- Evaluar el rendimiento en plantas de jitomate tratadas con productos químico orgánicos y biológicos.

## III. HIPÓTESIS

- Al menos una especie de *Meloidogyne* estará asociada al cultivo de jitomate.
- Las concentraciones altas de los productos biológicos y químico orgánicos inmovilizarán y/o matarán un mayor número de  $J_2$  de *M. incognita*, con respecto a las concentraciones bajas.
- Al menos un producto químico orgánico proporcionará porcentajes e índice de agallamiento menores a los productos de origen biológico.
- Al menos un producto químico orgánico evidenciará una eficacia biológica mayor que los productos biológicos.
- Al menos un producto químico orgánico proporcionará mejor rendimiento que los productos biológicos.

## CAPÍTULO I. MARCO TEÓRICO

### 1.1. EL CULTIVO DE JITOMATE (*Solanum lycopersicum* L.)

#### 1.1.1. Origen

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.), pertenece a la familia de las solanaceas y es originario de la faja costera del oeste en América del Sur, cerca de los 30° latitud sur de la línea ecuatorial. En la región andina del Perú se encuentran, a lo largo y ancho, numerosos parientes silvestres y cultivados del jitomate, también en Ecuador y Bolivia, así como en la Isla Galápagos. Estos parientes comestibles, ocupan diversas condiciones ambientales basadas en altitud y latitud y, representan un amplio grupo de genes para el mejoramiento de la especie (Alcazar, 1981).

Heiser (1969) documentó que el cultivo y domesticación del jitomate, parece ser que ocurrió fuera de su centro de origen, y se realizó por los primeros pobladores de México. El nombre “xitomatl” viene del lenguaje náhuatl y las variantes han seguido al jitomate en su distribución por el mundo.

#### 1.1.2. Características morfológicas

**Raíz.** Consta de una raíz principal típica de origen seminal, y numerosas raíces secundarias y terciarias; que puede alcanzar hasta 60 cm de profundidad; sin embargo, cuando la planta se propaga mediante trasplante, ésta se ve parcialmente detenida en su crecimiento, en consecuencia se favorece el crecimiento de raíces secundarias laterales, las que principalmente crecen y se desarrollan entre los 5 y 70 cm de la capa del suelo. Las porciones de tallo y en particular la basal, en condiciones adecuadas de humedad y textura del suelo, tienden a formar raíces adventicias (Garza, 1985).

**Tallo.** Es el eje sobre el cual se desarrollan las hojas, flores y frutos; su diámetro puede ser de 2 a 4 cm y el porte puede ser de crecimiento indeterminado (tallos que no detienen su crecimiento) o determinado por un racimo floral (tallos que al alcanzar un determinado número de ramilletes detienen su crecimiento). Los tallos son pubescentes en toda su superficie. En las axilas de las hojas del tallo principal

surgen los tallos secundarios que son eliminados mediante poda para una buena conformación de la planta (Berenguer, 2003).

**Hojas.** El tallo principal forma de 6 a 12 hojas, que crecen lateralmente con filotaxia 2/5 de vuelta, antes que la yema principal se transforme en una inflorescencia. Las hojas son pinnado compuestas, de hasta 0.5 m de longitud, con 7 a 9 foliolos. Estos últimos son usualmente peciolados y lobulados irregularmente con bordes dentados. Las hojas compuestas se insertan sobre los diversos nudos, en forma alterna (Nuez, 2001; Namesny, 2004).

**Inflorescencia y flores.** Nuez (2001) señaló que la inflorescencia es un dicasio compuesto generalmente por 4 a 12 flores. La primera flor se forma en la yema apical y las demás flores se desarrollan lateralmente por debajo de la primera, alrededor de un eje principal. Las flores son perfectas, regulares e hipóginas, con cinco o más sépalos, de cinco o más pétalos dispuestos de forma helicoidal, de un número igual de estambres que se alternan con los pétalos y de un ovario bi o plurilocular. La flor está unida al eje floral por un pedicelo articulado que contiene la zona de abscisión, la cual se distingue por un engrosamiento con un pequeño surco producido por una reducción del espesor del córtex.

**Semillas.** Son de forma lenticular, con dimensiones aproximadas de 5x4x2 mm y están constituidas por el embrión, el endospermo y la testa o cubierta seminal. El embrión lo forma una yema apical, dos cotiledones, el hipócotilo y la radícula. La testa o cubierta seminal es de un tejido duro e impermeable. La germinación de la semilla ocurre de manera fácil (Berenguer, 2003).

**Frutos.** Son bayas carnosas con diferencias en forma (lisos, asurcados o aperados) e intensidad de coloración rojiza, con cavidades o lóculos internos variables, en donde se desarrollan las semillas de forma reniforme y aplanadas (Berenguer, 2003). El periodo de tiempo desde la polinización hasta la maduración del fruto varía desde menos de 6 semanas hasta más de 10, dependiendo del cultivar y la temperatura (Jones *et al.*, 2001). El peso oscila, según la variedad, entre 5 y 500 g (Nuez, 2001).

### 1.1.3. Importancia del cultivo

Blancard *et al.* (2006) señalaron que el jitomate es, después de la papa, la hortaliza más consumida en el mundo, tanto en fresco como después de la transformación.

Esta hortaliza es importante en la alimentación humana, debido a que es una fuente significativa de carbohidratos, minerales, vitaminas y antioxidantes, los cuales son componentes esenciales en un alimento saludable; aunado a lo accesible y económico, lo hace un fruto de gran consumo en la dieta de los mexicanos. Además, genera divisas e impulsa la economía de las regiones donde se produce (Sánchez *et al.*, 2009; Lenucci *et al.*, 2011).

En las últimas décadas se ha expandido la producción de hortalizas en invernaderos que utilizan sistemas hidropónicos y fertirriego. Estos sistemas reducen las limitaciones dadas por el clima, agua y nutrimentos. El potencial de producción de jitomate en invernadero es de aproximadamente 400 t ha<sup>-1</sup> año<sup>-1</sup> (Van de Vooren *et al.*, 1986; Winsor y Schwarz, 1990; Sánchez *et al.*, 2009). Entre las ventajas de este sistema de producción se encuentra la generación de 8 empleos directos ha<sup>-1</sup> y la producción de cultivos inocuos (SAGARPA, 2012).

#### **1.1.4. Situación económica internacional del jitomate**

##### **a) Principales países productores**

En el mundo existen aproximadamente 3 mil millones de hectáreas sembradas con el cultivo de jitomate, lo que representa una producción de aproximadamente 130 millones de toneladas; siendo China el principal productor, con una participación del 36.48%. En el 2010, México ocupó el décimo lugar (Cuadro 1) con una participación del 2.3% de la producción, generando un ingreso de 1,107 millones de dólares (FAO, 2012).

**Cuadro 1.** Principales países productores de jitomate en el año 2010.

<b>Países</b>	<b>VP (Int \$1000)</b>	<b>Producción (toneladas)</b>
China	17,412,408	47,116,084
E.U.A.	4,752,112	12,858,700
India	4,594,863	12,433,200
Egipto	3,157,920	8,544,990
Turquía	3,157,602	10,052,000
Italia	2,226,549	6,024,800
Irán	1,942,469	5,256,110
España	1,538,384	4,312,700
Brasil	1,520,500	4,114,310
México	1,107,819	2,997,640
<b>Mundo</b>	<b>47,117,231</b>	<b>129,152,004</b>

VP: Valor de la producción; Int: Moneda Internacional (Dólares).

**FUENTE:** FAO, 2012.

#### **b) Principales países importadores y exportadores**

En el mundo se importaron aproximadamente 6 millones de toneladas de jitomate en el 2010, en donde Estados Unidos de América fue el principal socio comercial con el 26.45% del total de las importaciones mundiales (FAO, 2012) (Cuadro 2).

**Cuadro 2.** Principales países importadores y exportadores de jitomate (toneladas) en el año 2010.

<b>Importación</b>		<b>Exportación</b>	
<b>Países</b>	<b>Producción</b>	<b>Países</b>	<b>Producción</b>
E.U.A	1,532,492	México	1,509,616
Rusia	699,282	Países Bajos	943,119
Alemania	681,217	España	738,773
Francia	500,659	Turquía	574,279
Reino Unido	386,507	República Árabe Siria	407,619
Irak	371,630	Marruecos	372,112
Arabia Saudita	207,566	Jordania	371,257
Canadá	193,493	Irán	264,851
Países Bajos	183,078	E.U.A.	224,279
España	163,475	Bélgica	192,550
<b>Mundo</b>	<b>5,792,258</b>		<b>6,577,619</b>

**FUENTE:** FAO, 2012.

México fue el principal exportador, lo cual representó el 22.95% de la escala mundial, lo anterior destaca la importancia de México en el mundo, cabe mencionar que tan sólo diez países participan con el 85.11% de las exportaciones mundiales (FAO, 2012).

### 1.1.5. Situación nacional

En México, dentro de la horticultura, la producción de tomate en el 2011 fue la actividad agrícola más importante con más de 53 mil hectáreas de superficie sembrada, con una producción de casi 1.9 millones de toneladas y un rendimiento promedio de 42 t·ha<sup>-1</sup> (SIAP, 2012).

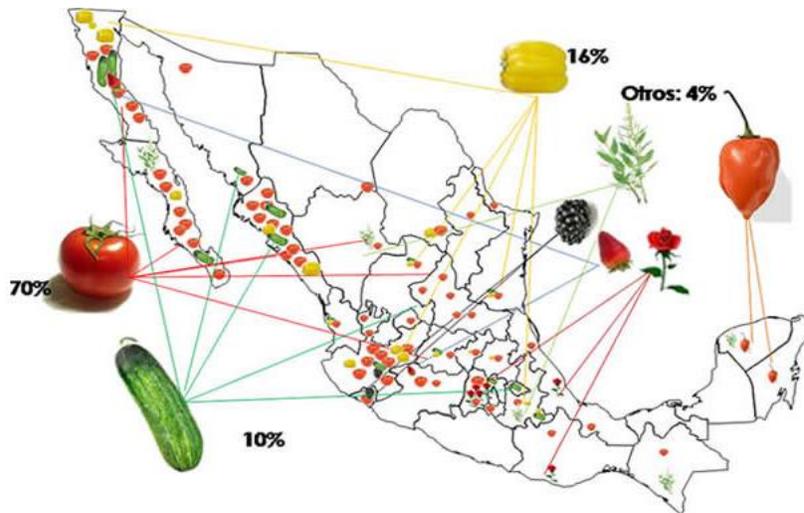
Según el SIAP (2012), los principales estados productores de jitomate, en orden de importancia son: Sinaloa, Baja California, Michoacán, Jalisco, Zacatecas, San Luis Potosí, Baja California Sur, México y Morelos; éstos producen el 67.84% de la producción, siendo el estado de Sinaloa el mayor productor (18.42%); mientras Jalisco y Baja California, presentaron los mayores rendimientos por unidad de superficie (Cuadro 3). Éstos han incrementado su producción, debido principalmente a la aplicación de diversas tecnologías de agricultura protegida, lo que ha permitido la producción en invernaderos (Cervantes, 2011).

**Cuadro 3.** Producción y rendimiento del cultivo de jitomate en los principales estados productores en el año 2011.

<b>Estado</b>	<b>Producción (toneladas)</b>	<b>Rendimiento (t·ha<sup>-1</sup>)</b>
Sinaloa	345,011	45
Baja California	162,325	60
Michoacán	148,081	30
Jalisco	136,540	64
Zacatecas	134,369	42
San Luis Potosí	108,613	52
Baja California Sur	92,883	44
México	74,387	53
Morelos	68,152	31
<b>Nacional</b>	<b>1,872,481</b>	<b>42</b>

**FUENTE:** SIAP, 2011.

De acuerdo a datos de SAGARPA, en el año 2012, en México existen alrededor de 20 mil hectáreas bajo agricultura protegida; 12 mil son invernaderos y las otras 8 mil corresponden a malla sombra y macro túnel, sin embargo, el 50% de la superficie con agricultura protegida se concentra en cuatro estados, principalmente: Sinaloa (22%), Baja California (14%), Baja California Sur (12%) y Jalisco (10%). Cabe mencionar que el jitomate ocupa el 70% de la producción bajo estas condiciones (Figura 1).



**Figura 1.** Principales cultivos producidos en México bajo condiciones de agricultura protegida durante el año 2012. Fuente: [www.sagarpa.gob.mx](http://www.sagarpa.gob.mx). (Consulta, Noviembre 2012).

## 1.2. NEMATODO AGALLADOR DE LA RAÍZ (*Meloidogyne incognita*)

### 1.2.1. Importancia económica

Eisenback y Triantaphyllou (1981) mencionaron que las especies del género *Meloidogyne* spp., constituyen los nematodos patógenos de plantas de mayor importancia económica, por su amplia distribución mundial y por el gran número de hospederos que atacan. *Meloidogyne* spp., se ha reportado en Alemania, Suiza, Dinamarca, Holanda, Rusia, Inglaterra, Estados Unidos de América, Brasil, Argentina, Uruguay, Chile, México, etc.; siendo éste el más estudiado por ser el que más daño causa a cultivos de importancia económica (Marbán y Ávila, 2004). De las casi 60 especies que causan daños considerables en hortalizas, se pueden citar las

siguientes: *Meloidogyne incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* y *M. hapla* (Zucherman y Esnard, 1994). En México, la reducción de la producción de algunos cultivos a causa de este nematodo varió del 30 al 100% (Sosa, 1985).

### 1.2.3. Distribución geográfica

Las partes del mundo entre los 35° de latitud sur y 35° de latitud norte están ampliamente infestadas por *M. javanica*, *M. incognita* y *M. arenaria*. En el hemisferio norte, a más de 35° de latitud, *M. hapla* es la más común. El género *Meloidogyne* spp., incluye cerca de 80 especies y 11 razas. Las especies más comunes a nivel mundial por su amplia distribución geográfica y por el gran número de plantas que parasitan son: *Meloidogyne incognita*, razas 1, 2, 3 y 4; *M. arenaria*, razas 1 y 2; *M. javanica* y *M. hapla* A y B (Sasser, 1977; Guiran y Ritter, 1979; Eisenback y Triantaphyllou, 1981; Hartman y Sasser, 1985; Karssen y Van Hoenselaar, 1998).

Taylor y Sasser (1983) refirieron que *Meloidogyne hapla* es una especie que existe en el Norte de Estados Unidos y Sur de Canadá, Norte de Europa y de Asia; en América del Sur se encuentra distribuida a los 40° de latitud Sur en las regiones montañosas del lado occidental del continente. En África se localiza en altitudes mayores a 1500 msnm; en Australia es común en Victoria.

*M. javanica* es una especie común en zonas cálidas; en Norteamérica y América del Sur se encuentra muy escasamente sobre los 30° de latitud Norte y 35° de latitud Sur y se va haciendo más común a medida que se va aproximando al Ecuador. En muchas partes de la zona cálida de África, Australia y Sur de Asia; *M. javanica*, *M. incognita* y *M. arenaria* son comunes en estas regiones (Montes, 1988; Carrillo *et al.*, 2000; Cid del Prado *et al.*, 2001).

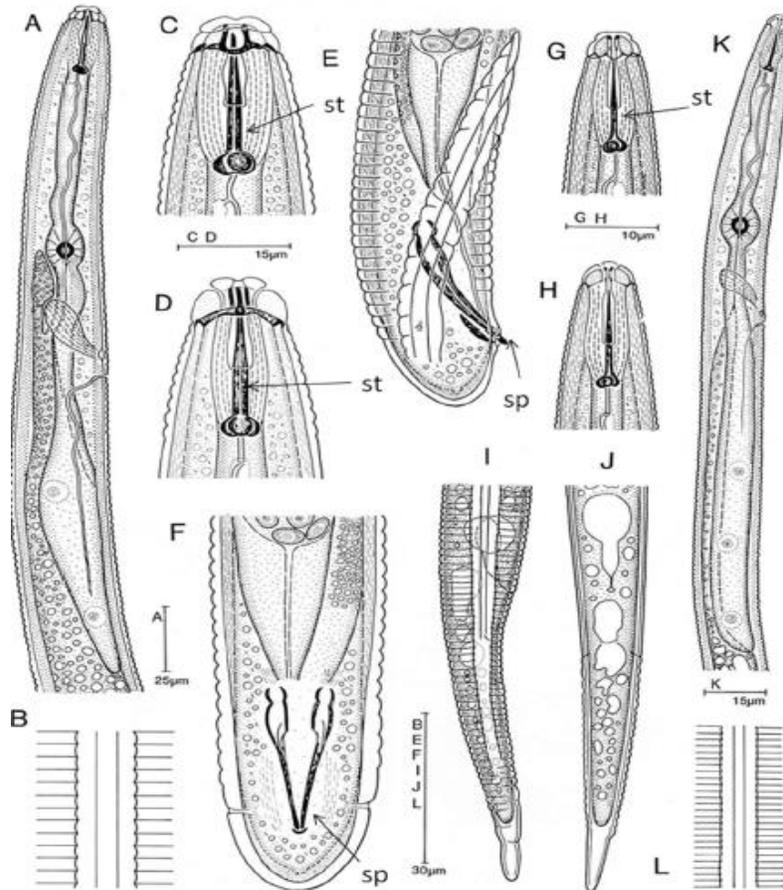
En México, *M. incognita* se ha reportado en áreas agrícolas de Baja California, Sonora, Coahuila, Sinaloa, Durango, San Luis Potosí, Nuevo León, Tamaulipas, Nayarit, Michoacán, Tlaxcala, Zacatecas, Aguascalientes, Guanajuato, Puebla, Hidalgo, Morelos, Estado de México, Guerrero, Oaxaca, Veracruz, Chiapas y Tabasco (Montes, 1988; Carrillo *et al.*, 2000; Cid del Prado *et al.*, 2001) asociado principalmente a los cultivos de jitomate, chile y frijol, causando pérdidas económicas considerables.

#### **1.2.4. Descripción morfológica**

Los machos son escasos, generalmente presentan una gónada y cuando llegan a presentar dos, se debe a que se han desarrollado a partir de una larva hembra, esta situación se presenta cuando las condiciones ambientales son desfavorables (Hirschmann, 1982). También presentan poro excretor, la estructura del bulbo medio del esófago y el estilete robusto (Page, 1985). Son elongados y vermiformes con la cola redondeada, presentan una espícula y un gubernáculo muy notorios (Figura 2), este estado sexual no es útil, en general, para la identificación, no se les encuentra asociados con la hembra y comúnmente su ciclo de vida es muy corto, eclosionan cuando están completamente desarrollados y no se alimentan (Franklin, 1979; Dropkin, 1980; Page, 1985; Eisenback y Triantaphyllou, 1991).

Según Eisenback y Triantaphyllou (1981) los machos poseen una cabeza como cápsula, ésta incluye un disco labial rodeado por labios laterales y medios, un prestoma localizado en la parte central del corte del estoma, cuatro órganos sensoriales terminan en los labios medios (sensilas cefálicas) y otras seis alrededor del estoma (sensilas labiales); el tamaño, forma del cono y el grosor del estilete, son características importantes para la identificación de las especies.

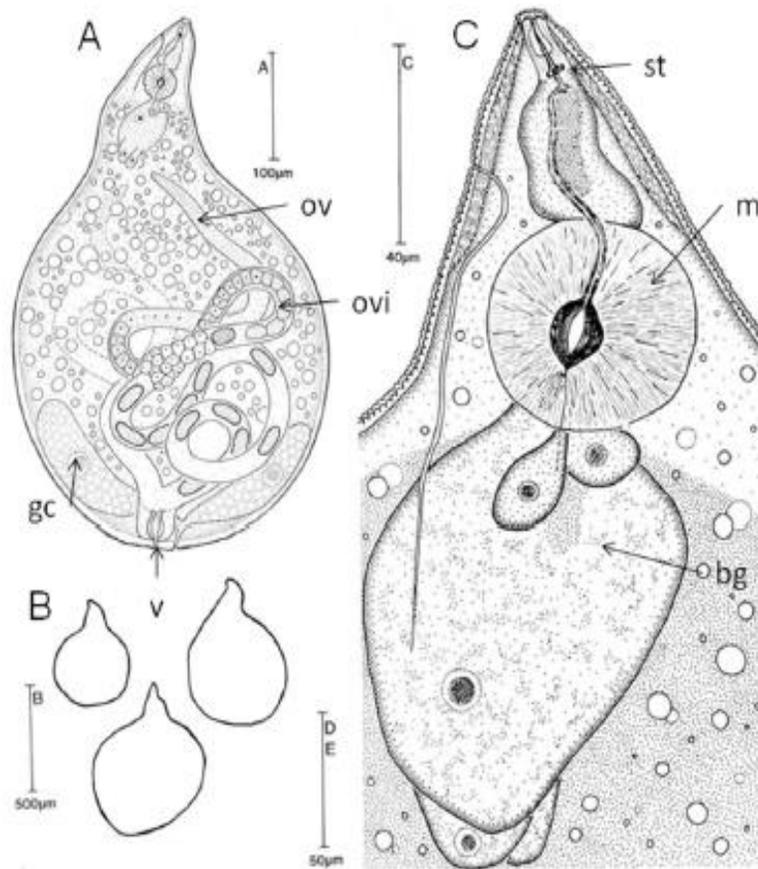
Los machos, hembras y larvas poseen un estilete que consta de una punta cónica, una columna recta y tres nódulos. El estilete es retráctil, debido a unos músculos que están adheridos a los nódulos, posee una abertura cerca de la punta que conduce al lumen el cual es continuación del lumen del esófago adherido a los nódulos (Guiran y Ritter, 1979; Eisenback, 1985; Eisenback y Triantaphyllou, 1991).



**Figura 2.** *Meloidogyne* spp. A-F) Macho. G-K) Juvenil del segundo estadio. A) Región esofágica. B) Campo lateral. C y D) Región anterior. E) Región posterior (vista lateral). F) Región posterior (vista ventral). G y H) Región anterior. I y J) Región caudal. K) Región esofágica. St = estilete; esp = espículas. Fuente: Eisenback y Triantaphyllou, 1981.

Los nematodos del género *Meloidogyne* spp., presentan dimorfismo sexual. Las hembras son esféricas y la longitud fluctúa entre 0.44 y 1.3 mm, y el ancho entre 0.325 y 0.7 mm, usualmente su cuello es corto, pero algunas veces muy largo. La región labial es ancha y está conformada por seis labios, los submedios se encuentran fusionados en forma simétrica o asimétrica. El estilete es robusto, con el cono generalmente curvado hacia la parte dorsal en la parte media, de 10 a 25 µm de longitud y tres nódulos basales; la morfología del esófago en machos, juveniles y hembras es básicamente la misma, sin embargo, en las hembras parece estar

degenerado funcionalmente; en éstas el lumen es delgado y los músculos radiales del metacarpus son escasos, pobremente desarrollados y desorganizados (Guiran y Ritter, 1979; Eisenback, 1985; Eisenback y Triantaphyllou, 1991). La desembocadura de la glándula dorsal se localiza detrás de los nódulos del estilete a 2-8  $\mu\text{m}$  y las dos glándulas subventrales lo hacen en el bulbo medio (Guiran y Ritter, 1979). La cutícula presenta anulaciones finas y estriaciones terminales que forman el patrón perineal alrededor de la vulva y ano; el patrón perineal es el rasgo más característico de las hembras de la mayoría de las especies de *Meloidogyne* spp. (Figura 3). Esta área comprende el término de la cola, fasmidias, líneas laterales, ano y vulva; rodeada por pliegues cuticulares o estrías.



**Figura 3.** *Meloidogyne* spp. A) Hembra entera. B) Forma de las hembras. C) Región anterior de una hembra. St = estilete; m = metacarpus; bg = bulbo glandular; gc = glándulas caudales; ov = ovario; ovi = oviducto; v = vulva. Fuente: Eisenback y Triantaphyllou, 1981.

El diseño perineal de individuos y poblaciones dentro de una especie varía, pero las características incluyen la forma del diseño perineal (circular, oval, piriforme o de reloj de arena), la presencia o ausencia de marcas en las áreas laterales y de puntuaciones en el final de la cola, la forma de las estrías (lisas, enteras, onduladas, quebradizas, zig-zag), y si las estrías forman alas en uno o ambos lados del diseño (Magunacelaya y Dagnino, 1999).

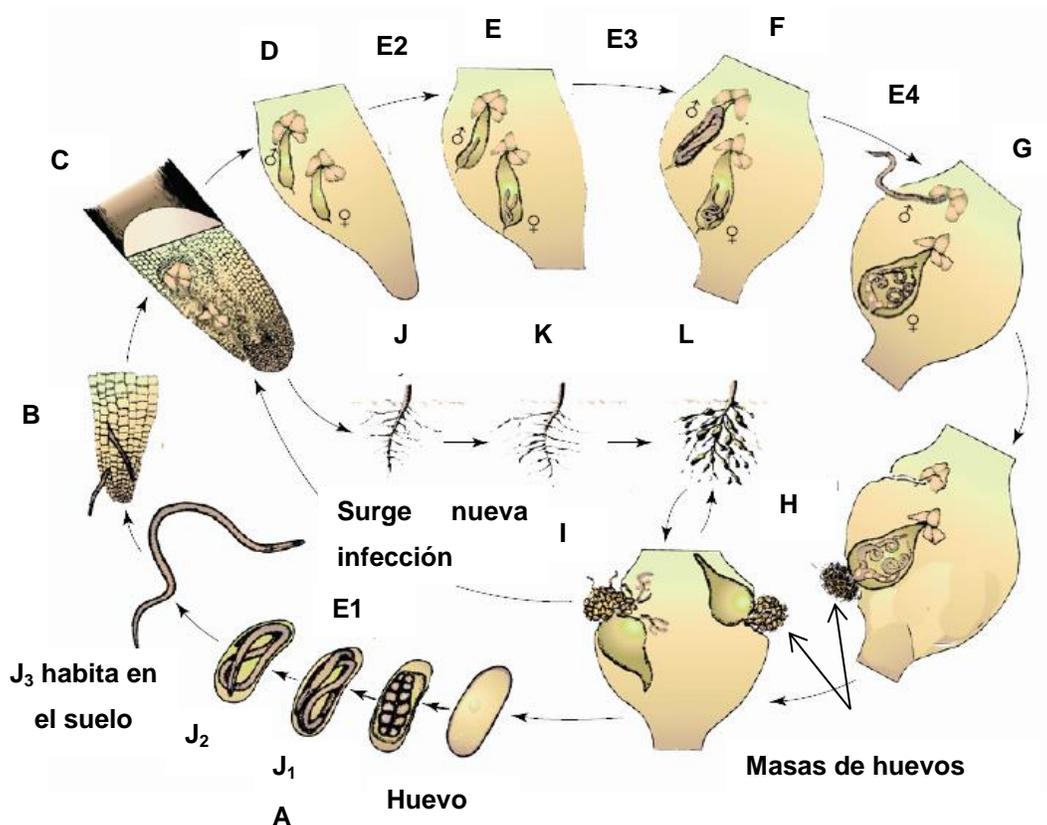
Los huevos son depositados dentro de una matriz gelatinosa, producida por las células de las glándulas rectales antes y durante la producción de los huevos, y es secretada a través del ano. La matriz gelatinosa contiene proteínas, carbohidratos y enzimas (Eisenback, 1985; Eisenback y Triantaphyllou, 1991).

#### **1.2.5. Ciclo de vida**

Cepeda (1996) argumentó que el ciclo de vida de todas las especies de *Meloidogyne* spp., es esencialmente el mismo, sin embargo, algunos autores indican que el tipo de hospedero y condiciones ambientales como luminosidad, temperatura, altitud, pH, textura del suelo, etc., hacen que varíe el ciclo de vida de estos nematodos.

La duración del ciclo de vida de *Meloidogyne* spp., es de 3 a 4 semanas en hospederos susceptibles, presentes en suelos ligeros, con temperaturas que oscilan entre los 25 y 30 °C, y pueden presentarse de 3 a 10 generaciones por año (Dropkin, 1980). Su ciclo biológico inicia con el huevo, posteriormente pasa por cuatro estados larvales para convertirse en adulto (Bird, 1979). Los huevos son depositados por una hembra parcial o totalmente incrustada en la raíz de la planta hospedera, en una masa gelatinosa que los mantiene agregados en ésta o en sacos, en los que se han encontrado hasta mil huevos en una misma masa, que puede ser más grande que el cuerpo de la hembra. El desarrollo del huevo inicia pocas horas después de la ovoposición dando como resultado 2, 4, 8 o más células, hasta que se desarrolla una larva, la cual presenta un estilete enrollado en la membrana del huevo. Este primer estadio larval se puede mover dentro del huevo pero no es muy activo. La primera muda tiene lugar en el huevo, y no es difícil ver separada la cutícula del primer estadio, sobresaliendo más allá de la cabeza del segundo estadio larval. Poco después, la larva en segundo estadio ( $J_2$ ) emerge a través de un agujero hecho en un extremo del huevo, el cual perfora por medio de pinchazos repetidos con el

estilete, cuando ya esta completamente desarrollado con temperatura y humedad favorable éste puede dejar o no, inmediatamente, la masa mucilaginosa. Generalmente se encuentran varias larvas emergidas en la masa de huevos junto con huevos en varios estados de desarrollo (Bird, 1979; Taylor y Sasser, 1983) (Figura 4).



**Figura 4.** A) Etapa de embriogénesis; B) La segunda etapa larvaria ataca a las raíces; C) J<sub>2</sub> invade la raíz y forma células gigantes; D) J<sub>2</sub> se alimenta de células gigantes y comienza a formar agallas; E) Tercera etapa larvaria; E<sub>1</sub>) Primera muda; E<sub>2</sub>) Segunda muda; E<sub>3</sub>) Tercera muda; E<sub>4</sub>) Cuarta muda; F) Cuarta etapa larvaria; G) Nematodos adultos; el macho abandona la raíz; H) Hembra deposita huevos en ovisaco; I) Las agallas viejas contienen muchas hembras ovipositoras y constituyen una fuente de nuevas infecciones; J,K,L) Índice de agallamiento. Fuente: Agrios, 2005.

Cuando se desprenden dos cutículas se considera que se ha completado la segunda y tercera muda en la hembra, en esta fase el estilete y el bulbo medio son regenerados, se forma la vagina y el patrón perineal se hace visible. Se dorman dos gónadas femeninas, que se alargan y se doblan en el cuerpo, casi globular o ligeramente alargado con un cuello que puede ser corto y robusto (Taylor y Sasser, 1983).

Torres *et al.* (2007) propusieron que durante el periodo de alimentación, las hembras se van engrosando hasta tomar forma de pera, y después de entre 15 y 30 días comienza la puesta de huevecillos. Estos huevecillos eclosionan cuando se encuentran condiciones favorables de humedad y el estímulo de los exudados radiculares de las plantas hospedantes. La producción de huevos por parte de las hembras puede darse tanto con fecundación del macho (anfimixis) como de forma partenogenética.

De la Garza (1996) señaló que *Meloidogyne* es un parasito sedentario, ya que una vez establecido no se mueve ni cambia de lugar. Los sexos pueden diferenciarse al final del segundo estadio larvario. Los nematodos no se alimentan en el tercer y cuarto estadio larval y ocurre un ligero aumento de tamaño, después de la muda final se reanuda la alimentación y el crecimiento es rápido durante diez días.

#### **1.2.6. Biología**

Torres *et al.* (2007) indicaron que la temperatura óptima de desarrollo de *M. incognita* es de 28 °C, en la cual el ciclo se completa en 30 días; al disminuirla el ciclo se alarga, de modo que a 20 °C dura 57-60 días, y por arriba de los 35.4 °C la reproducción se inhibe. La sobrevivencia de huevecillos y juveniles de *Meloidogyne* decrece fuertemente cuando se someten a temperaturas de 45 °C por tres horas (Luc *et al.*, 1990). La temperatura también influye sobre la movilidad de la fase migratoria ( $J_2$ ), ya que a 18 °C se afecta la capacidad de penetración en la raíz.

A sí mismo el pH óptimo para que las especies de *Meloidogyne* sobrevivan y se reproduzcan mejor es de 4.8. Específicamente para la emergencia de larvas de *M. javanica* se requiere un pH neutro (6.4 y 7.0) y se inhiben a un pH de 5.2 (Luc *et al.*, 1990).

### **1.2.7. Sintomatología**

Palacios (1970) afirmó que los síntomas del ataque de nematodos fitoparásitos en la parte aérea de la planta no son típicos, y pueden confundirse con los provocados por el ataque de otros organismos tales como insectos, hongos, bacterias, virus y aún por deficiencias nutricionales. Afortunadamente, para el caso de nematodos formadores de agallas de raíces, el problema se facilita porque en la mayoría de sus hospederos forman agallas que le dan un aspecto muy característico a la raíz. Es por ello que se debe desarrollar el hábito de observar las raíces de las plantas que muestran dichas características.

No obstante, los síntomas característicos de *Meloidogyne* spp., se aprecian en los órganos subterráneos de los vegetales, donde causan agallas, las cuales tienen un diámetro de dos a tres veces mayor al de las raíces sanas, pueden existir lesiones, manchas necróticas y/o zonas podridas (Marbán y Ávila, 2004).

Las especies de *Meloidogyne* spp., además de causar la formación de células gigantes y agallas, provocan necrosis en raíces y tubérculos altamente infestados, acortamiento y disminución de raíces laterales, y escasos pelos radicales; al romperse los elementos vasculares en las agallas, se interrumpe en forma mecánica el flujo de agua y nutrientes. Fisiológicamente el ataque por estos nematodos aumenta la producción de proteínas en las agallas y provocan un mal funcionamiento de los reguladores de crecimiento entre las raíces y el tallo. Estos cambios contribuyen a la reducción del crecimiento y desarrollo de las plantas (Cepeda, 1996), lo cual se va incrementando por la interacción de estos nematodos con otros microorganismos fitopatógenos como los hongos (*Fusarium*, *Rhizoctonia*, *Phytophthora*, *Phytium*, *Curvularia* y la bacteria *Pseudomonas agrobacterium*) (Porter y Powell, 1967; Siddiqi, 2001).

## **1.3. MÉTODOS DE CONTROL**

### **1.3.1. Cultural**

Las prácticas culturales como el barbecho, inundaciones, aplicación de abonos orgánicos, cultivos de plantas de cobertura, rotación de cultivos, entre otras, reducen las poblaciones de nematodos parásitos de plantas cultivadas. Generalmente, estas

prácticas provocan condiciones adversas para los nematodos, por lo que la capacidad de estos para sobrevivir, multiplicarse y producir enfermedades se afecta notablemente (Cepeda, 1996). El uso de materia orgánica como enmiendas de suelo es una buena estrategia para el manejo de *Meloidogyne* spp., y otros nematodos fitopatógenos (Míán y Rodríguez, 1982).

Algunos trabajos han comprobado que la incorporación de col en el suelo es benéfica para el cultivo de tomate, ya que las plantas de la familia Brassicaceae producen glucosilanatos que al hidrolizarse, pueden formar gases volátiles como isotiocianatos, sulfuros, disulfuros, trisulfuros y mercaptanos que afectan la actividad del 75% al 100% de las larvas de *M. incognita* (Zavaleta *et al.*, 1990).

Badra *et al.* (1979) comprobaron que el control de nematodos con el uso de gallinaza tiene un efecto directo en la cantidad de estiércol incorporado al suelo; los ácidos grasos, fenoles, gases, etc., producidos durante la descomposición son los responsables de esta acción. La gallinaza, al ser incorporada en suelos infestados por fitonematodos no sólo produce incrementos en la altura de las plantas, materia seca y peso de raíz, sino que también induce una mejoría en el rendimiento (Ruelo, 1983).

### **1.3.2. Biológico**

Este tipo de control es una de las alternativas más efectivas e inofensivas al medio ambiente. Existen diferentes agentes biológicos entre ellos algunos hongos que pueden limitar el incremento poblacional de los nematodos (Lara *et al.*, 1996). Un estudio realizado por Zavaleta y Van (1986) inocularon 326 bacterias y 28 actinomycetes a plantas de tomate y pepino previamente infectados con *Meloidogyne incognita* y obtuvieron como resultado que el 31 y 23% de los aislamientos bacterianos, así como el 69% de los actinomycetes provocaron un decremento de por lo menos el 10% del índice de agallamiento y un incremento en el peso seco de la parte aérea en las plantas de tomate y pepino.

Por otra parte, Wu *et al.* (1997) sugirieron que la aplicación de extractos alcalinos de la alga café (*Ascophyllum nodosum*) en el suelo cerca de las raíces de tomate, reducen significativamente el número de juveniles (J<sub>2</sub>) y la cantidad de huevecillos extraídos de las plantas tanto de *M. javanica* como de *M. incognita*.

Rao *et al.* (1997) encontraron que *Trichoderma harzianum* y la pasta de Neem (*Azadirachta indica*), solos o combinados, incorporados al suelo como manejo contra *M. incognita* en plantas de tomate mostraron un incremento en el crecimiento de las plantas, así como una reducción del índice de agallamiento y un decremento de las poblaciones finales de *M. incognita*. También se observó un incremento en la colonización de *Trichoderma harzianum* en las raíces de tomate, lo cual indica un efecto favorable de la enmienda de pasta de Neem en el crecimiento de ésta.

Marbán *et al.* (1992) publicaron que el hongo *Paecilomyces marquandii* en suelos con un sistema de cultivo en chinampas mostraron que el hongo ejerció un control sobre el desarrollo de los nematodos. Abd *et al.* (1993), observaron en condiciones de laboratorio, que la mezcla de dos de los hongos biocontroladores *P. lilacinus*, *Trichoderma harzianum* o *Epicoccum* spp., redujeron el porcentaje de huevos y la actividad larval de *Meloidogyne incognita*. En otros estudios realizados con extractos de algas marinas *Ascophyllum nodosum* aplicadas a plantas de tomate variedad Ailsa Caraig redujeron la cantidad de huevos extraídos en comparación con el testigo (Whapham *et al.*, 1994).

Rojas y Marbán (1999) probaron la adherencia y parasitismo de la bacteria *Pasteuria penetrans* en *M. incognita* y *M. arabicida* y de acuerdo a sus resultados suponen que la bacteria es más específica para *M. incognita* y concluyeron que *P. penetrans* puede ser considerado como un nematicida biológico.

Siddiqui y Shaukat (2003) encontraron que las razas CHAO-Rif/pME3424 y CHA89 derivados genéticamente de *Pseudomonas fluorescens* raza CHAO, en bajas densidades de población de nematodos *Meloidogyne javanica* (0, 500, 1000 y 2000 J<sub>2</sub> por maceta) redujeron significativamente la penetración de nematodos en raíces de las plantas; con una densidad alta (4000 J<sub>2</sub> por maceta) sólo la raza CHAO-Rif/pME3424 redujo significativamente la penetración en el mismo cultivo.

Gotlieb *et al.* (2003) descubrieron que la incorporación del micelio seco de *Penicillium chrysogenum* producto del desecho de una industria farmacéutica aumentó el crecimiento y redujo el índice de agallamiento causado por *M. javanica* en plantas de tomate y pepino.

Chubachi *et al.* (2003) evaluaron el efecto nematicida de seis diferentes razas de *Streptomyces* sp., contra juveniles (J<sub>2</sub>) de *Meloidogyne incognita* raza 1. Inocularon *Streptomyces* sp., de la raza NA-494 y NA-369 en plántulas de pepino y encontraron que incrementó la longitud, el peso fresco, además disminuyó el índice de agallamiento en un 24 y 29% respectivamente comparadas con el testigo. Y las razas NA-150 y NA-359 redujeron casi en un 50% la densidad de población de juveniles.

### 1.3.3. Químico

Una de las prácticas más ampliamente utilizadas para el manejo de agentes fitopatógenos es el uso de productos químicos, los cuales cada vez son más cuestionables por los daños que provocan al ambiente, sin embargo dada su efectividad para el control de estos agentes, actualmente sigue siendo el método más común en todas las regiones agrícolas del mundo.

Moreno *et al.* (1994) demostraron que la eficacia del aldicarb para controlar *M. incognita* ha sido corroborada en la India y se ha visto la significativa disminución de la población de nematodos de raíces a los 45 días después del tratamiento y el aumento significativo de los rendimientos en más del 80% con respecto a las parcelas sin tratar. Contra distintas especies de *Meloidogyne* en Florida, el aldicarb también aumentó significativamente los rendimientos, además de reducir el número de nematodos, aunque al final de la cosecha los índices de nódulos en raíz eran altos y no diferían entre tratamiento.

## 1.4. INFORMACIÓN GENERAL SOBRE PRODUCTOS EVALUADOS

Actualmente en el mercado existen numerosos productos con potencial actividad nematicida o nematostática, a continuación se describen de manera general los más comunes, señalando algunas características importantes de su naturaleza, ingrediente activo, usos, etc.:

### 1.4.1 *Paecilomyces lilacinus* (Thom) Samson

*Paecilomyces lilacinus* (Thom) Samson, ha sido considerado como un hongo endoparásito del nematodo agallador *Meloidogyne incognita*. Jatala (1985) reportó que *P. lilacinus*, es un hongo que ofrece grandes ventajas como agente de control

biológico, contra *Meloidogyne* spp., debido a su gran adaptabilidad a diferentes tipos de suelo y que cuenta con un alto potencial parasítico. Paecisav (1997) corroboró durante varios años que *P. lilacinus* parasita huevos (endoparásitos) y hembras de nematodos (nematófagos), causando deformaciones, destrucción de ovarios y limitando la eclosión de huevos; a la vez se ha comprobado que en condiciones de pH ligeramente ácido, produce toxinas que afectan el sistema nervioso de los nematodos. En otros estudios, Ávila *et al.* (2000) observaron que *P. lilacinus* es efectivo para reducir poblaciones de *Meloidogyne* y *Globodera* en papa y otros cultivos en la costa de Hermosillo, Sonora y se vende comercialmente con los nombres de Lilacin, Bio-Act y Biostat.

Cabe mencionar que *P. lilacinus* puede comportarse como saprofito facultativo y algunos poseen la habilidad de colonizar la rizósfera de varias plantas; este tipo de características les permite sobrevivir en suelo inclusive en ausencia de sus hospedantes. Como muchos otros hongos los que pertenecen a este grupo requieren de temperaturas templadas a cálidas para su óptimo desarrollo (Domsch y Gams, 1980).

#### **1.4.2. Gobernadora (*Larrea tridentata* Sessé & Moc. Ex DC. (Coville))**

Brinker (1993) mencionó que es un arbusto perenne xerófilo siempre verde. Su edad puede exceder los 100 años, aunque algunas plantas pueden sobrevivir cientos o miles de años a través de reproducción vegetativa asexual. La distribución geográfica de la gobernadora abarca desde el oeste de Texas (Duisberg, 1952) pasando por el desierto Mojave (sur de California, Nevada) hasta llegar por el desierto Sonorense, incluyendo los estados de Baja California Norte, Baja California Sur y Sonora, y en el desierto Chihuahuense incluyendo los estados de Chihuahua, Coahuila, Nuevo León, Zacatecas, San Luís Potosí y Durango (Belmares *et al.*, 1979).

En cuanto a los principios activos encontrados en la resina de *Larrea tridentata*, diversos autores (Brinker, 1993; Gnabre *et al.*, 1995; Clark, 1999) señalan a los lignanos fenólicos y especialmente el ácido nordihidroguaiarético (NDGA) que solamente es producido por esta planta, como los metabolitos secundarios que confieren las propiedades biocidas de la gobernadora. El NDGA se encuentra en la resina de las células cercanas a las capas epidermales superior e inferior de las

hojas y tallos (Seigler *et al.*, 1974). El NDGA tiene propiedades como antioxidante, antiinflamatorio, citotóxica, antimicrobial e inhibidor de enzimas (Mabry *et al.*, 1977; Fernández, 1979; Brinker, 1993).

El mecanismo de acción de los compuestos fenólicos es bactericida porque estos compuestos reaccionan químicamente con los sistemas sensitivos de las enzimas y las vuelve catalíticamente inactivas (Tappel y Marr, 1954).

#### **1.4.3. Neem (*Azadirachta indica* A. Juss)**

Ali (1994) mencionó que *Azadirachta indica* A. Juss está constituido por Triterpenoides y Tetra-nortriterpenoides, los cuales son limonoides y protolimonoides que pertenecen al grupo de la gedunina contenidas en el aceite de las semillas. Entre los Triterpenoides más importantes destacan la azadiractina, salanina, meliantrol, nimbina y nimbidina; Por lo tanto, los ingredientes activos que le confieren las propiedades insecticidas y antimicrobiales al neem se deben a la alta concentración de fitoquímicos principalmente azadiractina y en menor medida a salanina, nimbina (Lira *et al.*, 2007), que tienen los siguientes efectos: interrumpen el desarrollo de huevos, larvas y pupas, repelen larvas y adultos, esterilizan adultos, efecto antialimentario, envenenamiento de larvas y adultos, y bloquean la muda de larva a ninfa (NRC, 1992; Norten, 1999). Por lo anterior, se señala que los extractos de neem, no causan ninguna resistencia en los insectos, ya que la mezcla compleja de ingredientes activos, impide que adquieran inmunidad (NRC, 1992; Norten, 1999). En un estudio que realizó Ávila *et al.* (2003) mencionó que el Neemcake (triturado de semillas del Neem) al 1% (vol./vol. de suelo) en invernadero controló del 67 al 90% las poblaciones de *Meloidogyne* en tomate.

#### **1.4.4. Cempazuchitl (*Tagetes erecta* L.)**

Cempazuchil o flor de muerto, es una de las plantas más ampliamente reconocida como poseedora de propiedades fungicidas, nematocidas e insecticidas; sus propiedades antagonistas se deben a la presencia de compuestos terpenoides en sus tejidos (Castro *et al.*, 1990), los cuales se presentan de manera abundante en las raíces (Bakker *et al.*, 1979). También se han encontrado sustancias como politerpenoides, glucosinolatos, glicósidos, alcaloides, fenoles, terpenoides y triterpenoides, los cuales

tienen propiedades nematocidas y causan reducciones en las poblaciones de nematodos (Okra y Yermiyahu, 2002).

En otras investigaciones realizadas por Castro *et al.* (1990); Gómez *et al.* (1992); Zavaleta y Gómez (1995) mencionaron que al rotar e incorporar los residuos de cempazúchitl o al asociarlo con chile o jitomate, se tiene una reducción significativa en el agallamiento radical ocasionado por los nematodos *Nacobbus aberrans* y *M. incognita*, en las hortalizas mencionadas.

Las variedades francesas más activas para controlar los nematodos como *M. incognita* y *M. arenaria* son la Tangerine, Petite Gold, Galdie y Petite Harmony de las especies *Tagetes patula* L. conocida como caléndula francesa (Ortiz, 1984; Hassanpouraghdam *et al.*, 2011).

#### **1.4.5. Higuierilla (*Ricinus communis* L.)**

De acuerdo a Weiss (2000) la higuierilla es una especie de la familia de las Euphorbiaceae, nativa de las regiones tropicales y subtropicales, no es un cultivo alimenticio y es muy usado como repelente, insecticida, fungicida y nematocida. Su semilla contiene aceite (60%), alcaloides, ricina, enzimas y taninos (Bustamante y Sibillon, 1996). Pita *et al.* (2004) mencionaron que las hojas contienen alcaloides, ricina, ácido gálico, nitrato potásico y sapogeninas esteroideas. Cabe destacar que la ricina es tóxica, por lo que causa serios problemas a la salud (Lord *et al.*, 1994; Hartley y Lord, 2004), además, es hiperalérgico (Shewry *et al.*, 2002). La toxina ricina inactiva el ribosoma por rompimiento del enlace N-glicosídico entre la adenina y ribosa en 28S del ARNr, por lo que inhibe la síntesis de proteína (Endo y Tsurugi, 1987).

#### **1.4.6. Brócoli (*Brassica oleracea* var. *Italica*)**

Los investigadores Matthiessen y Kirkegaard (2006) señalaron que los isotiocianatos, tiocianatos y nitrilos son generados a partir de la hidrólisis de los productos glucosinolados que caracterizan a las especies de la familia Brassicaceae. Estudios realizados por Camps (1988) y Halbrendt (1996) señalan que los isotiocianatos, tiocianatos y nitrilos, son sustancias fagorrepelentes y con capacidad nematocida.

Existe una técnica en la que se utiliza como materia prima para la erradicación de *M. incognita*, conocida como solarización, que funciona en forma efectiva contra nematodos en regiones donde los veranos son muy calientes y soleados. La técnica se basa en cubrir el suelo mullido y húmedo, con un plástico transparente por un lapso de 6 a 8 semanas. Esta condición eleva la temperatura del suelo lo que permite la proliferación antagonista a los nematodos. Los estudios más recientes sobre esta técnica, han permitido aumentar la eficacia de la solarización, incorporando al suelo residuos vegetales con especies de Brassicas, dentro de un proceso conocido como “Biofumigación” y el cual contempla un nuevo concepto en el control de nematodos fitoparásitos (Ávila *et al.*, 2008). A través de este proceso se liberan diferentes compuestos como isotiocianatos, sulfuros, disulfuros, trisulfuros y mercaptanos producto de la descomposición de materiales orgánicos de crucíferas (Zavaleta *et al.*, 1990; Rosa y Rodríguez, 1999; Riegel y Noe, 2000). Otros autores tal como Brown *et al.* (1991) corroboraron que los productos tóxicos liberados durante el proceso de descomposición de estas plantas, además de suprimir la actividad de los nematodos, influyen negativamente sobre la germinación de semillas de plantas indeseables y el desarrollo de otros fitopatógenos del suelo. Adicionalmente, Ploeg y Stapleton (2001) informaron que la eficacia de la acción de los compuestos liberados durante la descomposición de residuos de Brócoli (*Brassica oleracea* var. *Italica* L.) sobre poblaciones de *M. incognita* y *M. javanica* se incrementa cuando la biofumigación es combinada con la solarización del suelo.

#### **1.4.7. Argemonina, berberina , ricinina y $\alpha$ -terthienyl**

La Berberina es un compuesto que presenta actividad bacteriostática, bactericida, fungicida, antiviral, antiprotozoaria e insecticida. En diferentes tipos de microorganismos inhibe el metabolismo, la formación de endotoxinas y la adherencia que permite la colonización de la piel y las mucosas (Hammerslag, 2008). La argemonina, berberina y ricinina combinados transpasan fácilmente la cutícula de los insectos afectando el sistema nervioso central y periférico (Díaz y Tovar, 2008).

#### **1.4.8. *Azotobacter vinelandii* y *Clostridium pasteurianum***

Son microorganismos que al aplicarse a las semillas, superficie de las plantas o al suelo, colonizan la rizosfera o el interior de la planta y promueven el crecimiento vegetal, al aumentar la disponibilidad de los nutrientes y la sanidad general de los cultivos (Lucy *et al.*, 2004; Reyes *et al.*, 2008). Los científicos Bastian *et al.* (1998) y Khan (2005) estudiaron que en la rizosfera se ejerce quimioatracción de determinados grupos microbianos, dando lugar a la producción de fitohormonas como giberelinas, citocininas y auxinas, además de ocurrir diversas relaciones entre grupos microbianos que estimulan o inhiben la proliferación de determinados microorganismos. Es importante mencionar que *Azotobacter vinelandii* y *Clostridium pasteurianum* son bacterias fijadoras de nitrógeno que no se encuentran asociadas a plantas (Baca *et al.*, 2000). La fijación de  $N_2$  es realizada por algunas bacterias libres o asociadas en simbiosis a vegetales y ciertas arqueobacterias; desarrollada por un complejo enzimático denominado "Nitrogenasa" el cual rompe la triple ( $N\equiv N$ ) ligadura de la molécula de  $N_2$  y la convierte en asimilable para la planta (Dance, 2008). Es importante destacar que existen dos rutas de asimilación del  $N_2$  en la que interfieren las bacterias *Azotobacter vinelandii* y *Clostridium pasteurianum*:

1) Al amoníaco ( $NH_3$ ) se une un  $H^+$  que se encuentra en el citosol para formar amonio ( $NH_4^+$ ) (Slatni *et al.*, 2008). La asimilación del nitrógeno es en forma de  $NH_4^+$ , el cual se une con el ácido glutámico (Glutamato) para formar la glutamina, esta reacción es catalizada por la enzima glutamina sintetasa (GS), a esta vía de asimilación se le conoce como vía GS. La glutamina puede ser transportada directamente a las hojas para continuar con su asimilación o se une al ácido  $\alpha$ -acetoglutárico para formar glutamato, reacción catalizada por la enzima glutamato sintetasa (GOGAT), el glutamato se une al ácido oxaloacético para formar ácido  $\alpha$ -acetoglutárico y ácido aspártico (aspartato), el aspartato es catalizado por las enzimas asparagina sintetasa para formar asparagina que transfiere su grupo amino a formar diferentes aminoácidos (Dance, 2008).

2) La reacción de transaminación se da cuando el glutamato se une con el ácido piruvico (piruvato), reacción catalizada por la enzima transaminasa para formar el aminoácido, ya sea alanina, glicina, treonina, tirosina, serina, entre otros, para de ahí

derivar en la producción de proteínas, que es la parte fundamental de la nutrición del nitrógeno (Brady y Weil, 1999).

#### **1.4.9. Quitina**

El mecanismo de acción de la quitina está basado en el hecho de que su presencia en el suelo estimula la proliferación de bacterias y actinomicetos que se alimentan de ella, por ejemplo los hongos nematofagos; estos microorganismos, una vez consumida la quitina agregada pasan a alimentarse de quitina de otras fuentes, como nematodos y sus huevos (Rodríguez *et al.*, 1987). Sin embargo, es necesario considerar la dosificación de quitina en suelos debido a que su descomposición puede tener efectos fitotóxicos, originados por el amonio que se libera durante su descomposición (Culbreath *et al.*, 1985).

#### **1.4.10. Quitosano**

Hansen y Llanes (1994) estudiaron que en su forma natural, la quitina se presenta parcialmente desacetilada, la diferencia entre quitina y quitosano es de hecho arbitraria, ya que las formas completamente acetiladas o desacetiladas no existen en la naturaleza ni como productos finales de un proceso, por lo que en la práctica al polímero que presenta mayor acetilación se le denomina quitina y al más desacetilado, quitosano. Felse y Panda (1999) argumentaron que el quitosano es un biopolímero obtenido a partir de la desacetilación de la quitina, la cual está unida por enlaces  $\beta$ -1-4 de la N-acetil-D-glucosamida y se produce en grandes cantidades en la naturaleza. A diferencia de la quitina, el quitosano se caracteriza por poseer una carga positiva, la cual le confiere potenciales aplicaciones en diversos campos de investigación. Este biopolímero es biodegradable, no tóxico y biocompatible para humanos y para la mayoría de los animales.

El uso de quitosano en el control de nematodos fitopatógenos se conoce desde hace tiempo (Mankau y Das, 1969). Rodríguez *et al.* (1987) reportaron que el quitosano juega un papel directo en la degradación de la cutícula de los nematodos. Las diferencias en respuestas de los fitopatógenos a concentraciones altas o bajas, hacen pensar que el quitosano puede actuar como biocida por diferentes mecanismos bioquímicos (Szceponek *et al.*, 2006). La actividad proteolítica y

collagenolítica pudiese explicar la inactividad de las larvas y el efecto en la inhibición de la incubación de las masas de huevos de nematodos fitoparásitos (Galper *et al.*, 1990). Sin embargo, la actividad microbiana del quitosano sólo ocurre cuando el biopolímero se encuentra en medio ácido, por lo que se han propuesto diferentes mecanismos de acción:

a) La pared celular está constituida de una capa de lípidos; la interacción entre las cargas (+) del quitosano y las cargas (-) de la pared celular de los microorganismos como los nematodos pueden ocasionar una degradación de proteínas y otros constituyentes intracelulares, o bien, alteraciones en la permeabilidad de la pared celular; éste último aspecto se ha relacionado a un incremento en la permeabilidad de los lípidos de la membrana de la célula, ocasionando la muerte a través de la pérdida de materiales esenciales (Chan y col., 2001; Fang y col., 2001).

b) Activación de mecanismos de defensa en células huésped, los cuales se relacionan con la reducción de aflatoxinas, la inducción de fitoalexinas y compuestos fenólicos, y el incremento en la producción de enzimas quitinasas, quitosanasas, glucanasas o fenilalanina amoníaco-lasas.

c) Penetración del quitosano al interior de la célula microbiana e interacción entre el biopolímero con el ADN, inhibiendo la síntesis de ARN mensajero, proteínas y enzimas (Vander y col., 1998).

#### **1.4.11. Quilaya (*Quillaja saponaria*)**

La corteza del árbol de *Quillaja saponaria*, originario de Chile, es una de las principales fuentes industriales de saponinas triterpénicas (San Martín y Briones, 1999) conteniendo 5% de estos metabolitos (Kensil 1996), la saponina triterpénica ha sido identificado como ácido quillaico (Higuchi, *et al.*, 1988), además, contiene 80% de polifenoles (Marie, 2003). San Martín y Briones (1999) corroboraron que durante décadas los extractos de quilaya han sido usados como espumantes en bebidas, emulsificantes en alimentos, agentes humectantes en fotografía, etc. Otros investigadores tal como Cheeke (2011) mencionó que se utiliza en la agricultura un extracto comercial de Quilaya (QL-Agri) para cultivos en producción, el cual es empleado efectivamente como nematocida, además de tener acción antiprotozoaria, antiviral y antibacterial. Complementando lo anterior Emerson y Crandall (1997)

mencionaron que también tiene efecto contra hongos fitopatógenos, tal como el mildiu. En combinación con *Capsicum oleoresin*, estos han sido formulados como un seguro biorepelente para el control de plagas, tales como pájaros, insectos y hormigas (Wiersma y Wiersma, 1997). Otro uso benéfico que tiene el extracto de Quillaya es la germinación de semillas y crecimiento vegetal. Antiguos estudios realizados por Balansard, *et al.* (1945) mostraron que semillas de maíz sumergidas en el extracto, con una concentración de 20 ppm, incrementó la germinación y estimuló el crecimiento de la planta. Esta investigación influyó para que Fragstein y Buchloh (1981) demostraran los efectos benéficos en rábanos. El mecanismo de acción de *Q. saponaria* es que existe una sinergia entre las saponinas (ácido quilaico) y otros compuestos (taninos y polifenoles) los cuales actúan destruyendo los lípidos importantes para el metabolismo de los nematodos (BASF, 2010).

#### **1.4.12. Oxamyl**

Es un carbamato con acción insecticida, nematocida y acaricida, sistémico y de contacto para aplicación al suelo. El mecanismo de acción se menciona a continuación: se absorbe por las raíces y hojas, y posee traslocación acrópetala y basípetala, por lo que interfiere en la transmisión de los impulsos nerviosos por inhibición de la colinesterasa (De Liñan, 1997).

#### **1.4.13. Telone (dicloropropeno + cloropicrina)**

El consumo de bromuro de metilo se ha destacado durante muchos años, y ante los esfuerzos para sustituirlos se ha introducido en el mercado otras sustancias tales como el 1,3 dicloropropeno mezclado con cloropicrina (Portuondo, 2008).

Es un hidrocarburo clorado fumigante del suelo con propiedades nematocidas, fungicidas, insecticidas y herbicidas. El producto actúa como esterilizante en contacto con la plaga y enfermedad; en el suelo se hidroliza los alcoholes 3-cloroalilos que son biocidas y se degradan principalmente por vía biológica (microorganismos). Sin embargo se degrada ligeramente y el 99% se disipa por volatilización en unos diez días como compuesto inalterado (De Liñán, 2011).

## 1.5. LITERATURA CITADA

- Abd-el-Morty H., F. Raid. and S. El-Eraki W. 1993. Effect of single and mixture of antagonistic fungi on the control of root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*. Egyptian Journal of Agricultural Research 17(1): 91-100.
- Agrios G. N. 2005. Plant pathology. 5th Edition. Elsevier Academic Press. San Diego, California, U.S.A. 922 p.
- Alcazar E. J. T. 1981. Genetics resources of tomatoes and wild relatives. International Board for Plant Genetic Resources, Rome. 81 p.
- Ali B. H. 1994. Toxicology of *Azadirachta indica*. Journal Ethnopharmacology 42 (1): 71-72.
- Ávila S. J., A. Ávila M., y R. Esquer. 2003. Nuevas estrategias en el control de nematodos en vid. Seminario de Viticultura CECH. Memoria técnica N° 17.
- Ávila S. J., D. Alvarado H., L. Ávila A., y M. Ávila J. 2008. Innovaciones en el control de nematodos fitoparasitos, como alternativas al control químico. Avances Agropecuarios. Universidad de Sonora. Depto. de Agricultura y Ganadería. 18 p.
- Ávila S. J.; Alvarado, J. L.; Ávila, J. M. 2000. Resultados experimentales en el control de nematodos en vid, con el nematocida Ditera ES. 1996-1999. Seminario de Horticultura. Universidad de Sonora. Depto. de Agricultura y Ganadería. 99-100 p.
- Baca B. E., L. Soto U., y M. P. A. Pardo R. 2000. Fijación biológica de nitrógeno. Elementos 38 (7): 43-49.
- Badra T., M. A. Saleh and B. A. Oteifa. 1979. Nematicidal activity and composition of some organic fertilizer and amendmets. Rev. Nematol. 2: 29-36.
- Bakker J., F. J. Gommers, I. Nieuwenhuis and H. Wynberg. 1979. Photoactivation of the nematicidal compound alpha-terthienyl from roots of a Mangolds (*Tagetes* species). A possible singlet oxygen role. J. Biol. Chem. 254:1841-1844.
- Balansard J., F. Pellisier, and S. Conil. 1945. Action de saponites de *Quilaya* et de *sapindus* sur le pouvoir absorbant, la germination et la croissance de *Zea mays* L. Proceedings Société de Biologie de Marseille, Meeting November 28: 140-142.

- Bastian F., A. Cohen, P. Piccoli, V. Luna, R. Baraldi, and R. Bottini. 1998. Production of indole-3-acetic acid and gibberellins A1 and A3 by *Acetobacter diazotrophicus* and *Herbaspirillum seropedicae* in chemically-defined culture media. *Plant Growth Research* 24: 7-11.
- Belmares H., A. Barrera, Ramos de V. L. F., E. Castillo y V. Motomochi. 1979. Research and development of *L. tridentata* as a source of raw material. *In: LARREA*. Campos E., T. J. Mabry, y T. S. Fernández (eds.). Serie El Desierto CIQA, Saltillo, Coahuila, México. pp. 247-276.
- Berenguer J. J. 2003. Manejo del cultivo de tomate en invernadero. *In: Curso Internacional de Producción de Hortalizas en Invernadero*. Castellanos, J. Z. y Muñoz R. J. J. (eds.). Celaya, Guanajuato, México. pp 147-174.
- Bird A. F. 1979. Morphology and ultrastructure. *In: Root-knot nematodes (Meloidogyne species); systematics, biology, and control*. Lamberti F., and C. E. Taylor (eds.). Academic Press, London and New York. pp. 59-84.
- Blancard D., H. Laterrot, G. Marchoux y T. Candresse. 2006. Enfermedades del tomate: identificar, conocer y controlar. Editorial Mundi-Prensa. México, D.F. 679 p.
- Brady N. C., and R. R. Weil. 1999. The nature and properties of soil. Macmillan publishing. New York, 11 th Edition. 740 p.
- Brinker F. 1993. *Larrea tridentata* (D.C.) Coville (Chaparral or Creosote Bush). *British Journal of Phytotherapy* 3:10-30.
- Bustamante M., y Sabillon. 1996. Guía fotográfica para la identificación de plantas con propiedades plaguicidas. Zamorano, Honduras. Escuela Agrícola Panamericana. 120 p.
- Camps F. 1988. Relaciones planta-insecto: Insecticidas de origen vegetal. *In: Insecticidas Biorracionales*. Bellés X. (ed.). Consejo Superior de Investigaciones. pp. 69-86.
- Carrillo F, J. A., R. S. García E., R. Allende M., I. Marquez Z., y J. E. Cruz O. 2000. Identificación y distribución de especies del nematodo nodulador (*Meloidogyne* spp.) en hortalizas, en Sinaloa, México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 18 (2):115-119.

- Castro A. A. E., E. Zavaleta M., I. Cid del Prado V., y G. Zamudio, V. 1990. Rotación e incorporación de *Tagetes Erecta* L. para el manejo de *Meloidogyne incognita* (Kofoid y White) Chitwood en el cultivo de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) en Tecamachalco, Puebla. Revista Mexicana de fitopatología 8 (2): 173-180.
- Cepeda S. M. 1996. Nematología Agrícola. Editorial Trillas. México, D.F. 305 p.
- Cervantes A. A. 2011. Analisis tecnico-financiero de los sistemas de produccion de jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) en el Valle del Mezquital, Hidalgo. Montecillo, Texcoco, Estado de México. Tesis de Maestro en Ciencias. 123 p.
- Chan V., H-Q Mao, and K. W. Leong. 2001. Chitosan-induced perturbation of dipalmitoyl-inglycerol-3-phosphocholine membrane bilayer. Langmuir 17(12): 3749-3756.
- Chubachi K, M., S. Furukawa, S. Fukuda, S. Takahashi, H. Matsumura, T. Itagawa, A. Shimizu, and Nakagawa. 2003. Control of root-knot nematodes by *Streptomyces* screening of root-knot nematode-controlling actinomyces and evaluation of their usefulness in a pot test Japanes. Journal of nematology 29(2): 42-45.
- Cid Del Prado V. I., T. Soto A., y A. Hernández J. 2001. Distribución de especies y razas de *Meloidogyne* en México. Revista Mexicana de Fitopatología 19: 32-39.
- Clark D. 1999. Treating herpes naturally with *Larrea tridentate*. Published by U.S. Botanicals Tempe, Arizona. 42 p.
- Cook R., and J. L. Starr. 2006. Resistant cultivar. *In*: Plant nematology. Perry, N. R., and M. Moens (eds.). London, UK. CABI publishing. pp. 370-391.
- Culbreath A. K., R. Rodriguez K., and J. G. Morgan. 1985. The use of hemicellulosic waste matter for reduction of the phytotoxic effects of chitin and control of root-knot nematodes. Nematropica 15: 49-75.
- Dance I. 2008. The chemical mechanism of nitrogenase: hydrogen tunneling and further aspects of the intramolecular mechanism for hydrogenation of g<sub>2</sub>-N<sub>2</sub> on FeMo-co to NH<sub>3</sub>. The royal Society of Chemistry 5992-5998.
- De la Garza G. J. L. 1996. Fitopatología general. Universidad Autónoma de Nuevo León. Facultad de Agronomía. Marín, Nuevo León. 515 p.

- De Liñan C. 2011. Agroquímicos de México. 3ª Edición. Editorial TecnoAgrícola de México, S. A. de C. V. México, D.F. 734 p.
- De Liñan V. C. 1997. Farmacología vegetal. 2ª Edición. Editorial Agrotécnicas, S. L. Madrid, España. 1196 p.
- Díaz Z. U., y H. Tovar H. 2008. Evaluación de efectividad biológica del BIO-Die®, PROGRANIC®CINNACAR y PROGRANIC®NIMCIDE 80 para controlar plagas en limón persa *Citrus latifolia* Tan. Ficha técnica. 9 p.
- Domsch K. H. and W. Gams. 1980. Compendium of soil fungi. Vol. I. Academic Press. London. 632 p.
- Dropkin V. H. 1980. Introduction to plant nematology. Ed. John Wiley and Sons. USA, New York.
- Duisberg P.C. 1952. Development of a feed from the creosote bush and the determination of its nutritive value. *Journal of Animal Science* 11: 174-180.
- Eisenback J. D. 1985. Diagnostic characters useful in the identification of the four most common species of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) *In: An advanced treatise on Meloidogyne*. Volume I: Biology and Control. Sasser, J. N., and C. C. Carter (eds.). A cooperative publication of the Department of Plant Pathology and the United States Agency for International Development, North Carolina State University Graphics, Raleigh, North Carolina, U. S. A. pp. 95-112.
- Eisenback J. D., and H. H. Triantaphyllou. 1991. Root-knot nematodes: *Meloidogyne* species and races. *In: Manual of Agricultural Nematology*. Nickle W. R. (ed.). Marcell Dekker, New York. pp. 191-274.
- Eisenback D. J., and H. H. Triantaphyllou. 1981. Root-knot nematode: *Meloidogyne* species and races. *Journal of Nematology* 2: 26-32.
- Emerson R., W., and B. G. Crandall. 1997. Use of saponins in methods and compositions for pathogen control. U.S. patent 5,639,794.
- Endo Y., and K. Tsurugi. 1987. RNA N-glycosidase of ricin A chain. Mechanism of action of the toxic lectin ricin on eukaryotic ribosomes. *J. Biol. Chem.* 262:8128–8130.

- Fang N., V. Chan, H-Q Mao, and W. Leong K. 2001. Interactions of phospholipids bilayer with chitosan: effect of molecular weight and pH. *Biomacromolecules* 2(4): 1161-1168.
- Felse P.A., and T. Panda. 1999. Studies on applications of chitin and its derivatives. *Bioprocess Engineering* 20: 505-512.
- Fernández S., M. Hurtado L., and F. Hernández. 1979. Fungicidal components of creosote bush resin. *In: Advances in Pesticide Science*. H. Geissbühler (ed.). Pergamon Press Oxford and New York. pp. 351-355.
- Fragstein P., and G. Buchloh. 1981. The influence of saponins on the yield and mineral content in radishes *Raphanus sativus*. *Angewandte Botanik* 55: 49-56.
- Franklin M. T. 1979. Root-Knot Nematodes (*Meloidogyne* species). *In: Biology and Control*. Lamberti F., and C. E. Taylor (eds.). Academic Press. New York, E.E.U.U. pp: 21-35.
- Galper S., E. Cohn, Y. Spiegel and I. Chet. 1990. Nematicidal effect of collagen-amended soil and the influence of protease and collagenase. *Revue Nématol* 13 (1): 67-71.
- Garza L. J. 1985. Las hortalizas cultivadas en México: Características botánicas. Fitotecnia, Universidad Autónoma Chapingo, México.
- Gnabre J. N., J. L. Brady, and D. J. Clanton. 1995. Inhibition of human immunodeficiency virus type 1 transcription and replication by NDA sequence-selective plant lignin. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the U.S.A.* 11239-11246.
- Gómez R. O., E. Zavaleta M., F. Viesca C., y O. Ortiz. 1992. Asociación de *Tagetes erecta* e incorporación de sus residuos, posible alternativa para el manejo de algunos problemas fitopatológicos en jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill). *In: Memorias VI Congreso Latinoamericano de Fitopatología. VI Congreso Nacional de la Sociedad Española de Fitopatología*. Romero, M. F., B. Gómez A. (eds.). Torremolinos, España. pp. 201.
- Gómez L. 2010. Uso de la biofumigación para el manejo de *Meloidogyne* spp., en la producción protegida de hortalizas. *Revista Protección Vegetal* 25 (2): 119-123.

- Gotlieb D. Y., H. Oka B., Ben-Daniel, and Y. Cohen. 2003. Dry mycelium of *Penicillium chrysogenum* protects cucumber and tomato plants against the root-knot nematode *Meloidogyne javanica*. *Phytoparasitica* 31(3): 217-225.
- Guiran G., and M. Ritter. 1979. Life cycle of *Meloidogyne* species and factors influencing their development. *In: Root-knot nematodes (Meloidogyne species), Systematics, biology control.* Lamberti F., and C. E. Taylor (Eds.). Acad. Press, London. pp. 173-191.
- Halbrendt J. 1996. Allelopathy in the management of plant parasitic nematodes. *Journal of Nematology* 28 (1): 8-14.
- Hammerslag F. 2008. La tecnología y química de alcaloides. 2 da. Edición. Santiago de Chile. 76 p.
- Harsen M. E., and A. Llanes. 1994. Aplications of crustaceans wastes in Biotechnology. Fisheries processing: Biotechnological applications. Edited by A.M. Martin. Chapman & Hall. Londres, pp: 174-205.
- Hartman K. M., and J. N. Sasser. 1985. Identification of *Meloidogyne* species on the basis of differential host test and perineal-pattern morphology. *In: An advanced treatise on Meloidogyne.* Volume II: Methodology. Barker, K. R., C. C. Carter, and J. N. Sasser (eds.). North Carolina State University Graphics, Raleigh, North Carolina. pp. 69-77.
- Hartley M. R., and J. M. Lord. 2004. Cytotoxic ribosome-inactivating lectins from plants. *Biochimica et Biophysica Acta* 1701:1–14.
- Heiser C. J. 1969. Lave apples. *In: Nightshades: The Paradoxican Plants.* Heiser, C.J. (ed.). San Francisco, CA. pp. 53-55.
- Higuchi R., R. Tokimitsu, and T. Komori. 1988. An Acylated triterpenoid saponin from *Quillaja saponaria*. *Phytochemistry* 27: 1165-1168.
- Hirschmann H. 1982. Taxonomy of the cys and root- knot nematodes. Ed. Nematology in the Southern region of the United States. Bulletin 276. Arkansas Agricultural Experiment Station. Fayetteville, AK. 54-70 p.
- Jatala P. 1985. El nematodo falso nodulador de la raíz. Colegio de Posgraduados, Montecillos, Estado de México. 55 p.

- Jones J. J., R. Jones J., R. Stall R., y A. Zitter T. 2001. Plagas y enfermedades del tomate. The American Phytopathological Society. Editorial Mundi-Prensa. Madrid, España. 30 p.
- Karssen G., and M. Moens. 2006. Root-knot nematodes. *In: Plant nematology*. Perry, R. N., and M. Moens (eds.). CAB International, Wallingford, UK. pp. 59-90.
- Karssen G., and T. Van Hoenselaar. 1998. Revision of the genus *Meloidogyne* Goeldi, 1982 (Nematoda: Heteroderidae) in Europe. *Nematologica* 44: 713-788.
- Kensil C., S. Soltysik, and D. Marciani. 1996. Saponins as vaccine adjuvants. *Critical Reviews in Therapeutic Drug Carrier Systems* 13: 1-55.
- Khan A. G. 2005. Role of soil microbes in the rhizospheres of plants growing on trace metal contaminated soils in phytoremediation. *Journal of Trace Elements in Medicine and Biology* 18: 355-364.
- Langlais, C. y P. Ryckewaert. 2002. Guía de los cultivos protegidos de hortalizas en la zona tropical húmeda. CIRAD, Guadalupe. 90 p.
- Lara M. J., N. Agosta., C. V. Betancourt, y R. Rodríguez. 1996. Control biológico de *Meloidogyne incognita* en tomate en Puerto Rico. *Nematropica* 26:143-152.
- Lenucci M., D. Candinu, M. Taurino, G. Piro y G. Dalessandro. 2011. Antioxidant composition in cherry and high-pigment tomato cultivars. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 54: 2606-2613.
- Lira S. R. H., M. Hernández S., C. Chávez B., F. D. Hernández C., y E. Cuellar V. 2007. *In: Bioplaguicidas y control biológico*. Lira R. H. S. (ed.). Torreón, Coahuila, México. pp. 13-29.
- Lord J. M., L. M. Roberts, and J. D. Robertus. 1994. Ricin: structure, mode of action, and some current applications. *The FASEB Journal* 8:201–208.
- Luc M., R. A. Sikora, and J. Bridge. 1990. Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture. CABI. International of Parasitology. London. 629 p.
- Lucy M., E. Reed, and G. Bernard R. 2004. Applications of free living growth-promoting rhizobacteria. *Antonie van Leeuwenhoek* 86 (1): 1-25.
- Mabry T. J., R. Jr. Difeo D., M. Sakakibara, F. Bohnstedt, and Siegler. 1977. Biology and chemistry of *Larrea*. *In: Creosote bush biology and chemistry of Larrea in new world deserts*. T. J. Mabry, J. H. Hunziker, D. R. Jr. Difeo (eds.).

- Dowden, Hutchinson & Ross Inc. Stroudsburg, PA, U.S.A. US/IBP Synthesis Serie 6. pp. 115-134.
- Magunacelaya J., y E. Dagnino, E. 1999. Nematología Agrícola en Chile. Universidad de Chile. Serie Ciencia Agronómicas N° 2. Santiago, Chile. 282 p.
- Mankau R., and S. Das. 1969. The influence of chitin amendments on *Meloidogyne incognita*. Journal of Nematology 1: 15-16.
- Marbán M. N., and H. J. Ávila. 2004. Anti-nematode evaluation on *Meloidogyne incognita* associated with vineyards at Hermosillo, Sonora, México. In: XXXVI Annual Meeting Organization of Nematologists of Tropical America. Puerto Vallarta, Jalisco, México. 30 p.
- Marbán M. N., R. García E., M. B. Dicklow M., and B. M. Zuckerman. 1992. Studies on *Paecilomyces marquandii* from nematode suppressive Chinampa soils. Journal of Chemical Ecology. 18(5): 775-783.
- Marie A. M. 2003. Synthesis of saponin immunoadjuvants. The Sciences and Engineering Collection. University of Urbana, Illinois. 369 p.
- Matthiessen J., and J. Kirkegaard. 2006. Biofumigation and enhanced biodegradation: opportunity and challenge in soilborne pest and disease management. Critical Reviews in Plant Sciences 25 (3): 235-265.
- Mían I. H., and R. Rodríguez K. 1982. Soil amendments with oil cakes and chicken litter for control of *Meloidogyne arenaria*. Nematropica 12(2): 205-221.
- Montes B. R. 1988. Nematología vegetal en México. Sociedad Mexicana de Fitopatología A. C. 158 p.
- Moreno J. J., E. Verdejo M., A. Pérez J., A. Arias, D. Martínez V., y D. Balvin M. 1994. Comparación de nematicidas en el cultivo de tabaco durante tres años. Bolivia Sanidad Vegetal de Plagas 20: 941-954.
- Namesny A. 2004. Tomates: producción y Comercio. Compendios de Hortalizas. Ediciones de horticultura. Barcelona, España. 253 p.
- National Research Council (NRC). 1992. Neem: A tree for solving global problems. Report of an Ad Hoc Panel of the Board on Science and Technology for International development. National Academic Press. Washington, D.C. 107 p.

- Netscher C., and R. A. Sikora. 1990. Nematodes parasites of vegetables. *In*: Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture. Luc M., R. A. Sikora, J. Bridge (eds.). CABI. Institute of Parasitology. UK. pp. 237-283.
- Norten E. 1999. Neem India's miraculous healing plant. Edited by Jean Putz with Kordula Werner and Deborah Straw. Healing Arts Press. Rochester, Vermont. 92 p.
- Nuez F. 2001. El cultivo del tomate. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. 793 p.
- Okra Y., and V. Yermiyahu. 2002. Suppressive effects of composts against the root knot nematode *Meloidogyne javanica* on tomato. *Nematology* 4(8): 891-898.
- Ortiz C. M. 1984. Bacteriosis del cempoalxochitl (*Tagetes* spp.). Tesis profesional. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 75 p.
- Paecisav I. 1997. Boletín técnico. Nematicida biológico. INISAV. La Habana, Cuba.
- Page S. L. 1985. *Meloidogyne acronea*. *In*: CIH Descriptions of plant-parasitic nematodes, Set 8, number 114. Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal, UK.
- Palacios A. S. 1970. Distribución, identificación y control químico del nematodo nodulador de raíces (*Meloidogyne* spp.) causante de la "jicamilla" del jitomate en el estado de Morelos. Tesis Profesional. Escuela Nacional de Agricultura, Chapingo, México. 89 p.
- Pita R., A. Anadón y M. R. Martínez L. 2004. Ricina: una fitotoxina de uso potencial como arma. *Revista de Toxicología* 21: 51-63.
- Ploeg A. T., and J. J. Stapleton. 2001. Glasshouse studies on the effects of time, temperature and amendment of soil with broccoli plant residues on the infestation of melon plants by *Meloidogyne incognita* and *M. javanica*. *Nematology* 3(8): 855-861.
- Porter D. M., and N. T Powell. 1967. Influence of certain *Meloidogyne* species in *Fusarium* wilt development in flue cured tobacco. *Phytopathology* 57: 282-285.
- Portuondo, A. B. 2008. Determinación de 1,3-dicloropropeno y cloropicrina por cromatografía gaseosa. *Redalyc* 12:51-57.
- Rao M. S., P. Reddy P., and M. Nagesh. 1997. Management of root-knot nematode, *Meloidogyne incognita* on tomato by integration of *Trichoderma harzianum* with

- neem cake. Zeitschrift für pflanzenkrankheiten und pflanzenschutz 104(4): 423-425.
- Reyes I., L. Álvarez, H. El-Ayoubi, y Valery A. 2008. Selección y evaluación de rizobacterias promotoras del crecimiento en pimiento y maíz. Bioagro 20 (1): 37-48.
- Riegel C., and J. P. Noe. 2000. Chicken litter soil amendment effects on soilborne microbes and *Meloidogyne incognita* on cotton. Plant Diseases 84 (12):1275-1281.
- Cheeke P. R. 2011. Agricultural and pharmaceutical applications of Chilean soapbark tree (*Quillaja saponaria*) saponins. In: Poisoning by plants, mycotoxins, and related toxins. Correa F. R., J. Pfister, A. L. Schild and T. Wierenga (eds.). London, UK. CABI publishing. pp. 532-534.
- Rodríguez K. R., G. Morgan and J. Chet. 1987. Biological control of nematodes: soil amendments and microbial antagonists. Plant and Soil 100: 237-247.
- Rodríguez M., L. Gómez y L. Díaz V. Alternativas para la sustitución del bromuro de metilo en el manejo de nematodos formadores de agallas (*Meloidogyne* spp.). Revisión de literatura 1995-2006. CD Curso Introductorio a la Nematología Agrícola del 12 al 16 de noviembre de 2007. Maracay, Venezuela. Distribuido por INIA.
- Rojas M. T., and N. Marbán M. 1999. *Pasteuria penetrans* y parasitismo en *Meloidogyne incognita* y *M. arabicida*. Nematropica 28(2): 233-240.
- Rosa E. A. S., and M. F. Rodríguez P. 1999. Towards a more sustainable agricultural system: the effect of glucosinolates on the control of soil-borne diseases. Journal of Horticultural Science and Biotechnology 74 (6) 667-674.
- Ruelo J. L. 1983. Integrated control of *Meloidogyne incognita* on tomato using organic amendments, marigolds and nematecide. Plant Disease 67(6): 671-673.
- San Martín R., and R. Briones. 1999. Industrial uses and sustainable supply of Quillaja saponaria (Rosaceae) saponins. The New York Botanical Garden 53(3): 302-311.

- Sánchez Del C. F., C. Moreno P., y E. L. Cruz A. 2009. Producción de jitomate hidropónico bajo invernadero en un sistema de dosel en forma de escalera. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 15: 67-73.
- Sasser J. N. 1977. Worldwide dissemination and importance of the root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). *Journal of Nematology* 9: 26-29.
- Seigler D. S., J. Jakupcak, and T. J. Mabry. 1974. Wax esters from *Larrea divaricata*. *Phytochemistry* 13 (6): 983-986.
- Shewry P. R., F. Beaudoin, J. Jenkins, S. Griffiths J., N. C. Mills E. 2002. Plant protein families and their relationships to food allergy. *Biochem. Soc. Trans.* 30:906–910.
- Siddiqi M. R. 2001. Tylenchida, parasites of plants and insects. 2nd ed. CABI publishing. New York, U.S.A. 864 p.
- Siddiqui I. A., and S. S. Shaukat S. 2003. Impact of biocontrol *Pseudomonas fluorescens* CHAO and its genetically modified (GM) derivatives on penetration of *Meloidogyne incognita* in mungbean roots. *Nematología Mediterranea* 1(31): 43-45.
- Sikora, R. A. and E. Fernández. 2006. Nematode of vegetable. *In: Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture*. Luc, M., R. A. Sikora and J. Bridge (eds.). CABI, UK. pp. 319-392.
- Slatni T., A. Krouma, S. Aydi, C. Chaiffi, H. Gouia, and C. Abdelly. 2008. Growth, nitrogen fixation and ammonium assimilation in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) subjected to iron deficiency. *Plant soil* 312: 49-57.
- Sosa M. C. 1985. Los cultivos básicos en México. VI Simposium nacional de parasitología agrícola. IAP. Monterrey, Nuevo León. 98 p.
- Szceponek A., S. Mazur, and J. Nawrocki. 2006. The usage of chitosan on protection of some peppermint and lemon balm pathogens. *Polish Chitin Society Monograph XI*. Sitio web: [www. Ptchit.lodz.pl/PTChit/11\\_24.pdf](http://www.Ptchit.lodz.pl/PTChit/11_24.pdf)
- Tappel A. L. and A.G. Marr. 1954. Antioxidants and enzymes-effect of alpha-tocopherol, propyl gallate and nordihydroguaiaretic acid on enzymatic reactions. *Journal of Agriculture and Food Chemistry* 2: 554-558.

- Taylor A. L., and J. N. Sasser. 1983. Biología, identificación y control de los nematodos de nódulo de la raíz (especies *Meloidogyne*). Proyecto Internacional *Meloidogyne*. Artes gráficas de la Universidad del Estado de Carolina del Norte, Estados Unidos. 111 p.
- Torres J. M., M. A. Díez R., L. Robertson., J. A. López P., M. De Cara., L. Tello., y A. Bello. 2007. Nematodos fitoparásitos del género *Meloidogyne* Goeldi, 1982 y su manejo en cultivos enarenados de Almería. Ministro de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid, España. 189 p.
- Van de Vooren, J., H. Welles G.W., and G. Hayman. 1986. Glasshouse crop production. pp.: 582-624.
- Vander P., Varum, K.M., Domard, A., El Gueddari, N.E. y Moerschbacher, B.M. 1998. Comparison of the ability of partially N-acetylated chitosans and chitooligosaccharides to elicit resistance reactions in wheat leaves. *Plant Physiol.* 118: 1353-1359.
- Weiss E. A. 2000. Oilseed crops. London: Blackwell Science Ltd. 13–15.
- Whapham C. A., G. Jenkins, T. Blunden and S. D. Hankis. 1994. The role of seaweed extracts. *Ascophyllum nodosum* in the reduction in fecund of *Meloidogyne javanica*. *Fundamental and Applied Nematology* 17(2): 181-183.
- Wiersma C., and J. Wiersma. 1997. Non lethal biorepellent compositions. U. S. patent 5, 698, 191.
- Winsor G., and M. Schwarz. 1990. Soilless culture for horticultural crop production. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Roma, Italia. 188 p.
- Wu Y., T. Jenkins, G. Blunen, C. Whapham, and S. D. Hankins 1997. The role of betaines in alkaline extracts of *Ascophyllum nodosum* in the reduction of *Meloidogyne javanica* and *M. incognita* infestations of tomato plants. *Fundamental and Applied Nematology* 20(2):99-102.
- Zavaleta M. E., and R. Gómez O. 1995. Effect of *Tagetes erecta* L. tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) intercropping on some tomato pest. *Revista de Fitopatología Mexicana* 30: 35-46.

- Zavaleta M. E., and S. D. Van H. 1986. The effect of bacterization on *Meloidogyne incognita* (Kofoid and White) Chitwood infection. *Revista Mexicana de Fitopatología* 5(1): 38-44.
- Zavaleta M. E., R. I. Rojas M. y M. Zavaleta M. 1990. Effect of volatiles emanated from brassicaceous (cruciferous) residues on some soil-borne pathogens. *In: report on the Workshop on chemical interactions Between organisms*. Santiago, Chile. International Foundation for Science-IFS, Stockholm, Sweden. pp. 118-123.
- Zucherman B. M., and J. Esnard. 1994. Biological control of plant nematodes current status and hypotheses. *Journal nematology* 24: 1-13.

## **PÁGINAS ELECTRÓNICAS**

- BASF, 2010. <http://www.basf.cl/agro> (Consulta, agosto 2011).
- FAO, 2012. <http://www.fao.org/corp/statistics/en/> (Consulta, Septiembre 2012).
- SAGARPA, 2012. <http://www.sagarpa.gob.mx>. (Consulta, Noviembre 2012).
- SIACON, 2008. [www.siea.sagarpa.gob.mx/sistemas/siacon/SIACON.html](http://www.siea.sagarpa.gob.mx/sistemas/siacon/SIACON.html) (consulta, marzo 2011).
- SIAP, 2012. <http://www.siap.sagarpa.gob.mx>. (Consulta, Septiembre 2012).

## **CAPÍTULO II. EXTRACCIÓN, INCREMENTO E IDENTIFICACIÓN DE JUVENILES DE *Meloidogyne* PROCEDENTES DE ROMITA, GUANAJUATO**

### **2.1. RESUMEN**

Esta fase del estudio se llevó a cabo en el laboratorio de nematodos fitopatógenos e invernaderos del Departamento de Parasitología Agrícola en la Universidad Autónoma Chapingo, Texcoco, Estado de México, con el propósito de identificar morfológicamente la especie de *Meloidogyne* asociada al cultivo de jitomate, para lo cual se recolectaron muestras de suelo rizósferico de campos agrícolas de Romita, Guanajuato. La extracción de los especímenes fue mediante tamizado de Cobb (1918). El incremento de *Meloidogyne* se realizó una vez que se comprobó su presencia en las muestras de suelo recolectadas; para lo cual se trasplantaron plántulas de jitomate cv. Rio grande en bolsas de polietileno de 18 L y se mantuvieron en el invernadero a 28 °C ( $\pm 3$  °C) hasta observar la formación de agallas en las raíces de las plantas para después identificar la especie de *Meloidogyne*. La especie de *Meloidogyne* asociada a las plantas de jitomate fue identificada morfológicamente usando la clave ilustrada por género de Mai *et al.* (1996) considerando, principalmente los rasgos del modelo perineal de la hembra adulta, forma de la cola y del estilete de los J<sub>2</sub> y de los machos adultos. Finalmente, se determinó a *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood como el causante de las raíces agalladas en jitomate.

**Palabras claves:** nematodos fitopatógenos, jitomate, patrón perineal.

## 2.2 INTRODUCCIÓN

El cultivo de jitomate es atacado por una amplia diversidad de plagas y enfermedades que afectan negativamente la calidad y cantidad de las cosechas. Los nematodos fitopatógenos reducen la producción y desarrollo de cultivos de importancia económica, industrial y alimenticia (Anónimo, 2008). Especialmente los nematodos agalladores del género *Meloidogyne* que son endoparásitos obligados con un rango de hospedantes que abarca más de 3000 especies vegetales (Abad *et al.*, 2003). Las especies apomíticas: *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood, *M. javanica* (Treud) Chitwood, junto con la especie facultativamente partenogenética *M. hapla* Chitwood, son las más importantes económicamente y de mayor distribución en el mundo (Eisenback y Triantaphyllou, 1981). Siendo, *M. incognita* el que más daño causa en cultivos a nivel mundial (Trudgill y Blok, 2001; Anónimo, 2008). En México, los nematodos agalladores se encuentran ampliamente distribuidos, con registros en al menos 23 de los 32 estados del país. Entre los cultivos que parasitan en México sobresalen: tomate (*Solanum lycopersicum* L.), pepino (*Cucumis sativus* L.), chile (*Capsicum annum* L.), berenjena (*Solanum melogena* L.), maíz (*Zea mays* L.), sandía (*Citrullus vulgaris* L.), papa (*Solanum tuberosum* L.), café (*Coffea arabica*), frijol (*Phaseolus vulgaris*), fresa (*Fragaria chiloensis*), cebolla (*Allium cepa* L.), girasol (*Helianthus annus* L.), alfalfa (*Medicago sativa* L.), durazno (*Prunus persica* L.) y vid (*Vitis vinifera*) (Carrillo *et al.*, 2000; Cid del Prado *et al.*, 2001; Guzmán *et al.*, 2006).

La correcta identificación de organismos patógenos es muy importante en los programas de manejo integrado, ya que nos permiten garantizar la efectividad de las técnicas de control implementadas en un sistema de cultivo (Carrillo *et al.*, 2000; Cid del Prado *et al.*, 2001; Guzmán *et al.*, 2006). Las características que permiten una exitosa identificación de especies del género *Meloidogyne* spp. son: el arreglo del patrón perineal de la hembra adulta; forma de la región labial de la hembra, de los juveniles (J<sub>2</sub>) y del macho; forma y longitud de la cola de los J<sub>2</sub> y en algunos casos se utilizan técnicas moleculares o bioquímicas (Hunt y Handoo, 2009). Por esta razón, el objetivo de este estudio fue identificar morfológicamente la especie de *Meloidogyne* asociada al cultivo de jitomate procedente de Romita, Guanajuato.

## **2.3. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **2.3.1. Localización del experimento**

La investigación se desarrolló en el laboratorio de nematodos fitopatógenos e invernaderos del Departamento de Parasitología Agrícola en la Universidad Autónoma Chapingo km 38.5 de la carretera México-Texcoco, situado a 19° 36' de latitud norte, 98° 51' de longitud oeste y una altitud de 2240 msnm.

El clima en esta región, según la clasificación climática de Koppen modificada por Enriqueta García, es Cb (Wo)(W)(i')g; es decir, clima templado con verano fresco largo, precipitación invernal inferior a 5% y una oscilación térmica de 5-7 °C, el mes más caliente es mayo. La temperatura media anual es de 15 °C y una precipitación media anual de 644.8 mm, con un promedio de 96 días de lluvia, con la máxima precipitación en el mes de julio y la mínima en enero (García, 1987).

### **2.3.2. Extracción de especímenes de muestras de suelo**

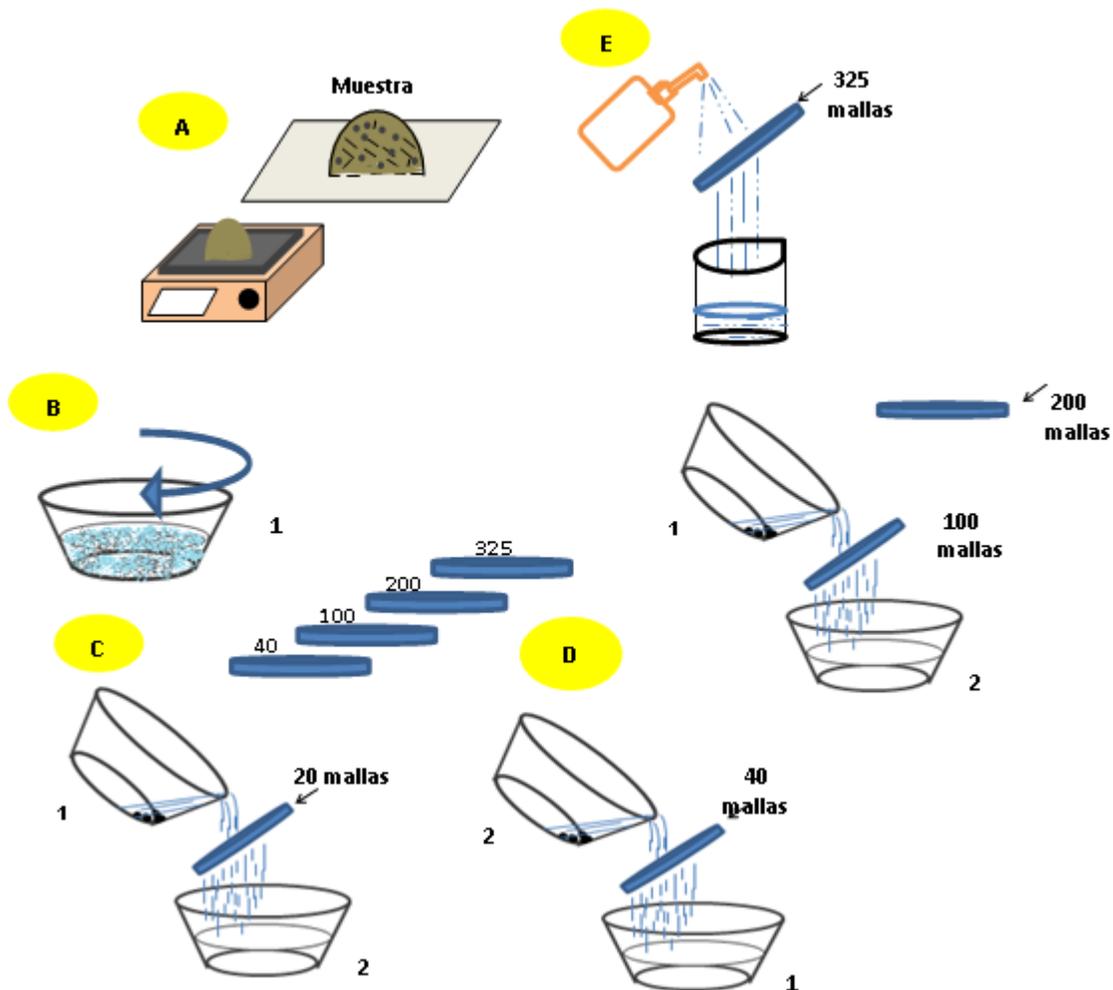
Se recolectaron muestras de suelo rizosférico naturalmente infestado con nematodos agalladores en campos agrícolas cultivados con jitomate, en Romita, Guanajuato, durante el ciclo agrícola primavera-verano del año 2011.

Las muestras de suelo se procesaron en el laboratorio de nematodos fitopatógenos, donde se efectuó la extracción de los especímenes, para su identificación y multiplicación en macetas con plantas de jitomate variedad Río Grande y disponer de un banco de nematodos (Figura 5).

La extracción se hizo mediante tamizado de Cobb (1918), la cual se describe a continuación:

- A. Se homogenizaron las muestras de suelo, mediante inversión.
- B. Se colocaron 100 g de suelo en una bandeja de plástico que contenía aproximadamente un litro de agua, se mezcló perfectamente durante 20 segundos y se dejó reposar unos 30-40 segundos.
- C. Pasado el tiempo de reposo, se decantó el contenido sobre un juego de cinco tamices cuyo tamaño de malla en orden descendente fue de 20, 40, 100, 200 y 325 mallas.

- D. Se desecharon los residuos de suelo y material vegetal retenidos en los tamices 20 y 40. Mientras que el contenido de los tamices 100 y 200 mallas se arrastró con chorro de agua al tamiz de 325 mallas.
- E. Con la ayuda de una pizeta se transfirieron los nematodos y residuos retenidos sobre la malla del tamiz de 325 a un vaso de precipitado de 150 mL para su posterior observación e identificación bajo microscopio estereoscópico y compuesto.



**Figura 5.** Procesamiento de muestras edáficas procedentes de Romita, Guanajuato, mediante tamizado de Cobb (1918).

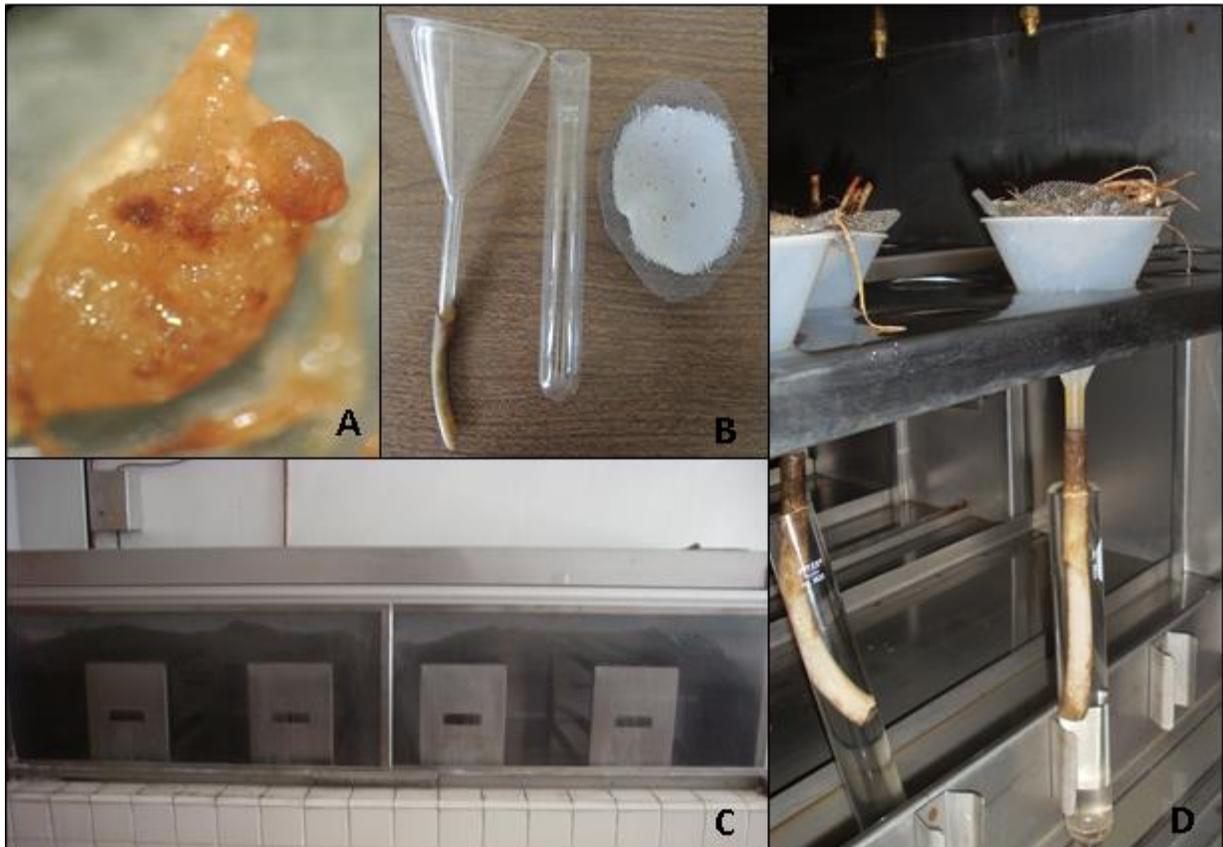
Una vez extraídos los nematodos se procedió a su identificación haciendo uso de la clave ilustrada por género de Mai *et al.* (1996), para lo cual se utilizaron especímenes vivos.

### **2.3.3. Prueba de patogenicidad**

Para determinar la viabilidad y capacidad patogénica de los especímenes recolectados en campos agrícolas de jitomate, se implementó un ensayo de patogenicidad. A su vez se llevó a cabo el incremento de los fitonematodos, para lo cual una vez que se comprobó su presencia en las muestras de suelo analizadas, se mezclaron con suelo desinfestado con dicloropropeno + cloropicrina. En bolsas de polietileno de 18 L de capacidad, que contenían la mezcla de suelo estéril y suelo naturalmente infestado procedente del campo, se trasplantaron plántulas de jitomate cv. Río Grande de 30 días de edad y se mantuvieron en el invernadero a 28 °C ( $\pm 3$  °C) hasta observar la formación de agallas en las raíces de las plantas. Las plantas se regaron periódicamente y se fertilizaron con triple 17 (N-P-K, 17-17-17) semanalmente vía edáfica. Este suelo y raíces agalladas se utilizaron como fuente de inóculo para el bioensayo en invernadero y para la identificación a nivel de especie.

### **2.3.4. Extracción de especímenes de muestras vegetales para la identificación**

Con agua de la llave, se lavaron cuidadosamente las raíces agalladas procedentes del invernadero, para retirar el exceso de suelo contenido en ellas. Se fragmentaron las raíces y se pesaron 100 g de estas. Se colocaron sobre una malla galvanizada y se introdujeron en la cámara de nebulización por 72 horas, la cual emite nebulizaciones de cinco segundos cada cinco minutos (Figura 6). Los especímenes extraídos se mantuvieron en agua destilada aireada y posteriormente fueron identificados morfológicamente (Condoy *et al.*, 2012).



**Figura 6.** Extracción en cámara nebulizadora: A) raíz agallada con masa de huevos, B) materiales utilizados para la extracción, C) vista frontal y D) arreglo de los embudos para la extracción de nematodos dentro de la cámara.

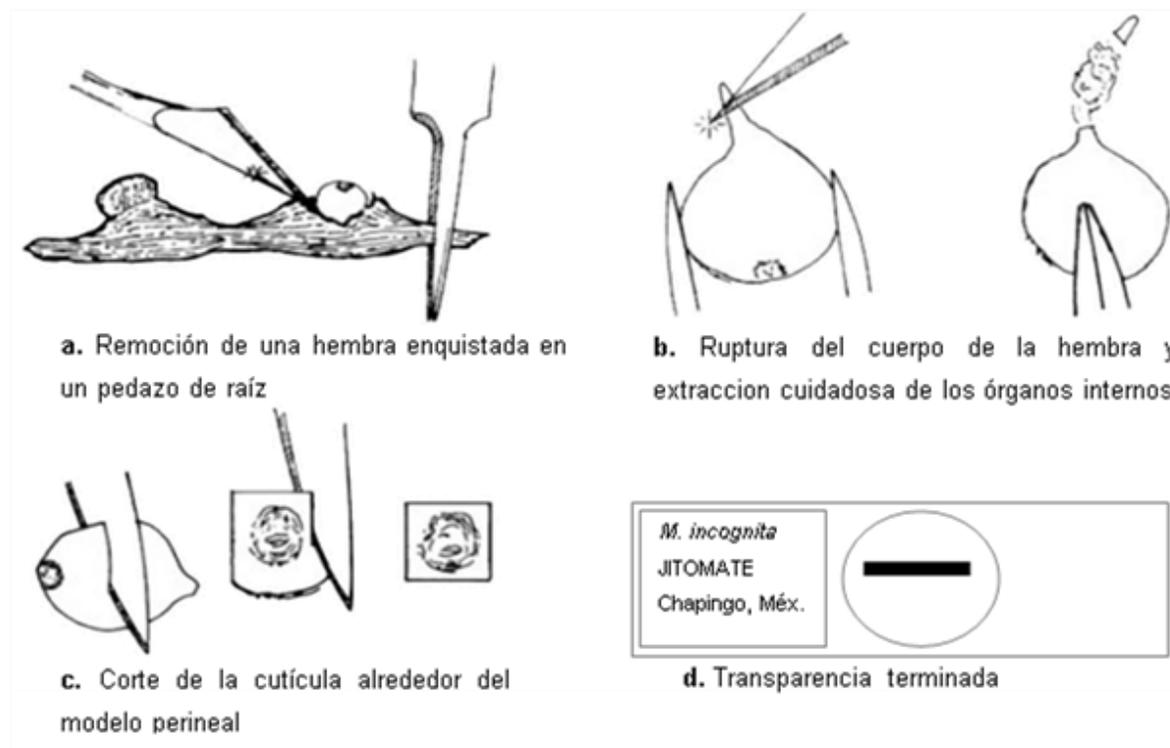
### 2.3.5. Identificación de la especie de *Meloidogyne*

La característica más utilizada para la identificación de las especies de *Meloidogyne*, es la morfología del patrón perineal que está localizado en la región posterior del cuerpo de las hembras adultas, para lo cual se procedió de la metodología siguiente: Las hembras fueron extraídas, fraccionando el material vegetal en pedazos pequeños, que se observaron bajo microscopio estereoscópico; con una aguja de disección se separó cuidadosamente el tejido de la lesión ocasionada por el nematodo y se extrajeron las hembras.

Las hembras extraídas se colocaron en cajas petri con agua destilada, para su conservación y posterior identificación (Cepeda, 1995).

Las hembras se colocaron en portaobjetos que contenían una gota de agua y una de glicerina. Con una aguja de disección se fijó la hembra y se realizó una ruptura cerca

del cuello, se apretó ligeramente para sacar el contenido intestinal del cuerpo. Con un bisturí se cortó transversalmente en la parte media del cuerpo y cuidadosamente, se removieron los residuos de tejidos que quedaron en el interior del cuerpo, con el fin de identificar con mayor facilidad las líneas anales y vulvares, para lograr lo anterior se conservó la región del ano y la vulva. El corte perineal se realizó en forma de cuadro y se colocó sobre un portaobjetos tapándolo con un cubreobjetos. Se sellaron las orillas con esmalte transparente (Hartman y Sasser, 1985; Hirschmann, 1985; Jepson, 1987; Riggs, 1990; Charchar y Eisenback, 2000; Shurtleff y Averre, 2000; Karssen, 2002) (Figura 7). Finalmente, se observaron bajo microscopio compuesto y se compararon por medio de las claves de Taylor y Sasser (1983).



**Figura 7.** Procedimiento para realizar cortes perineales. Fuente: Gilchrist *et al.*, 2005.

## 2.4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 2.4.1. Prueba de patogenicidad

Se realizó con el propósito de determinar la viabilidad de los nematodos y su capacidad de enfermar a plantas de jitomate cv. Río grande, previo al establecimiento del ensayo de control. El 100% de las plantas inoculadas presentaron porcentajes de agallamiento superiores al 95%. Las plantas de jitomate resultaron altamente susceptibles, desarrollando agallas hasta en el exterior del suelo; las cuales colapsaron todo el sistema radical en general fueron agallas largas e irregulares tal como lo encontró García (1998). Las agallas mostraron características típicas del agallamiento ocasionados por *M. incognita* (Figura 8).



**Figura 8.** Incremento de poblaciones: A) producción de plántulas de jitomate cv. Río Grande y B) raíces de jitomate agalladas por *Meloidogyne incognita* (flecha amarilla).

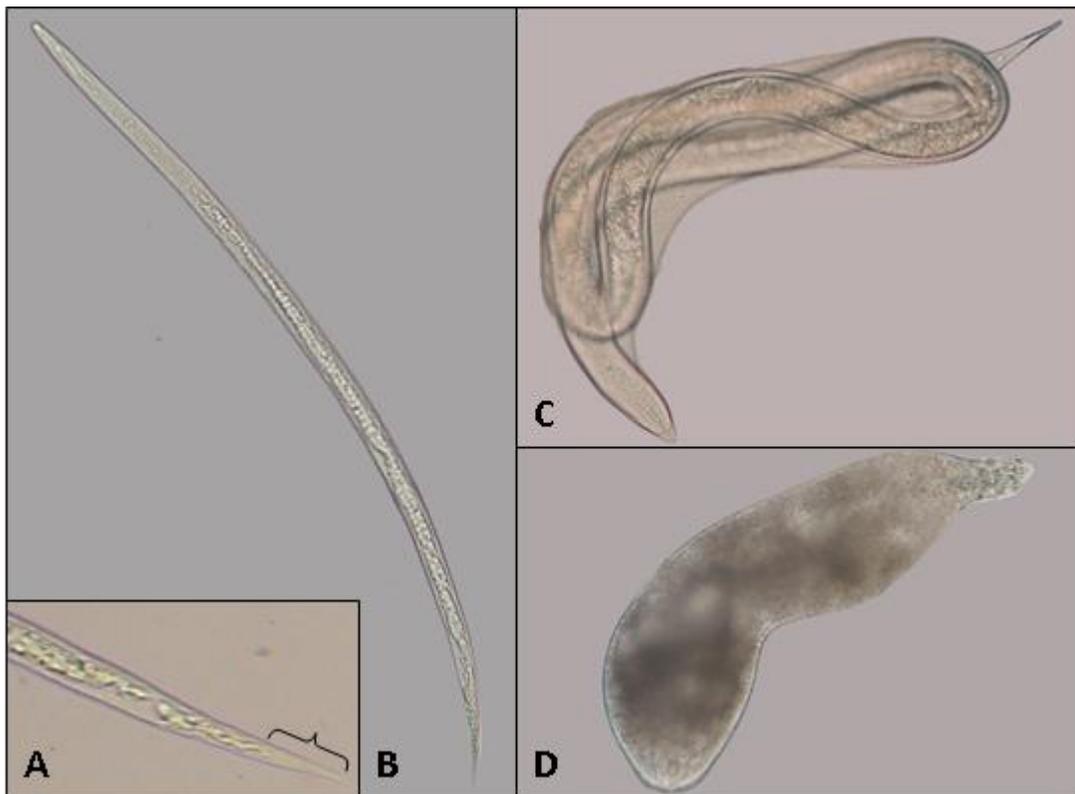
### 2.4.2. Periodo de incubación

En las plantas inoculadas (transplantadas en suelo naturalmente infestado), la aparición de las primeras agallas verdaderas ocurrió aproximadamente en los primeros 30-35 días después del transplante, es decir, el nematodo requirió entre 259 y 302 horas luz totales. Sin embargo, para que el nematodo completará su ciclo y causará el agallamiento del sistema radical requirió de 470 horas luz, lo cual coincide con las observaciones de López-Perez *et al.* (2004).

### 2.4.3. Identificación de la especie de *Meloidogyne*

Los especímenes extraídos de las muestras de suelo presentaban estilete, con movimientos suaves y ondulados en el plano dorsoventral (los organismos que se mueven rápidamente usualmente son de vida libre) lo cual coincide con lo reportado por Condoy *et al.* (2012) para nematodos fitopatógenos.

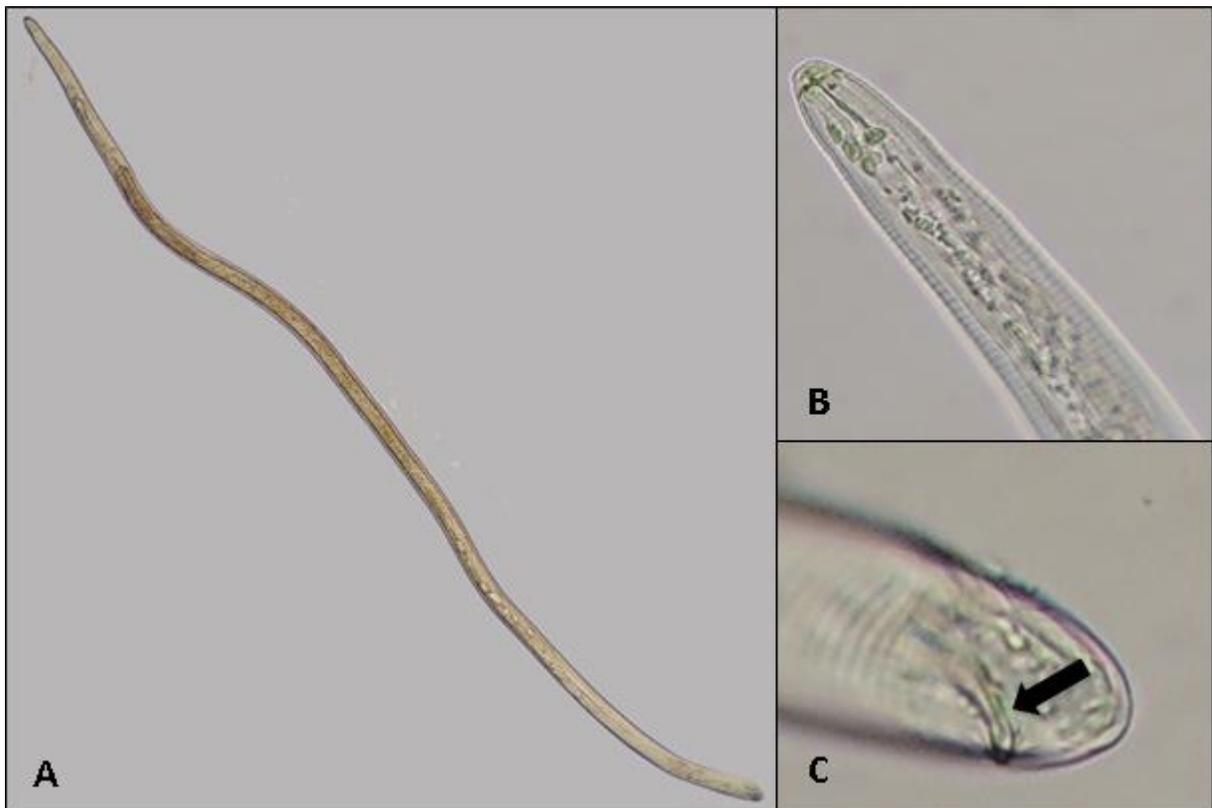
Las características morfológicas encontradas en los juveniles ( $J_2$ ) fueron: vermiformes, estilete delgado con nódulos pequeños, ligeramente separados y redondeados, región labial con uno a tres anillos incompletos y un disco labial esclerotizado, la cola redondeada o ligeramente puntiaguda y una región hialina terminal (Figura 9). Estas características coinciden con las reportadas para los  $J_2$  de *Meloidogyne* spp., hechas por varios autores (Eisenback y Triantaphyllou, 1991; Eisenback, 1997; Hunt *et al.*, 2005; Guzmán *et al.*, 2006). En el tercer estadio ( $J_3$ ) el nematodo fue más grueso que el  $J_2$ , carecían de estilete y bulbo medio del esófago como lo documentaron Taylor y Sasser (1983) y Agrios (2005).



**Figura 9.** *Meloidogyne* spp. A) Región hialina de la cola de un Juvenil de segundo estadio, B) juvenil de segundo estadio C y D) juveniles de cuarto estadio.

El último estadio juvenil ( $J_4$ ) presentó forma de salchicha y estilete no funcional (Siddiqi, 2000; Moens *et al.*, 2009). Cabe mencionar que en este estadio fue posible diferenciar un macho de una hembra (Agrios, 2005).

Para la identificación de los machos adultos se observó que son migratorios, elongados, vermiformes, región labial con disco labial grande y redondeado, cóncavo centralmente y generalmente más alto que los labios medios y de uno a tres labios, estilete largo y robusto con nódulos largos en su base, la cutícula presentó anulaciones muy marcadas, con glándulas esofágicas sobrepuestas ventralmente. Cola redondeada y corta, con espículas pareadas y delgadas, gobernáculos simples y sin bursa (Figura 10). Estas características coinciden con las descritas por Eisenback y Triantaphyllou, 1991; Eisenback, 1997; Siddiqi, 2000; Hunt y Handoo, 2009, para los machos del género *Meloidogyne*.

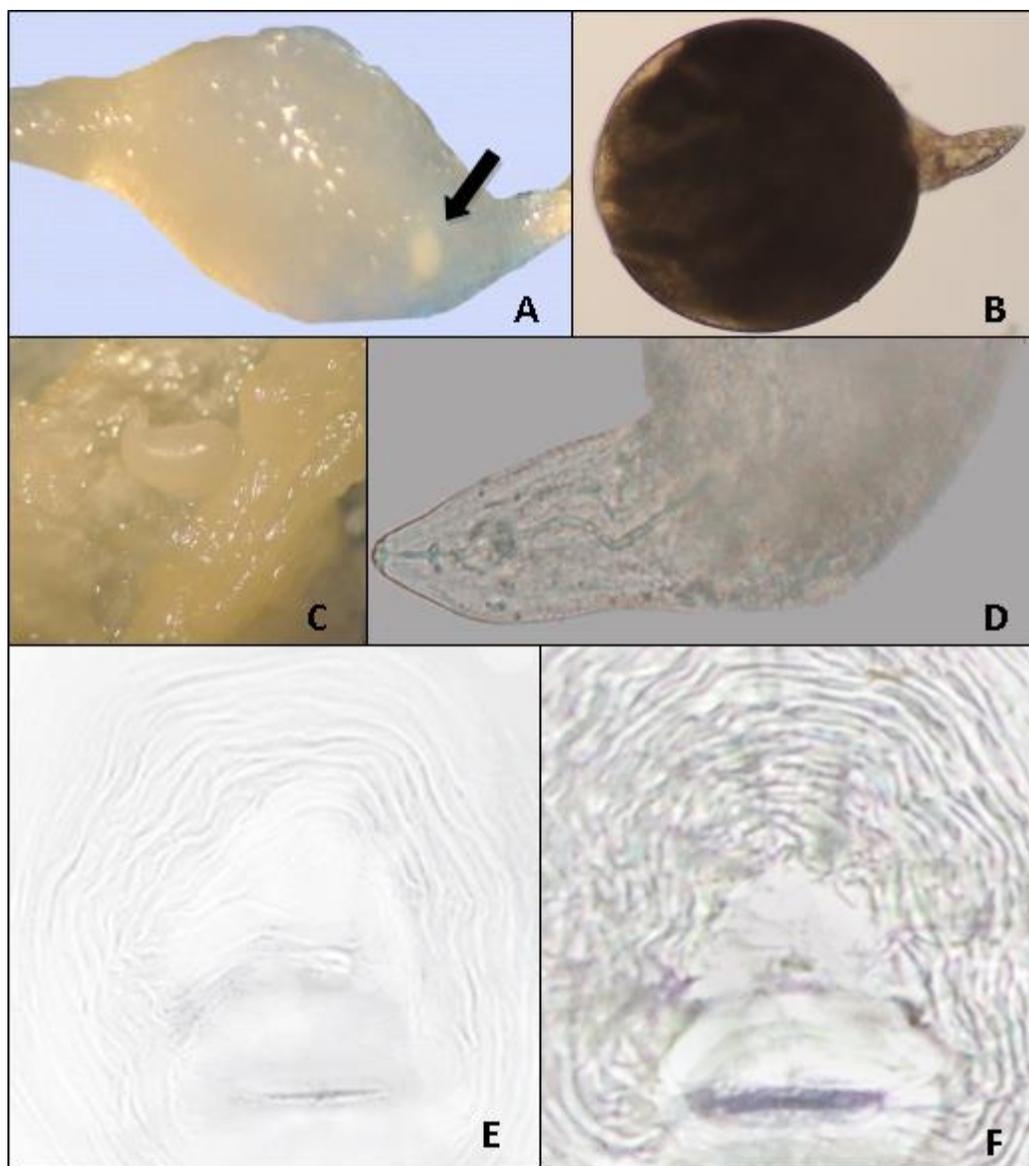


**Figura 10.** Macho de *Meloidogyne* spp. A) Adulto vermiforme, B) región anterior y C) región posterior de un macho mostrando la espícula (flecha negra).

Es importante mencionar que la extracción de los machos fue directamente del suelo y no de la raíz, por lo que se confirma que son de vida libre como lo reportaron Eisenback y Triantaphyllou (1991).

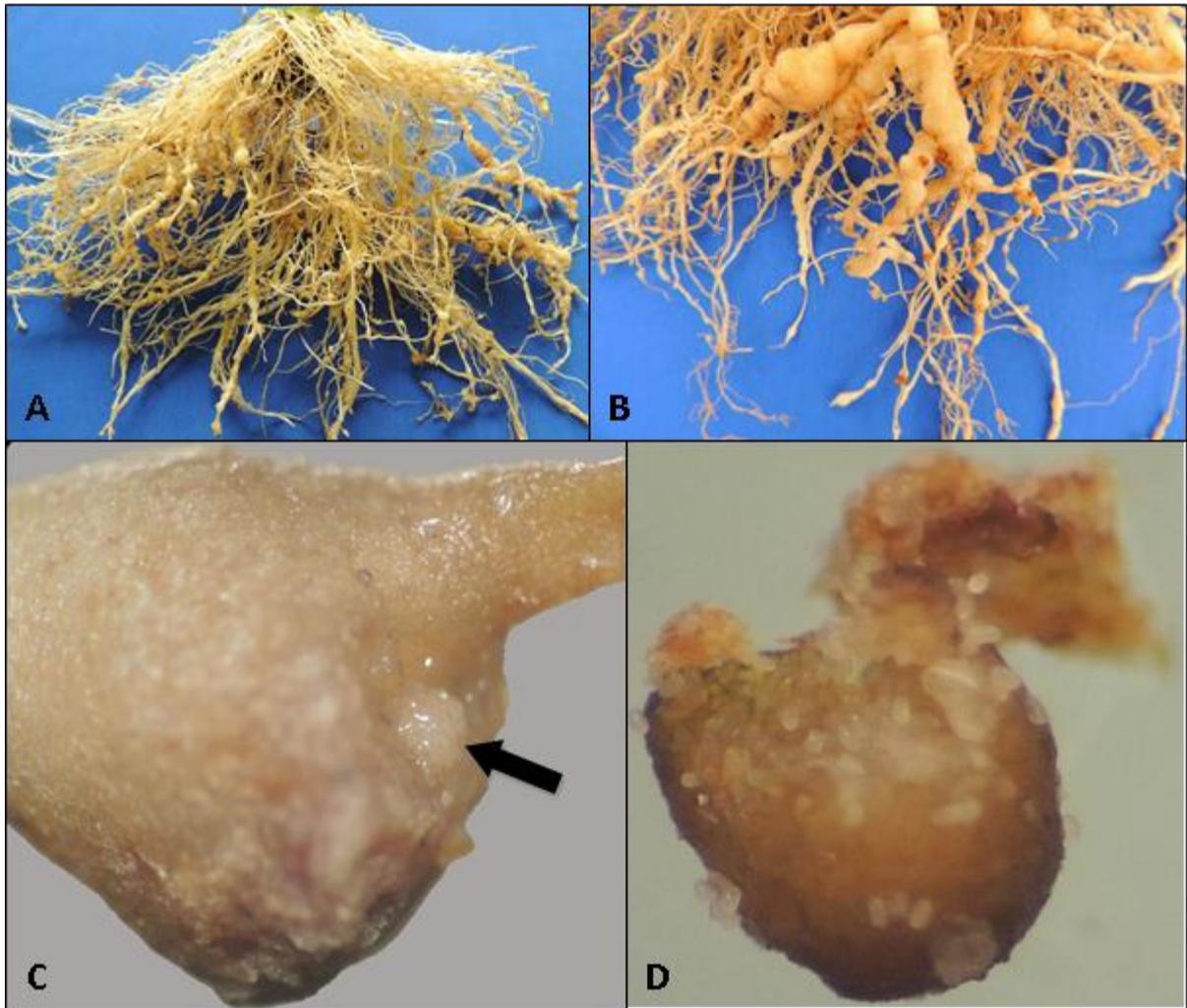
Para el caso de la identificación de hembras adultas, las características morfológicas fueron: cuerpo blanco, globular a piriforme, sin protuberancia terminal posterior, cuello corto y algunas veces muy largo, la cutícula presentó anulaciones finas formando el patrón perineal alrededor de la vulva y el ano, estilete largo y delgado con tres nódulos basales redondos. En el esófago se observó el lumen del procorpus y el bulbo medio o metacorpus el cual era cilíndrico, trirradiado y esclerotizado; cabe mencionar que el poro excretor se localizó antes del bulbo medio del esófago y posterior a los nódulos del estilete. Estas características concuerdan con las descritas para las hembras de *Meloidogyne* spp., reportadas por varios autores (Bird, 1979; Eisenback, 1985; Eisenback y Triantaphyllou, 1991; Siddiqi, 2000; Karszen y Moens, 2006; Hunt y Handoo, 2009).

En el análisis morfológico de la región perineal, se observó un arco dorsal alto y cuadrado, con estrías lisas onduladas y en zig-zag, líneas laterales no visibles, sin alas y sin puntuaciones subcuticulares en el término de la cola, estas características coinciden para *Meloidogyne incognita* (Figura 11) de acuerdo con Taylor (1968), Taylor y Sasser (1983), Shurtleff y Averre (2000) y Guzmán *et al.* (2008). Se utilizó la técnica de patrones perineales para la identificación de especies de *Meloidogyne* porque es rápido y de bajo costo, además el patrón perineal fue el carácter morfológico más útil en la identificación de especies de *Meloidogyne* como lo hicieron Guzmán *et al.* (2008).



**Figura 11.** A) Hembra de *M. incognita* embebida en una raíz agallada de jitomate (flecha negra), B) típica hembra adulta, C) hembra en raíz de jitomate, D) región anterior de la hembra adulta y E-F) corte perineal de *M. incognita*.

Es importante señalar que el síntoma típico observado en la planta de jitomate al ser atacada por *M. incognita* fue la formación de pequeñas hinchazones o agallas largas e irregulares en las raíces absorbentes y jóvenes (Figura 12), lo anterior coincide con lo encontrado por García (1998). Cabe señalar que las hembras adultas se hallaron dentro del tejido de la raíz, según Agrios (2005) después de varias generaciones una misma agalla puede contener un gran número de hembras de varias edades.



**Figura 12.** Agallamiento ocasionado por *Meloidogyne incognita*. A-B) Raíces agalladas de jitomate, 75 días después del transplante, C) masa de huevos en raíz agallada (flecha negra) y D) huevos de *M. incognita*.

## 2.5. CONCLUSIONES

Con base en la descripción de los caracteres morfológicos del J<sub>2</sub>, macho y patrón perineal de la hembra se determinó que la especie de *Meloidogyne* que ataca el cultivo de jitomate en Romita, Guanajuato fue *M. incognita*. El J<sub>2</sub> fue vermiforme, presentó un estilete delgado, cola ligeramente puntiaguda y con la región hialina en su parte terminal. La región cefálica con dos o tres anillos incompletos y el estilete largo y robusto fueron los caracteres más útiles para identificar al macho. El patrón perineal de la hembra mostró un arco dorsal alto y cuadrado, con estrías lisas onduladas y en zig-zag, líneas laterales no visibles, sin alas y sin puntuaciones subcuticulares en el término de la cola. De acuerdo a estas descripciones, la especie de *Meloidogyne* que indujo las agallas en las raíces de las plantas de jitomate procedentes de romita estado de Guanajuato, y en las pruebas de patogenicidad analizados en el invernadero correspondieron a *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood 1949.

## 2.6. LITERATURA CITADA

- Abad, P., B. Favery, M. N. Rosso, and P. C. Sereno. 2003. Pathogen profile root-knot nematode parasitism and host response: molecular basis of a sophisticated interaction. *Molecular Plant Pathology* 4 (4): 217-224.
- Agrios G. N. 2005. *Plant pathology*. 5th Edition. Elsevier Academic Press. San Diego, California, U.S.A. 922 p.
- Anónimo. 2008. Annual report (2006-2007). Bangladesh Agricultural Reserch Institute (BARI), Joydebpur, Gazipu. Plant Pathology Division. 95 p.
- Bird A. F. 1979. Morphology and ultrastructure. In: Root-knot nematodes (*Meloidogyne* species); systematics, biology, and control. Lamberti F., and C. E. Taylor (eds.). Academic Press, London and New York. pp. 59-84.
- Carrillo, F, J. A., R. S. García E., R. Allende M., I. Marquez Z., y J. E. Cruz O. 2000. Identificación y distribución de especies del nematodo nodulador (*Meloidogyne* spp.) en hortalizas, en Sinaloa, México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 18:115-119.
- Cepeda M. 1995. *Prácticas de nematología agrícola*. México, D.F. Editorial Trillas. 109 p.
- Charchar J. M., and J. D Eisenback. 2000. An improved technique to prepare perineal patterns of root-knot nematodes for SEM. *Nematologia Brasileira* 24: 245-247.
- Cid Del Prado, V. I., T. Soto A., 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. *Agricultural Technology Circular* 1. Bureau of Plant Industry, United States Department of Agriculture, Washington, D. C.
- Condoy C. M., N. Marbán M., M. Vargas H., y A. Rebollar A. Prospección fitonematológica en viñedos del valle de Guadalupe, B.C. México. 2012. *Nematropica* 42 (1): 23-33.
- Eisenback D. J., and H. H. Triantaphyllou. 1981. Root-knot nematode: *Meloidogyne* species and races. *Journal of Nematology* 2: 26-32.
- Eisenback J. D. 1985. Diagnostic characters useful in the identification of the four most common species of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) In: An

- advanced treatise on *Meloidogyne*. Volume I: Biology and Control. Sasser, J. N., and C. C. Carter (eds.). A cooperative publication of the Department of Plant Pathology and the United States Agency for International Development, North Carolina State University Graphics, Raleigh, North Carolina, U. S. A. pp. 95-112.
- Eisenback J. D., and H. H. Triantaphyllou. 1991. Root-knot nematodes: *Meloidogyne* species and races. *In: Manual of Agricultural Nematology*. Nickle W. R. (ed.). Marcell Dekker, New York. pp. 191-274.
- Eisenback J. D. 1997. Root-knot nematode taxonomic database. CAB International, Wallingford, UK (CD-ROM).
- García de Lujan, A. 1998. Nematodos. *In: Los parasitos de la vid: estrategias de protección razonada*. Barrios I. S. G., R. Castillo L., R. Coscolla R., A. Lucas E., J. L. Pérez M., y J. Toledo P. (Eds.). Madrid, España. Ediciones Mundi-Prensa. pp. 149-162.
- García E. 1987. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Koppen. 4ª edición. México, D.F. 64 p.
- Gilchrist S. L., G. Fuentes D., C. Martínez C., R. M. López A., E. Duveiller, P. Singh R., M. Henry, y A. García I. 2005. Guía práctica para la identificación de algunas enfermedades de trigo y cebada. Segunda edición. México, D.F. CIMMYT.
- Guzmán P. R. A., J. de D. Jaraba N., E. Caswell C., E. Zavaleta M., and I. Cid del Prado V. 2006. Spatial distribution of *Meloidogyne* species and races in the tomato (*Lycopersicum esculentum* Mill.) producing region of Morelos, México. *Nematropica* 36 (2): 209-224.
- Guzmán P. R. A., B. Hernández F., F. Franco N., y M. Cadena H. 2008. Nematodos agalladores en la Vega de Metztitlán, Hidalgo, México: Identificación, distribución espacial y relación con factores edáficos. *Nematropica* 38 (1): 47-61.
- Hartman K. M., and J. N. Sasser. 1985. Identification of *Meloidogyne* species on the basis of differential host test and perineal-pattern morphology. *In: An advanced treatise on Meloidogyne*. Volume II: Methodology. Barker, K. R., C. C. Carter,

- and J. N. Sasser (eds.). North Carolina State University Graphics, Raleigh, North Carolina. pp. 69-77.
- Hassanpouraghdam M. B., F. Sheraki, J. Emarat P., and M. Safishalamzari. 2011. Sesquiterpene rich volatile seed oil of *Tagetes patula* L. from northwest iran. *Journal of Central European Agriculture* 12(2): 304-311.
- Hirschmann H. 1985. The genus *Meloidogyne* and morphological characters differentiating its species. *In: An advanced treatise on Meloidogyne*. Volume I: biology and control. Sasser, J. N., and C. C. Carter (eds.). A cooperative publication of the Department of Plant Pathology and the United States Agency for International Development, North Carolina State University Graphics, Raleigh, North Carolina, U. S. A. pp. 79-93.
- Hunt D. J., M. Luc and R. H. Manzanilla L. 2005. Identification, morphology and biology of plant parasitic nematodes. *In: Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture*. Luc M., R. A. Sikora, J. Bridge (eds.). CABI Bioscience, Egham, UK. pp. 11-52.
- Hunt D. J., and Z. A. Handoo. 2009. Taxonomy, identification and principal species. *In: Root-knot nematodes*. Perry, N. R., M. Moens, and J. L. Starr (Eds.). London, UK. CABI publishing. pp. 55-97.
- Jepson S. B. 1987. Identification of root-knot nematodes (*Meloidogyne* species). Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal, UK.
- Karszen G. 2002. The plant-parasitic nematode genus *Meloidogyne* Göldi, 1892 (Tylenchida) in Europe. Brill Academic Publishers, Leiden, The Netherlands.
- Karszen G., and M. Moens. 2006. Root-knot nematodes. *In: Plant nematology*. Perry, R. N., and M. Moens (eds.). CAB International, Wallingford, UK. pp. 59-90.
- Mai F. W., Mulli, G. P., Lyon, H. H. and Loeffler, K. 1996. Plant-parasitic nematodes: A pictorial key to genera. 5<sup>a</sup> ed. Comstock Publishing Associates-Cornell University Press. Ithaca, New York. 269 p.
- Moens M., R. N. Perry., and J. L. Starr. 2009. *Meloidogyne* species a diverse group of novel and important plant parasites. *In: Root-knot nematodes*. Perry, N. R., M. Moens, and J. L. Starr (Eds.). London, UK. CABI publishing. pp. 1-17.

- López-Pérez J. A., L. Robertson, A. Bello, M. Escuer, M. A. Díez-Rojo, A. Piedra-Buena, C. Ros y C. Martínez. 2004. Resistencia en pimiento a nematodos formadores de nódulos del género *Meloidogyne* Göldi, 1982. *Actas de Horticultura* 41: 149-152.
- Riggs R. D. 1990. Making perineal patterns of root-knot nematodes and vulval cones of cyst nematodes. *In: Plant nematology laboratory manual*. Zuckerman, B. M., W. F. Mai, and L. R. Krusberg (eds.). University of Massachusetts Agricultural Experiment Station, Amherst, Massachusetts. pp. 103-106.
- Siddiqi M. R. 2000. *Tylenchida: parasites of plants and insects*. CAB International, Wallingford, UK.
- Shurtleff M. C., and C. W. Averre. 2000. *Diagnostic plant diseases causes by nematodes*. APS Press, St Paul, Minnesota.
- Taylor A. 1968. *Introducción a la nematología vegetal aplicada*. Guía de la FAO para el estudio y combate de los nematodos parásitos de las plantas. Roma: Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y Alimentación. 131 p.
- Taylor A. L., y J. N. Sasser, 1983. *Biología, identificación y control de los nematodos de nódulo de la raíz (especies Meloidogyne)*. Proyecto Internacional *Meloidogyne*. Artes gráficas de la Universidad del Estado de Carolina del Norte, Estados Unidos. 111 p.
- Trudgill, D. L., and V. C. Blok. 2001. Apomictic, polyphagous root-knot nematodes: exceptionally successful and damaging biotrophic root pathogens. *Annual Review of Phytopathology* 39: 53-77.

## CAPÍTULO III. MANEJO BIOLÓGICO Y QUÍMICO ORGÁNICOS DE *Meloidogyne incognita* (Kofoid y White) Chitwood, EN EL CULTIVO DE JITOMATE EN AGRICULTURA PROTEGIDA

### 3.1. RESUMEN

Se evaluó la eficacia de productos biológicos: *Paecilomyces lilacinus* (1, 2 y 3), *Azotobacter vinelandii* + *Clostridium pasteurianum*, Diatomea, y productos químicos orgánicos: Azadiractina + salanina + meliantról, cineloe + sesquiterpenos, berberina + argemonina + ricinina +  $\alpha$ -terthienyl, resinas + ácidos orgánicos, extracto, progranin QAYA-1, clave QGA-821, ricinina + ricinoleína + ácido cianhídrico, ácido quilaico, quitosano + quitina + aminoácidos, quitina + aminoácidos, biofumigación con residuo y extracto de *Brassica oleracea* var. Itálica sobre *Meloidogyne incognita* Kofoid y White) Chitwood en plantas de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) bajo condiciones de agricultura protegida. Los tratamientos se establecieron bajo un diseño experimental de bloques completos al azar con tres repeticiones. Se utilizaron plantas de jitomate var. Rio grande de 30 días de edad en microparcels con suelo infestado con juveniles de *M. incognita*. La biofumigación con extracto de brócoli en dosis de  $75 \text{ t}\cdot\text{ha}^{-1}$  presentó la menor población final con  $21 \text{ J}_2$  y redujo el porcentaje de agallamiento en 96% con una eficacia de 92%. Por otra parte, *Paecilomyces lilacinus* (*P. lilacinus* 1) en dosis de  $12 \text{ L}\cdot\text{ha}^{-1}$  presentó una población final de  $51 \text{ J}_2$ , disminuyendo el porcentaje de agallas en 88.9%, reflejándose en una eficacia de control de 72.2%. El rendimiento más alto se obtuvo en plantas tratadas con resina + ácidos orgánicos a  $20 \text{ L}\cdot\text{ha}^{-1}$  y con *P. lilacinus* 3 ( $1 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ ) con 562.5 y 396.6 g por planta, respectivamente.

**Palabras clave:** Nematodo agallador, biofumigación, *Paecilomyces lilacinus*

### 3.2 INTRODUCCIÓN

El jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) es una de las hortalizas de mayor importancia agrícola y económica en México y es fuertemente afectada por el nematodo agallador *M. incognita*. Este grupo de parásitos obligados es uno de los mayores obstáculos para la producción agrícola del mundo, generando pérdidas superiores del 24% anualmente en países en desarrollo (Baicheva *et al.*, 2002). Entre los cultivos que parasitan en el mundo sobresalen: chile (*Capsicum annum* L.), tomate (*Solanum lycopersicum* L.), betabel (*Beta vulgaris* L.), sandía (*Citrullus vulgaris* L.), guayaba (*Psidium guajava* Mill), tabaco (*Nicotiana tabacum* L.), pepino (*Cucumis sativus* L.), berenjena (*Solanum melogena* L.), café (*Coffea arabica*), girasol (*Helianthus annus* L.), alfalfa (*Medicago sativa* L.), durazno (*Prunus persica* L.), vid (*Vitis vinifera*), etc., (Sikora y Fernández, 2006; Sogut y Elekcioglu, 2007).

El manejo de fitonematodos en los sistemas de producción intensivas se basan principalmente en el uso de productos químicos fumigantes y no fumigantes. Sin embargo, la mayoría de estos productos han sido objeto de fuertes regulaciones y restricciones para su uso debido principalmente a su alta toxicidad a mamíferos, alta persistencia en el suelo y contaminación del agua de mantos freáticos (Nico *et al.*, 2004). Las estrictas demandas sobre inocuidad alimentaria por parte de los consumidores y las restricciones en el uso de los nematocidas, conducen a la búsqueda e identificación de alternativas de control compatibles con el ambiente y la sanidad del agroecosistema (Pandey *et al.*, 2005). Entre estas alternativas encontramos a los productos biológicos y químico orgánicos (extractos) tales como: Progranic<sup>®</sup> Nimcide 80 (*Azadirachta indica*), Progranic<sup>®</sup> Ultra (*Tagetes* spp.), Progranic<sup>®</sup> Mega (*Larrea tridentata*), Progranic<sup>®</sup> Sigma (*Ricinus communis*), QL Agri<sup>®</sup> 35 (*Quillaja saponaria*), Bio Qcomplex<sup>®</sup> (quitosano + quitina + aminoácidos), HYT C<sup>®</sup> (quitina + aminoácidos), Spectrum<sup>®</sup> Pae L (*Paecilomyces lilacinus*), Nemarro<sup>®</sup>t (*Paecilomyces lilacinus*). Por lo anterior, el propósito de esta investigación fue evaluar la eficacia de productos biológicos y químico orgánicos contra *M. incognita* en plantas de jitomate bajo condiciones de agricultura protegida.

### **3.3. MATERIALES Y MÉTODOS**

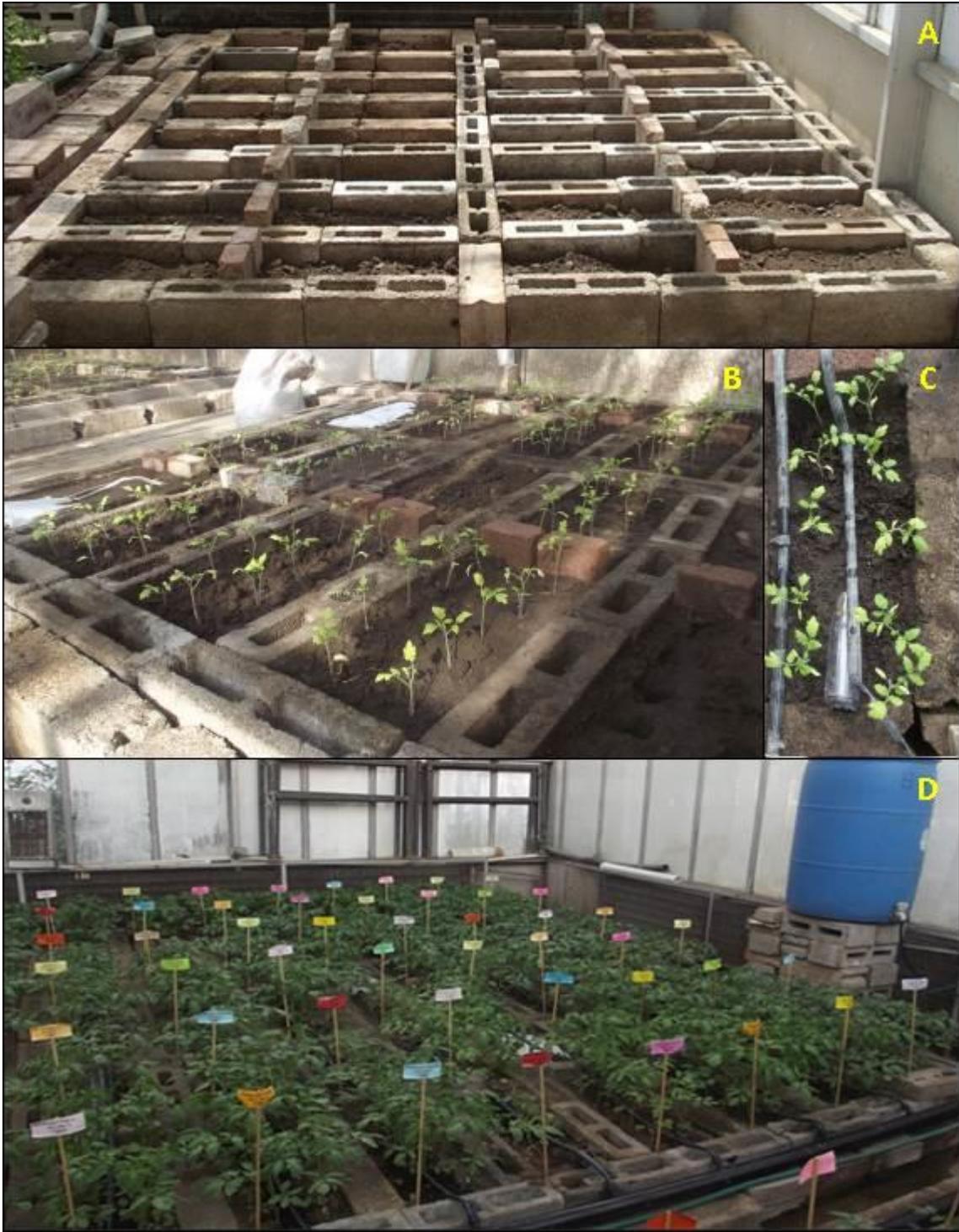
#### **3.3.1. Obtención del inóculo e inoculación**

Se recolectaron muestras de suelo de un campo comercial de jitomate en Romita, Guanajuato infestado con *M. incognita*, las cuales se mezclaron con suelo franco arenoso desinfestado con dicloropropeno + cloropicrina para contar con suficiente material edáfico para la parcela experimental.

Para garantizar la presencia de *M. incognita* en las microparcels se inocularon también, pedazos de raíces agalladas por *M. incognita* distribuyéndolas de manera uniforme en cada microparcels (Cuadro 7 y 8). Posteriormente se regó ligeramente para evitar la desecación del material inoculado y activar a los juveniles presentes en el suelo.

#### **3.3.2. Descripción de la unidad experimental**

La unidad experimental estuvo constituida por microparcels de 50x30x20 cm (largo-ancho-alto) que contenían suelo franco arenoso (pH 7.09, arena:arcilla:limo, 64:10:26) desinfestado con dicloropropeno + cloropicrina (Fig. 13). En cada microparcels se transplantaron 10 plantas de jitomate cv. Río grande de 30 días de edad. Las plantas se mantuvieron en invernadero durante 75 días, regándolas diariamente mediante goteo y fertilizándolas, semanalmente, con la solución nutritiva universal de Steiner (SNUS) (Cuadro 4).



**Figura 13.** Parcela experimental para evaluar el efecto nematocida de productos químico-orgánicos y biológicos. A) Construcción de parcela experimental, B) Plantas de jitomate de 30 días de edad, C) Detalle de la unidad experimental y D) Distribución de los tratamientos en un diseño de bloques completos al azar.

Durante los primeros 15 días después del trasplante, se utilizó la solución nutritiva diluida a una concentración del 50%; durante los 21 días siguientes se aumentó al 75% y en adelante se empleó la solución al 100% tal como lo menciona Pérez y Castro (2011).

**Cuadro 4.** Cantidad de fertilizantes empleados para preparar 200 L de solución nutritiva para la producción intensiva de jitomate en invernadero.

Fuente	Molécula	SNUS (%)		
		100	75	50
		cantidad (g)		
Ácido fosfórico 75%	H <sub>3</sub> PO <sub>4</sub>	23 mL	17.25 mL	11.5 mL
Sulfato de potasio	K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	52.2	39.15	26.1
Sulfato de magnesio	MgSO <sub>4</sub> ·7H <sub>2</sub> O	98.4	73.8	49.2
Nitrato de magnesio	KNO <sub>3</sub>	60.6	45.45	30.3
nitrato de calcio	Ca(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> ·4H <sub>2</sub> O	212.4	159.3	106.2
Sulfato ferroso	FeSO <sub>4</sub> ·7H <sub>2</sub> O	10	7.5	5
Sulfato de manganeso	MnSO <sub>4</sub> ·4H <sub>2</sub> O	1	0.75	0.5
Sulfato de zinc	ZnSO <sub>4</sub> ·7H <sub>2</sub> O	0.4	0.3	0.2
Sulfato de cobre	CuSO <sub>4</sub> ·5H <sub>2</sub> O	0.4	0.3	0.2
Bórax	Na <sub>2</sub> B <sub>4</sub> O <sub>7</sub> ·10H <sub>2</sub> O	2	1.5	1

Fuente: Pérez y Castro, 2011.

### 3.3.3. Tratamientos, diseño experimental y especificaciones de aplicación

Se evaluaron 12 productos químicos orgánicos: Progranik<sup>®</sup> Nimcide 80 (Azadiractina + salanina + meliantrol), Progranik<sup>®</sup> Ultra (cineloe + sesquiterpenos), Progranik<sup>®</sup> Mega (resinas + ácidos orgánicos), Biodi<sup>®</sup>e (berberina, argemonina, ricinina y  $\alpha$ -terthienyl), Progranik QAYA-1, clave QGA-821, Progranik<sup>®</sup> Sigma (ricinina + ricinoleina + ácido cianhídrico), QL Agri<sup>®</sup> 35 (ácido quilaico), Bio Qcomplex<sup>®</sup> (quitosano + quitina + aminoácidos, HYT C<sup>®</sup> (quitina + aminoácidos); cinco productos biológicos: Spectrum<sup>®</sup> Pae L, Nemarrot<sup>®</sup>, MPAE-002; los tres formulados con *Pecilomyces lilacinus*, Maya<sup>®</sup> Magic (*Azotobacter vinelandii* + *Clostridium pasteurianum*), Alibio<sup>®</sup>-BPG-Plus (Diatomea); dos tratamientos con residuo y extracto de *Brassica oleracea* var. Itálica; un producto químico fumigante: Telone<sup>®</sup> (dicloropropeno + cloropicrina); un nematocida no fumigante: Vydate<sup>®</sup> (oxamyl) y un testigo absoluto (Cuadro 5).

**Cuadro 5.** Tratamientos y dosis evaluados para el manejo biológico y químico orgánico de *M. incognita* en jitomate en agricultura protegida. Chapingo, México. 2012.

Trat.	Producto	I.A.	Dosis	Momento de aplicación (días)				kg o L·ha <sup>-1</sup>
				0	7	21	35	
1	Progranic <sup>®</sup> Nimcide 80	<i>Azadirachta indica:</i>	Baja	1.3	1.3	2.7	2.7	8
2	Progranic <sup>®</sup> Nimcide 80	Azadiractin, salanina y	Media	1.6	1.6	3.4	3.4	10
3	Progranic <sup>®</sup> Nimcide 80	meliantrol	Alta	2	2	4	4	12
4	Progranic <sup>®</sup> ultra	<i>Tagetes erecta:</i> Cineole y sesquiterpenos	Baja	2.6	2.6	5.4	5.4	16
5	Progranic <sup>®</sup> ultra		Media	3.3	3.3	6.7	6.7	20
6	Progranic <sup>®</sup> ultra		Alta	4	4	8	8	24
7	Progranic <sup>®</sup> Mega	<i>Larrea tridentata:</i>	Baja	2.6	2.6	5.4	5.4	16
8	Progranic <sup>®</sup> Mega	resinas y ácidos	Media	3.3	3.3	6.7	6.7	20
9	Progranic <sup>®</sup> Mega	orgánicos	Alta	4	4	8	8	24
10	Biodi <sup>®</sup> e	Berberina, argemonina, ricinina y α-terthienyl	Baja	2	2	4	4	12
11	Biodi <sup>®</sup> e		Media	2.6	2.6	5.4	5.4	16
12	Biodi <sup>®</sup> e		Alta	3.3	3.3	6.7	6.7	20
13	Progranic (QAYA)	Progranic QAYA-1	Baja	1.6	1.6	3.4	3.4	10
14	Progranic (QAYA)		Media	2	2	4	4	12
15	Progranic (QAYA)		Alta	2.3	2.3	4.7	4.7	14
16	Spectrum <sup>®</sup> Pae L	<i>Paecilomyces lilacinus</i>	Baja	0.7	0.7	1.3	1.3	4
17	Spectrum <sup>®</sup> Pae L		Media	1.33	1.33	2.67	2.67	8
18	Spectrum <sup>®</sup> Pae L		Alta	2	2	4	4	12

**Continuación del cuadro 5.**

Trat.	Producto	I.A.	Dosis	Momento de aplicación (Días)				kg o L·ha <sup>-1</sup>
				0	7	21	35	
19	Nematicida botánico		Baja	1.3	1.3	2.7	2.7	8
20	Nematicida botánico	Clave QGA-821	Media	2	2	4	4	12
21	Nematicida botánico		Alta	2.6	2.6	5.4	5.4	16
22	Progranic <sup>®</sup> Sigma	<i>Ricinus communis</i> :	Baja	2.6	2.6	5.4	5.4	16
23	Progranic <sup>®</sup> Sigma	Ricinina, ricinoleina y	Media	3.3	3.3	6.7	6.7	20
24	Progranic <sup>®</sup> Sigma	ácido cianhídrico	alta	4	4	8	8	24
25	QL Agri <sup>®</sup> 35	<i>Quillaja saponaria</i> :	Baja	2	2	4	4	12
26	QL Agri <sup>®</sup> 35	Ácido quillaico	Media	3.5	3.5	7	7	21
27	QL Agri <sup>®</sup> 35		Alta	5	5	10	10	30
28	Nemaroot <sup>®</sup>		Baja	0.25	0.25	0.5	0.5	1.5
29	Nemaroot <sup>®</sup>	<i>Paecilomyces lilacinus</i>	Media	0.5	0.5	1	1	3
30	Nemaroot <sup>®</sup>		Alta	0.75	0.75	1.5	1.5	4.5
31	MPAE-002		Baja	0.2	0.2	0.35	0.35	1.1
32	MPAE-002	<i>Paecilomyces lilacinus</i>	Media	0.25	0.25	0.5	0.5	1.5
33	MPAE-002		Alta	0.5	0.5	1	1	3
34	Maya <sup>®</sup> Magic	<i>Azotobacter vinelandii</i> +	Baja	1.6	1.6	3.4	3.4	10
35	Maya <sup>®</sup> Magic	<i>Clostridium</i>	Media	2.5	2.5	5	5	15
36	Maya <sup>®</sup> Magic	<i>pasteurianum</i>	Alta	3.3	3.3	6.7	6.7	20

**Continuación del cuadro 5.**

Trat.	Producto	I.A.	Dosis	Momento de aplicación (Días)				kg o L-ha <sup>-1</sup>
				0	7	21	35	
37	Bio Qcomplex <sup>®</sup>	Quitosano + quitina +	Baja	2	2	4	4	12
38	Bio Qcomplex <sup>®</sup>	aminoácidos +	Media	2.3	2.3	4.7	4.7	14
39	Bio Qcomplex <sup>®</sup>	glucosamina	Alta	2.6	2.6	5.4	5.4	16
40	HYT C <sup>®</sup>		Baja	0.66	0.66	1.33	1.33	4
41	HYT C <sup>®</sup>	Quitina + aminoácidos	Media	1	1	2	2	6
42	HYT C <sup>®</sup>		Alta	1.3	1.3	2.7	2.7	8
43	Residuo de brócoli		Baja					50 t.
44	Residuo de brócoli	<i>Brassica oleracea var.</i>	Media	Un mes antes del trasplante				75 t.
45	Residuo de brócoli	Italica	Alta					100 t.
46	Extracto de brócoli	<i>B. oleracea var. Itálica</i>	Media					75 t.
47	Alibio <sup>®</sup> BPG-plus	<i>Diatomea</i>	Media	400g	400g	400g	400g	1.6
48	Telone <sup>®</sup>	Dicloropropano +	Baja	10 días antes del trasplante				2
49	Telone <sup>®</sup>	cloropicrina	Media	10 días antes del trasplante				4
50	Vydate <sup>®</sup>	Oxamyl	Alta	Al momento del trasplante				4
51	Testigo absoluto	Agua destilada	--					---

**FUENTE:** Elaboración propia con datos de Ultraquimia, Innovak global, Agrinos, Basf y recomendaciones del Dr. Marcelo Acosta Ramos.

Las dosis están basadas en 1000 L de agua por hectárea.

Trat = tratamientos; I.A. = ingrediente activo.

Los tratamientos se distribuyeron bajo un diseño bloques completos al azar con tres repeticiones, por lo que la parcela experimental estuvo constituida por 153 unidades experimentales (UEs).

Se efectuaron cuatro aplicaciones de los productos en cada unidad experimental: al trasplante, a los 7, 21 y 35 días después del trasplante (ddt); excepto Telone® y Vydate®, los cuales se aplicaron diez días antes del trasplante y al momento del trasplante, respectivamente. Se humedeció el suelo a capacidad de campo antes de aplicar los productos y se aplicaron 50 mL de solución nematicida correspondiente en la base de cada planta o directamente en las microparcels, dependiendo del momento de aplicación.

Para los tratamientos de biofumigación se emplearon residuos y extracto de brócoli (*Brassica oleracea var. italica*), incorporándolos de manera directa en las unidades experimentales. El extracto de *B. oleracea*, se aplicó incorporando los residuos macerados de las plantas en las microparcels. Una vez incorporados los residuos y extractos, se cubrieron las UEs con plástico blanco lechoso calibre 720, dejando un periodo de espera de 30 días antes de realizar el trasplante (Figura 14).



**Figura 14.** Biofumigación con residuos y extractos de *Brassica oleracea var. italica*: A) Aplicación de los residuos, B-C) Aplicación de los extractos y D) Sellado de las camas con plástico calibre 720.

### 3.3.4. Variables evaluadas

#### 3.3.4.1. Densidad poblacional inicial (Pi) y final (Pf)

Se tomaron cinco submuestras en zig-zag por microparcela de aproximadamente 200 g cada una, a una profundidad de 10 cm, para obtener una muestra compuesta de 1 kg de suelo. La muestra compuesta se homogeneizó mediante inversión y se tomaron 100 cm<sup>3</sup> para extraer los nematodos mediante tamizado de Cobb (Cobb, 1918). La evaluación inicial se realizó antes de aplicar los tratamientos y la evaluación final se hizo 75 días después del transplante (ddt). Además, se determinó la tasa de multiplicación del nematodo en las microparcels con la siguiente ecuación:

$$R = \frac{Pf}{Pi}$$

Donde:  
R= Tasa de multiplicación  
Pi= Población inicial  
Pf= Población final

#### 3.3.4.2. Porcentaje de agallamiento en raíces de jitomate

Se evaluó el porcentaje de agallamiento (PA) a los 75 días después del transplante, para lo cual se realizó un análisis visual de las raíces de las plantas de jitomate, mediante un muestreo destructivo de diez plantas por tratamiento. Las plantas analizadas fueron tomadas de la parte media de la microparcela.

Se cuantificó el número de raíces agalladas (NRA) con respecto al total de raíces (TR) en la planta, y se aplicó la fórmula siguiente:

$$PA = \left( \frac{NRA}{TR} \right) 100$$

#### 3.3.4.3. Índice de agallamiento en raíces de jitomate

Utilizando los valores de porcentajes de agallamiento y la escala propuesta por Taylor y Sasser (1978) se obtuvo el índice de agallamiento (Cuadro 6).

**Cuadro 6.** Escala visual usada para determinar el índice de agallamiento en raíces de jitomate. Chapingo, México. 2012.

Escala	Porcentaje de agallamiento
0	0% de agalla (raíz sana)
1	1-10% de agallas
2	10.1-20% de agallas
3	20.1-60% de agallas
4	60.1.-80% de agallas
5	80.1-100% de agallas

Fuente: Taylor y Sasser, 1978.

#### 3.3.4.4. Eficacia de los productos químico orgánicos y biológicos sobre *M. incognita*

El índice de agallamiento causado por el nematodo *M. incognita* en el cultivo de jitomate, se transformó a porcentaje de infección mediante la fórmula de Townsend y Heuberger (1943):

**Fórmula de Townsend y Heuberger.** Para transformar el índice de agallamiento a porcentaje de infección.

$$PI = \frac{\sum_{i=1}^{n=5} (n * V)}{\text{Categoría mayor} * N} * 100 \dots\dots\dots (\text{Townsend and Heuberger})$$

Donde:

PI= Porcentaje de infección

n= Número de plantas en cada categoría

V= Valor numérico de cada categoría

N= Número de plantas en la muestra

Después, se calculó el efecto de control de los tratamientos mediante la prueba de eficacia de Abbott (1925).

$$ET = \left( \frac{PT - Pt}{PT} \right) 100$$

Donde:

ET= Eficacia del tratamiento.

PT= % de agallas en el testigo.

Pt= % de agallas en el tratamiento.

#### **3.3.4.5. Número y peso fresco de frutos**

Se realizó un corte de los frutos de 10 plantas a los 75 ddt y se cuantificó el número promedio de frutos por planta y peso total de frutos por microparcela.

- a) **Número de frutos.** Se cortaron los frutos por unidad experimental y la suma de ellos se dividió entre el número de plantas para obtener el número de frutos por planta.
  
- b) **Peso de fruto.** Se pesaron los frutos de la cosecha en una balanza digital y se registraron en gramos. La suma total de ellos por planta representó el rendimiento de fruto.

#### **3.4. ANÁLISIS ESTADÍSTICO**

Los datos obtenidos de las variables respuesta indicadas, se sometieron a un análisis de varianza y comparación múltiple de medias (Tukey,  $\alpha=0.05$ ) con ayuda del programa estadístico Statical Analisis system (SAS) Versión 9.0 (Steel *et al.*, 1986).

### 3.5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

#### 3.5.1. Densidad poblacional inicial ( $P_i$ ) y final ( $P_f$ ) de *M. incognita* en las parcelas tratadas con productos químico-orgánicos

El número de juveniles ( $J_2$ ) de *M. incognita* antes de aplicar los tratamientos ( $P_i$ ), fluctuó entre 16 y 21 en promedio, sin mostrar diferencias significativas en las unidades experimentales ( $\alpha=0.05$ ), lo que permitió aplicar los tratamientos en condiciones homogéneas de la población del nematodo.

La población final de *M. incognita*, a los 75 ddt, mostró diferencias significativas ( $\alpha=0.05$ ), fluctuando el número de  $j_2$  entre 21 y 245. La mayor cantidad de juveniles se presentó en el tratamiento testigo con 245 individuos; mientras que la menor cantidad se obtuvo en las microparcels tratadas con extractos y residuos de brócoli. La biofumigación con extracto ( $75 \text{ t}\cdot\text{ha}^{-1}$ ) y residuo de brócoli (*Brassica oleracea* var. *italica*) en dosis de 50, 75 y  $100 \text{ t}\cdot\text{ha}^{-1}$  proporcionaron valores de 21, 23, 24 y 22  $J_2$ , y una tasa de multiplicación del nematodo de 1.2, 1.3, 1.3 y 1.3, respectivamente. Estos resultados coinciden con los reportados por Monfort *et al.* (2007) quienes evaluaron la actividad nematicida de la biofumigación con especies selectas de residuos de *Brassicas* sobre una población de *M. incognita*, y observaron que los tratamientos con *Brassicas* hubo un incremento de 22  $J_2$  en 150 g de suelo desde el transplante hasta la cosecha; mientras que en los tratamientos sin residuos de *Brassicas* este incremento fue mayor a 334  $J_2$ .

El efecto de los residuos y extractos de brasicas sobre *M. incognita*, posiblemente se debe a los glucosinolatos presentes en estas plantas (Oliveira *et al.*, 2011), los cuales tienen efecto nematicida.

EL oxamyl (O), dicloropropeno + cloropicrina (D+C), berberina + argemonina + ricinina +  $\alpha$ -terthienyl (E) y resinas + ácidos orgánicos (R+AO) en dosis de 4, 4, 20 y  $20 \text{ L}\cdot\text{ha}^{-1}$  permitieron el crecimiento y desarrollo de 25, 27, 29 y 39  $J_2$ , respectivamente (Cuadro 7).

**Cuadro 7.** Niveles poblacionales de *Meloidogyne incognita* (J<sub>2</sub>) en suelo cultivado con jitomate y tratado con productos químico-orgánicos en invernadero. Chapingo, México, 2012.

I.A.	Dosis <sup>x</sup>	Pi	Pf	R
T	0	20	a <sup>y</sup>	12.0
Q+A	6	18	a	6.8
Q+Q+A	12	17	a	5.7
R+AO	24	20	a	3.8
Q+A	8	18	a	4.3
Q+A	4	18	a	3.9
E	12	22	a	3.1
C+S	16	18	a	3.8
P	14	17	a	4.1
C	12	19	a	3.6
AQ	30	17	a	4.0
C	16	17	a	3.8
R+R+A	20	17	a	3.8
E	16	21	a	2.9
A+S+M	10	21	a	2.8
A+S+M	8	18	a	3.3
R+R+A	16	19	a	3.2
AQ	12	18	a	3.3
P	10	19	a	3.1
AQ	21	18	a	3.3
Q+Q+A	16	19	a	3.0
C	8	18	a	3.2
C+S	24	16	a	3.5
R+R+A	24	21	a	2.5
A+S+M	12	19	a	2.8
P	12	19	a	2.8
D+C	2	17	a	3.0
C+S	20	21	a	2.2
R+AO	16	20	a	2.2
Q+Q+A	14	18	a	2.3
R+AO	20	17	a	2.3
E	20	17	a	1.7
D+C	4	16	a	1.7
O	4	18	a	1.4
RB	75	19	a	1.3
RB	50	17	a	1.3
RB	100	17	a	1.3
EB	75	18	a	1.2
<b>DMS</b>		8		2.2314
<b>R<sup>2</sup></b>		0.41		0.92

R<sup>2</sup> = Coeficiente de determinación; DMS = Diferencia Mínima Significativa; I.A. = Ingrediente activo; Pi = Pob. inicial; Pf = Pob. final; R= Tasa de multiplicación; A+S+M= Azadiractina + salanina + meliantról; C+S= Cineloe + sesquiterpenos; R+AO= Resinas + ácidos orgánicos; E= Berberina + argemonina + ricinina + α-terthienyl; P= Progranin QAYA-1; C= Clave QGA-821; R+R+AC= Ricinina + ricinoleína + ácido cianhídrico; AQ= Ácido quilaico; Q+Q+A= Quitosano+quitina+aminoácidos; Q+A= Quitina + aminoácidos; RB= Residuo de *B. oleracea* var. italiana; EB = Extracto de *B. oleracea* var. italiana; DC= Dicloropropeno + cloropicrina; O= Oxamyl y T= Testigo absoluto.

<sup>x</sup>Dosis en kg o L·ha<sup>-1</sup> de producto comercial.

<sup>y</sup>Valores con la misma letra dentro de la misma columna son iguales estadísticamente (Tukey, p≤0.05).

### 3.5.2. Densidad poblacional inicial (*Pi*) y final (*Pf*) de *M. incognita* en las parcelas tratadas con productos biológicos

Las poblaciones iniciales de *M. incognita* en las microparcels antes de aplicar los tratamientos no mostraron diferencias estadísticas ( $\alpha=0.05$ ), encontrándose en promedio entre 16 y 21 individuos del nematodo en 100 cm<sup>3</sup> de suelo (Cuadro 8).

**Cuadro 8.** Niveles poblacionales de *Meloidogyne incognita* (J<sub>2</sub>) en suelo cultivado con jitomate cv. Rio grande y tratado con productos biológicos en invernadero. Chapingo, México, 2012.

I.A.	Dosis (L·ha <sup>-1</sup> ) <sup>x</sup>	Pi	Pf	R
T	0	20 a <sup>y</sup>	245 a	12.1 a
<i>P. lilacinus</i> 1	8	19 a	75 b	4.0 b
<i>P. lilacinus</i> 2	1.5 kg	19 a	70 bc	3.7 b
A. v. + C. p.	10	19 a	69 bc	3.5 b
A. v. + C. p.	15	17 a	65 bc	3.7 b
D	1.6 kg	19 a	65 bc	3.4 b
<i>P. lilacinus</i> 2	4.5 kg	17 a	65 bc	3.8 b
<i>P. lilacinus</i> 3	3 kg	19 a	64 bc	3.4 b
<i>P. lilacinus</i> 3	1.5 kg	20 a	60 bc	3.0 bc
A. v. + C. p.	20	21 a	59 bc	2.8 bc
<i>P. lilacinus</i> 3	1 kg	18 a	58 bc	3.2 b
<i>P. lilacinus</i> 1	4	17 a	57 bc	3.3 b
<i>P. lilacinus</i> 2	3 kg	18 a	56 bc	3.1 bc
D+C	2	17 a	52 bc	3.0 bc
<i>P. lilacinus</i> 1	12	17 a	51 cd	3.0 bc
D+C	4	16 a	27 de	1.7 cd
O	4	18 a	25 e	1.4 d
<b>DMS</b>		9	24	1.4018
<b>R<sup>2</sup></b>		0.29	0.98	0.97

R<sup>2</sup> = Coeficiente de determinación; DMS = Diferencia Mínima Significativa; I.A. = Ingrediente activo; Pi = Población inicial; Pf = Población final; R = Tasa de multiplicación; *Paecilomyces lilacinus* (*P. lilacinus* 1,2 y 3); A.v+C.p = *Azotobacter vinelandii* + *Clostridium pasteurianum*; D = Diatomea; D+C= Dicloropropeno + Cloropicrina; O = Oxamyl y T = Testigo absoluto.

<sup>x</sup>Dosis en kg o L·ha<sup>-1</sup> de producto comercial.

<sup>y</sup>Valores con la misma letra dentro de la misma columna son iguales estadísticamente (Tukey,  $p\leq 0.05$ ).

La población final de *M. incognita* en las microparcels tratadas con productos biológicos fue estadísticamente diferente en los tratamientos evaluados. La mayor

cantidad de nematodos se encontró en el tratamiento testigo con 245 individuos en 100 cm<sup>3</sup> de suelo a los 75 ddt; mientras que las menores cantidades de J<sub>2</sub> fueron encontradas en las microparcelas tratadas con los testigos químicos oxamyl (4 L·ha<sup>-1</sup>) y dicloropropeno + cloropicrina (4 L·ha<sup>-1</sup>) con 25 y 27 individuos, y la tasa de reproducción del nematodo de 1.4 y 1.7, respectivamente; cabe mencionar que el producto biológico que mejor suprimió las poblaciones del nematodo fue *P. lilacinus* 1 (12 L·ha<sup>-1</sup>) con 51 individuos, con tasa de reproducción del nematodo de 3. El resto de los tratamientos permitieron una mayor cantidad de *M. incognita* al final del estudio, fluctuando las poblaciones entre 56 a 75 j<sub>2</sub>. Estos resultados coinciden con los reportados por Anastasiadis *et al.* (2008) al evaluar el efecto de oxamyl y *P. lilacinus* sobre *Meloidogyne* spp., en plantas de pepino (*Cucumis sativus* L.); quienes encontraron que las poblaciones del nematodo fueron significativamente suprimidas por las aplicaciones del oxamyl y *P. lilacinus*, proporcionando tasas de multiplicación del nematodo de 0.75 y 0.85 respectivamente.

*P. lilacinus* 1 con dosis alta alcanzó el menor número de J<sub>2</sub>, comparado con el resto de los productos biológicos evaluados, esto coincide con los reportes de Kiewnick y Sikora (2006) al evaluar cinco dosis de *P. lilacinus* (0.01, 0.02, 0.04, 0.1 y 0.2 g·planta<sup>-1</sup>) contra *M. incognita*, encontrando que la dosis mayor (0.2 g) generó el mejor efecto, proporcionando poblaciones de 4790 J<sub>2</sub>, en comparación con los 16770 j<sub>2</sub> del testigo sin tratar, y una tasa de reproducción de 4.7 con respecto al testigo (16.7).

El efecto de *P. lilacinus* contra *M. incognita*, posiblemente se debe a la liberación de enzimas como: serina proteasa y quitinasa, que facilitan la penetración y parasitismo del hongo nematófago a los huevos del nematodo, disminuyendo la cantidad de huevos viables y por ende las poblaciones del nematodo (Bonants *et al.*, 1995; Morton *et al.*, 2004). También se ha reportado que *P. lilacinus* libera Paecilotoxina que está directamente relacionado con la mortalidad de los J<sub>2</sub> (Mikami *et al.*, 1989).

### 3.5.3. Porcentaje e índice de agallamiento en raíces de jitomate en las parcelas tratadas con productos químico-orgánicos

El porcentaje e índice de agallamiento fue significativamente reducido ( $\alpha=0.05$ ) en las plantas de jitomate tratadas con productos químico-orgánicos con relación al testigo absoluto (Cuadro 9); siendo el extracto de brócoli (EB) el que proporcionó los mejores resultados.

**Cuadro 9.** Porcentaje e índice de agallamiento causado por *M. incognita* en plantas de jitomate cv. Rio grande tratadas con productos químico-orgánicos. Chapingo, México, 2012.

I.A	Dosis <sup>x</sup>	% aga	I. aga	I.A	Dosis	% aga	I. aga
T	0	83.7 a <sup>y</sup>	4.4 a	AQ	21	12.5 de	1.5 cdefgh
Q+A	6	43.0 b	3.0 b	Q+Q+A	16	12.5 de	1.5 defgh
Q+Q+A	12	38.7 bc	2.8 bc	C+S	24	12.1 de	1.4 defgh
R+AO	24	25.3 cd	2.2 bcd	C	8	12.0 de	1.5 defgh
Q+A	8	18.2 de	1.8 bcdef	R+R+A	24	10.6 de	1.3 defgh
Q+A	4	17.2 de	1.8 bcde	A+S+M	12	10.2 de	1.3 defgh
E	12	16.7 de	1.6 cdefg	P	12	10.1 de	1.3 defgh
C+S	16	15.9 de	1.7 bcdefg	D+C	2	9.3 de	1.2 defgh
P	14	15.8 de	1.7 bcdefg	C+S	20	9.0 de	1.2 defgh
C	12	15.7 de	1.7 bcdefg	R+AO	16	8.8 e	1.2 defgh
AQ	30	15.4 de	1.8 bcdef	Q+Q+A	14	8.3 e	1.2 defgh
C	16	15.3 de	1.8 bcdef	R+AO	20	7.6 e	1.1 defgh
R+R+A	20	15.2 de	1.7 cdefg	E	20	7.5 e	1.1 defgh
A+S+M	10	14.6 de	1.7 cdefg	D+C	4	7.0 e	1.0 defgh
E	16	14.1 de	1.6 cdefg	O	4	6.5 e	1.0 defgh
A+S+M	8	14.1 de	1.7 cdefg	RB	75	4.6 e	0.6 efgh
AQ	12	13.3 de	1.5 defgh	RB	50	3.6 e	0.5 gh
R+R+A	16	13.0 de	1.4 defgh	RB	100	3.5 e	0.5 fgh
P	10	12.5 de	1.4 defgh	EB	75	3.0 e	0.3 h
<b>DMS</b>		16.461	1.2994			16.461	1.2994
<b>R<sup>2</sup></b>		0.92	0.83			0.92	0.83

R<sup>2</sup>= Coeficiente de determinación; DMS= Diferencia Mínima Significativa; I.A.= Ingrediente activo; % aga = % de agallamiento e I. aga = Índice de agallamiento; A+S+M = Azadiractina + salanina + meliantról; C+S = Cineloe + sesquiterpenos; R+AO = Resinas + ácidos orgánicos; E = Berberina+ argemonina + ricinina +  $\alpha$ -terthienyl; P = Progranin QAYA-1; C = Clave QGA-821; R+R+AC = Ricinina +ricinoleina+ ácido cianhídrico; AQ = Ácido quillaico; Q+Q+A = Quitosano + quitina + aminoácidos; Q+A = Quitina + aminoácidos; RB = Residuo de *B. oleracea* var. italiana; EB = Extracto de *B. oleracea* var. italiana; DC = Dicloropropeno + cloropicrina; O = Oxamyl y T = Testigo absoluto.

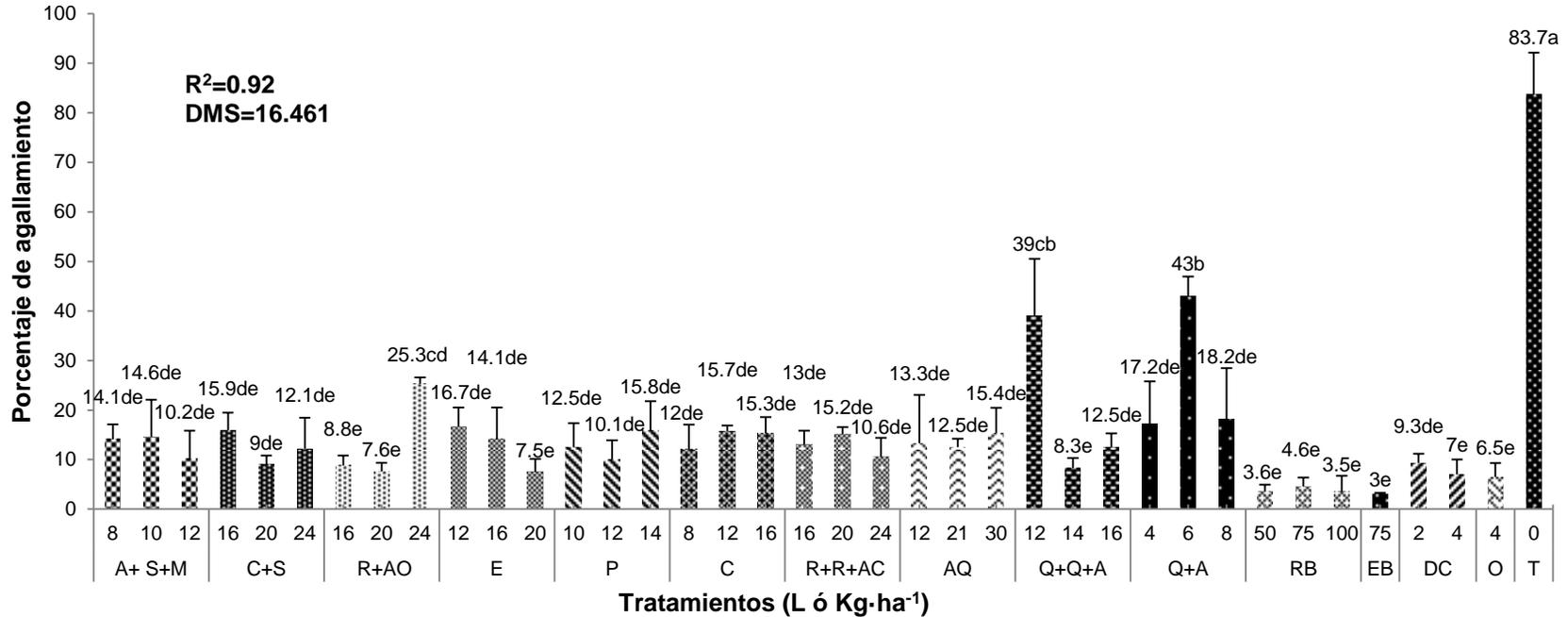
<sup>x</sup>Dosis en kg o L·ha<sup>-1</sup> de producto comercial. <sup>y</sup>Valores con la misma letra dentro de la misma columna son iguales estadísticamente (Tukey,  $p\leq 0.05$ ).

El extracto de brócoli en dosis de 75 t·ha<sup>-1</sup> permitió porcentajes e índices de agallamiento del 3.0% y 0.3 respectivamente; reduciendo el agallamiento en un 96% con respecto al testigo absoluto. Los residuos de brócoli (RB) a dosis de 50, 75 y 100 t·ha<sup>-1</sup> permitieron porcentajes de agallamiento del 3.6, 4.6 y 3.5% respectivamente; reduciendo el agallamiento en más del 95% con relación al testigo absoluto. Esto coincide con lo reportado por López *et al.* (2010) quienes observaron durante 3 años el efecto de la biofumigación con estos residuos para disminuir el ataque de *M. incognita* en el cultivo de jitomate, y reportaron reducciones del 13% de agallas, en comparación con el testigo. La disminución del agallamiento causado por *M. incognita* en las plantas de jitomate tratadas con extracto y residuo de brócoli, probablemente se debe al alto contenido de glucosinolatos que presentan las *Brassicas*, los cuales son degradados por hongos ectomicorrízicos y por la hidrólisis de la enzima mirosinasa para formar isotiocianatos, nitrilos, tiocianatos y thiones de oxazolidina que presentan actividad contra hongos, bacterias, malezas y nematodos fitopatógenos.

Los isotiocianatos forman el metil isotiocianato, ingrediente activo del metam sodio y dazomet, los cuales son ampliamente usados como fumigantes para el control de fitonematodos (Mari *et al.*, 2008; Motisi *et al.*, 2009; Lu *et al.*, 2010).

Otros productos de importancia en esta investigación fueron la berberina + argemonina + ricinina +  $\alpha$ -terthienyl (20 L·ha<sup>-1</sup>) y resinas + ácidos orgánicos (20 L·ha<sup>-1</sup>) los cuales redujeron significativamente el porcentaje de agallas en 91% con respecto al testigo absoluto. La disminución del porcentaje de agallamiento en plantas tratadas con resina + ácidos orgánicos quizás se deba a que la resina contiene flavonoides aglyconas, fenoles, saponinas, aceites esenciales y lignanos, este último contiene el ácido nordihidroguayaretico, el cual es un metabolito secundario que inhibe la respiración de *M. incognita* y como consecuencia disminuye la población, además, tiene actividad fungicida, bactericida y antiviral (Lira, 2003; Boluda *et al.*, 2005; Arteaga *et al.*, 2005). Cabe señalar que los productos sintéticos oxamyl (4 L·ha<sup>-1</sup>) y dicloropropeno + cloropicrina en dosis de 2 y 4 L·ha<sup>-1</sup> disminuyeron el porcentaje de agallas en más del 88.8% respecto al testigo.

Los productos químico-orgánicos que permitieron un mayor agallamiento fueron los formulados a base de quitina + aminoácidos en dosis de  $6 \text{ kg}\cdot\text{ha}^{-1}$  y quitosano + aminoácidos a  $12 \text{ L}\cdot\text{ha}^{-1}$ , con valores de 43 y 39%, respectivamente. Lo anterior probablemente se deba, a que la cantidad de bacterias endófitas que degradan la quitina presentes en el medio, no fue la suficiente, ya que, para que la quitina pueda actuar como nematicida, es necesario que sea degradada para liberar el amonio, el cual tiene la capacidad de disminuir la población de *M. incognita* (Hallmann *et al.*, 1999). La actividad biocida del quitosano pudo haber sido afectada por la disminución en la concentración, ya que la mayor presencia de agallas se encontró en la dosis baja, esto coincide con lo reportado por El Ghaouth *et al.* (1992) y Chien *et al.* (2007) quienes al realizar aplicaciones de quitosano sobre hongos patógenos de jitomate y mango en concentraciones de 0.5, 1 y 2%, obtuvieron la mayor incidencia de la enfermedad en la concentración más baja de quitosano. El resto de los tratamientos para el porcentaje e índice de agallamiento oscilaron entre 8.3–25.3 y 1.2–2.2, respectivamente (Figura 15).



**Figura 15.** Porcentaje de agallamiento en raíces de jitomate cv. Río Grande (*S. lycopersicum* L.) tratadas con productos químico-orgánicos a los 75 días ddt. Chapingo, México, 2012.  $R^2$  = coeficiente de determinación; DMS = Diferencia Mínima Significativa; A+S+M = Azadiractina + salanina + meliantrol; C+S = Cineloe + sesquiterpenos; R+AO = Resinas + ácidos orgánicos; E = Berberina + argemonina + ricinina +  $\alpha$ -terthienyl; P = Progranic QAYA-1; C = Clave QGA-821; R+R+AC = Ricinina + ricinoleina + ácido cianhídrico; AQ = Ácido quilaico; Q+Q+A= Quitosano + quitina + aminoácidos; Q+A = Quitina + aminoácidos; RB = Residuo de *Brassica oleracea* var. italica; EB = Extracto de *Brassica oleracea* var. italica; DC = Dicloropropeno + cloropicrina; O = Oxamyl y T = Testigo absoluto. Valores con la misma letra son iguales de acuerdo con la prueba Tukey a una  $\alpha \leq 0.05$ . Las líneas sobre las barras indican el valor estándar (n=3).

### 3.5.4. Porcentaje e índice de agallamiento en raíces de jitomate en las parcelas tratadas con productos biológicos

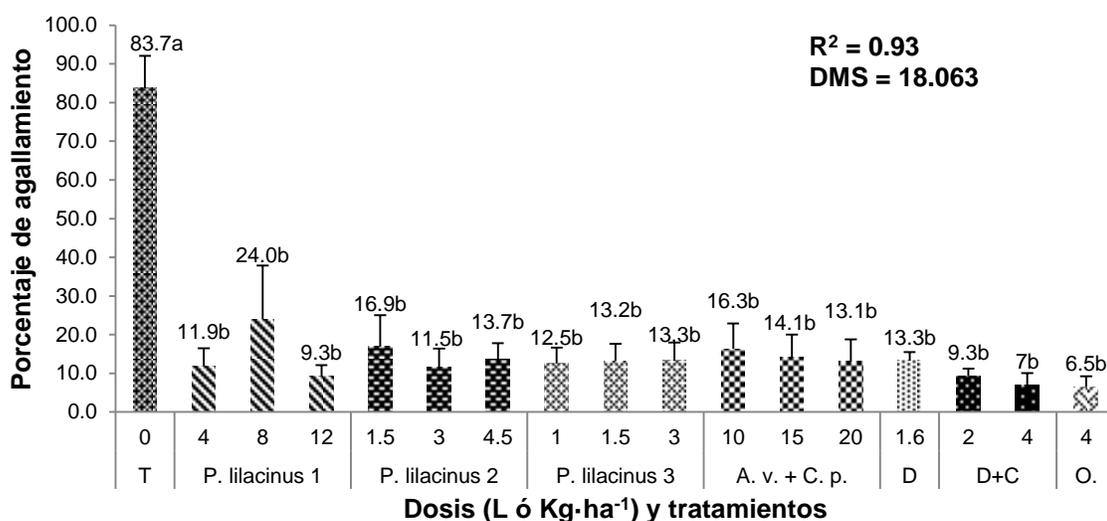
El porcentaje de agallamiento en plantas de jitomate tratadas con productos biológicos mostraron diferencias significativas en los tratamientos evaluados ( $\alpha=0.05$ ) (Cuadro 10).

**Cuadro 10.** Porcentaje e índice de agallamiento a los 75 ddt en plantas de jitomate (*S. lycopersicum* L.) cv. Rio grande tratadas con productos biológicos. Chapingo, México, 2012.

I.A	Dosis (L·ha <sup>-1</sup> )	% aga <sup>x</sup>		I. aga <sup>y</sup>	
T	0	83.7	a	4.4	a
<i>P. lilacinus</i> 1	8	24	b	2.2	b
<i>P. lilacinus</i> 2	1.5 kg	16.9	b	1.7	b
A. v. + C. p.	10	16.3	b	1.8	b
A. v. + C. p.	15	14.1	b	1.6	b
<i>P. lilacinus</i> 2	4.5 kg	13.7	b	1.5	b
<i>Diatomea</i>	1.6	13.3	b	1.6	b
<i>P. lilacinus</i> 3	3 kg	13.3	b	1.6	b
<i>P. lilacinus</i> 3	1.5 kg	13.2	b	1.5	b
A. v. + C. p.	20	13.1	b	1.6	b
<i>P. lilacinus</i> 3	1 kg	12.5	b	1.5	b
<i>P. lilacinus</i> 1	4	11.9	b	1.5	b
<i>P. lilacinus</i> 2	3 kg	11.5	b	1.3	b
<i>P. lilacinus</i> 1	12	9.3	b	1.2	b
D+C	2	9.3	b	1.2	b
D+C	4	7	b	1.0	b
O	4	6.5	b	1.0	b
<b>DMS</b>		1.2416		1.2416	
<b>R<sup>2</sup></b>		0.84		0.84	

R<sup>2</sup> = Coeficiente de determinación; DMS = Diferencia Mínima Significativa; I.A. = Ingrediente activo; % aga = % de agallamiento; I. aga = Índice de agallamiento; *P. lilacinus* 1, 2 y 3 = *Paecilomyces lilacinus*; A.v.+C.p = *Azotobacter vinelandii* + *Clostridium pasteurianum*; D = *Diatomea*; D+C= Dicloropropeno + cloropicrina; O = Oxamyl y T = Testigo absoluto.  
<sup>x,y</sup>Valores con la misma letra dentro de la misma columna son iguales estadísticamente (Tukey,  $p \leq 0.05$ ).

Los mejores tratamientos fueron los testigos químicos oxamyl (4 L·ha<sup>-1</sup>) y el fumigante dicloropropeno + cloropicrina en dosis de 4 y 2 L·ha<sup>-1</sup>, reduciendo el agallamiento en un 92.2, 91.6 y 88.9% en comparación al testigo sin tratar, respectivamente. El producto biológico que mejor redujo el agallamiento causado por *M. incognita* fue *Paecilomyces lilacinus* en presentación líquida (*P. lilacinus* 1) en dosis de 12 y 4 L·ha<sup>-1</sup>, y polvo humectable (*P. lilacinus* 2) en dosis de 3 L·ha<sup>-1</sup> que redujeron el porcentaje de agallamiento en 88.9, 85.8 y 86.3% con respecto al testigo absoluto, respectivamente (Figura 16). Los resultados fueron casi similares a los obtenidos por Kiewnick y Sikora (2006) quienes reportaron que *P. lilacinus* redujo en un 66% el agallamiento causado por *M. incognita* en plantas de jitomate.



**Figura 16.** Porcentaje de agallamiento en raíces de jitomate cv. Río grande (*S. lycopersicum* L.) tratadas con productos biológicos a los 75 días ddt. Chapingo, México, 2012. R<sup>2</sup> = Coeficiente de determinación; DMS = Diferencia Mínima Significativa; *P. lilacinus* 1, 2 y 3 = *Paecilomyces lilacinus*; A.v+C.p = *Azotobacter vinelandii* + *Clostridium pasteurianum*; D = Diatomea; D+C= Dicloropropeno + cloropicrina; O = Oxamyl y T = Testigo absoluto. Valores con la misma letra son iguales de acuerdo con la prueba Tukey a una  $\alpha < 0.05$ . Las líneas sobre las barras indican el valor estándar (n=3).

El efecto obtenido con las aplicaciones de *P. lilacinus*, probablemente se debe a la producción de quitinasas, proteasas y ácido acético que afectan principalmente los

huevos de *Meloidogyne* spp., además la formación de los apresorios de *P. lilacinus* facilita la depredación de juveniles y hembras de dicho nematodo (Khan *et al.*, 2004; Park *et al.*, 2004; Khan *et al.*, 2006; Pau *et al.*, 2012).

La concentración de los productos biológicos a base de *P. lilacinus* 1 ( $1 \times 10^{14}$  UFC·mL<sup>-1</sup>) y *P. lilacinus* 2 ( $1 \times 10^8$  UFC·g<sup>-1</sup>) fue un factor importante para la disminución del porcentaje de agallamiento, ya que a mayor UFC·mL<sup>-1</sup> y/o g<sup>-1</sup> menor porcentaje de agallamiento, este comportamiento también fue reportado por Kiewnick y Sikora (2004). El agallamiento en el resto de los tratamientos fluctuó entre 12.5 y 24%; mientras que el testigo absoluto proporcionó valores de agallamiento superior al 80%.

La aplicación de oxamyl, dicloropropeno + cloropicrina (2 y 4 L·ha<sup>-1</sup>), *P. lilacinus* 1 (12 L·ha<sup>-1</sup>) y *P. lilacinus* 2 redujeron el índice de agallamiento en 77.3, 72.7, 77.3, 72.7 y 70.4% con respecto al testigo absoluto, respectivamente. Resultados similares obtuvieron Usman y Siddiqui (2012) al aplicar 1 y 2 g por maceta de *Paecilomyces lilacinus* en plantas de Berenjena (*Solanum melongena* L.) reportando disminución del índices de agallamiento de 77.3 y 72.7 comparado con el testigo, respectivamente.

### **3.5.5. Eficacia de los productos químico orgánicos sobre *M. incognita***

La biofumigación con extracto de brócoli (*Brassica oleracea* var. *italica*) en plantas de jitomate mostró la mejor eficacia con un 92% de control, respecto al testigo absoluto (Figura 17), posiblemente se debe a la presencia de glucosinolatos en las plantas de brócoli, los cuales se hidrolizan cuando el tejido vegetal se rompe por daños mecánicos, como consecuencia la enzima tioglucosidasa o mirosinasa se pone en contacto con el sustrato y libera moléculas de glucosa, bisulfato y aglucona (molécula de azufre); posteriormente, esta última experimenta un acomodo intramolecular que genera isotiocianatos, nitrilos, metilnitrilos, tiocianatos, etc., que ejercen acción de control sobre hongos, bacterias y nematodos fitopatógenos (Fahey *et al.*, 1997; Lampe, 2003; Liang *et al.*, 2005; Valdés, 2006; Adarsh *et al.*, 2009). Además, los isotiocianatos son precursores del metilisotiocianato y Alilisotiocianato, estos últimos

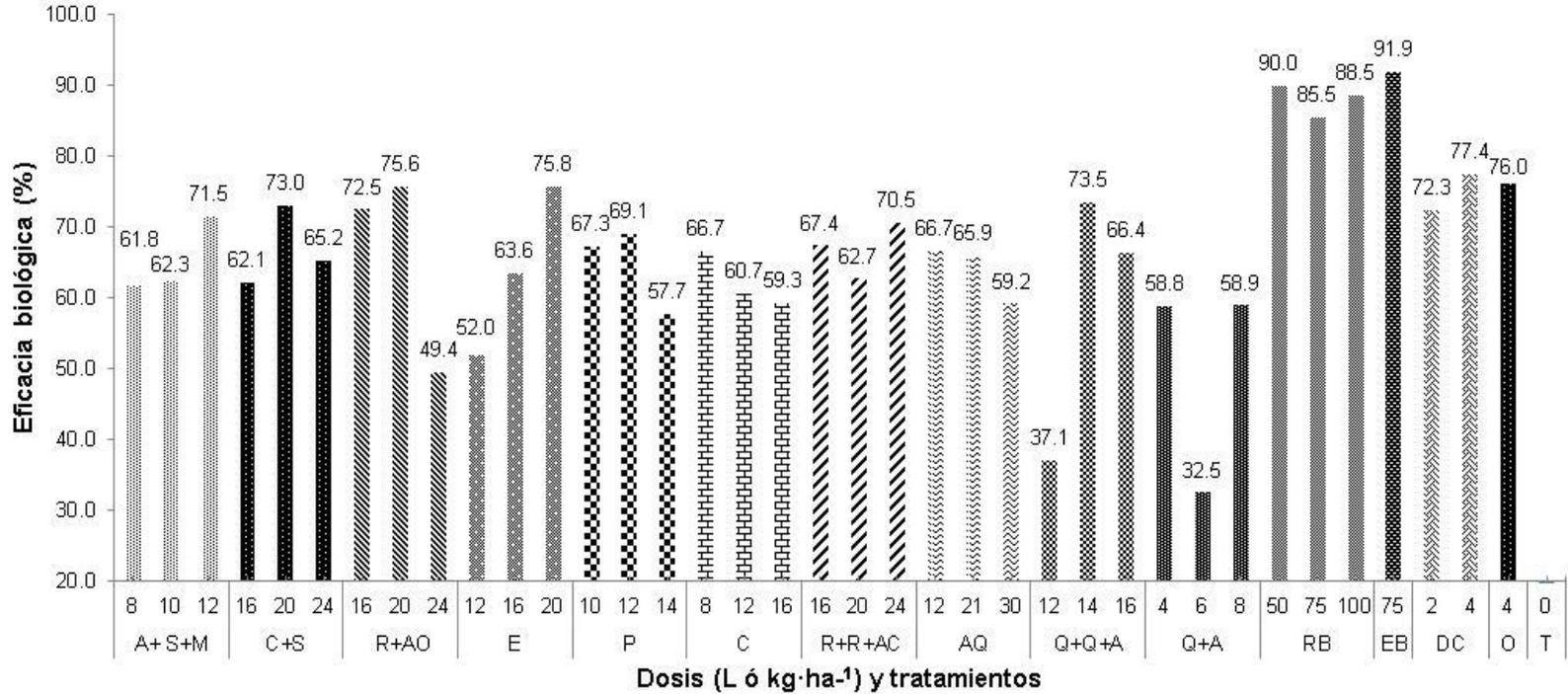
han mostrado efecto nematicida principalmente contra *Meloidogyne incognita* (Johnson *et al.*, 1992; Oliveira *et al.*, 2011).

Para el caso de los residuos de brócoli, la actividad de degradación de los glucosinolatos es realizada por microorganismos, estimulando la producción y actividad de la mirosinasa, esta enzima es la encargada de transformar los glucosinolatos a isotiocianatos; los isotiocianatos reaccionan con los grupos nucleofílicos de la materia orgánica del suelo dando como resultado el proceso de biofumigación (Morra y Kirkegaard, 2002; Rakariyatham *et al.*, 2005; Gimsing *et al.*, 2007; Gimsing y Kirkegaard, 2009). La incorporación de los residuos de brócoli a las dosis de 50, 75 y 100 t·ha<sup>-1</sup> proporcionaron eficacias del 90, 85.5 y 88.5% con relación al testigo, respectivamente. Los resultados anteriores, coinciden con lo reportado por Bello *et al.* (2004) al aplicar 50 t·ha<sup>-1</sup> de residuos de brócoli en pimiento morrón, disminuyó significativamente las poblaciones de *M. incognita*.

Los tratamientos con extracto de brócoli tuvieron una mayor eficacia en comparación con los residuos, probablemente se debe a que se aumentó la superficie de contacto con la enzima mirosinasa, facilitando y acelerando el proceso de degradación del material, haciendo más eficiente la producción de isotiocianatos (Lazzeri *et al.*, 2004). Estudios realizados por Gimsing y Kirkegaard (2006) con residuos triturados de las *brassicas*, demostraron que más del 13% de los glucosinolatos son descompuestos en 30 minutos después de la incorporación, mientras que los residuos intactos se integran 8 días después de la aplicación.

Por otra parte, la colocación de cubiertas plásticas para realizar la biofumigación con residuo y extracto de brócoli es vital para disminuir la pérdida de los glucosinolatos por volatilización y como consecuencia aumentar la eficacia contra la población de *M. incognita* y otras enfermedades del suelo (Ros *et al.*, 2008).

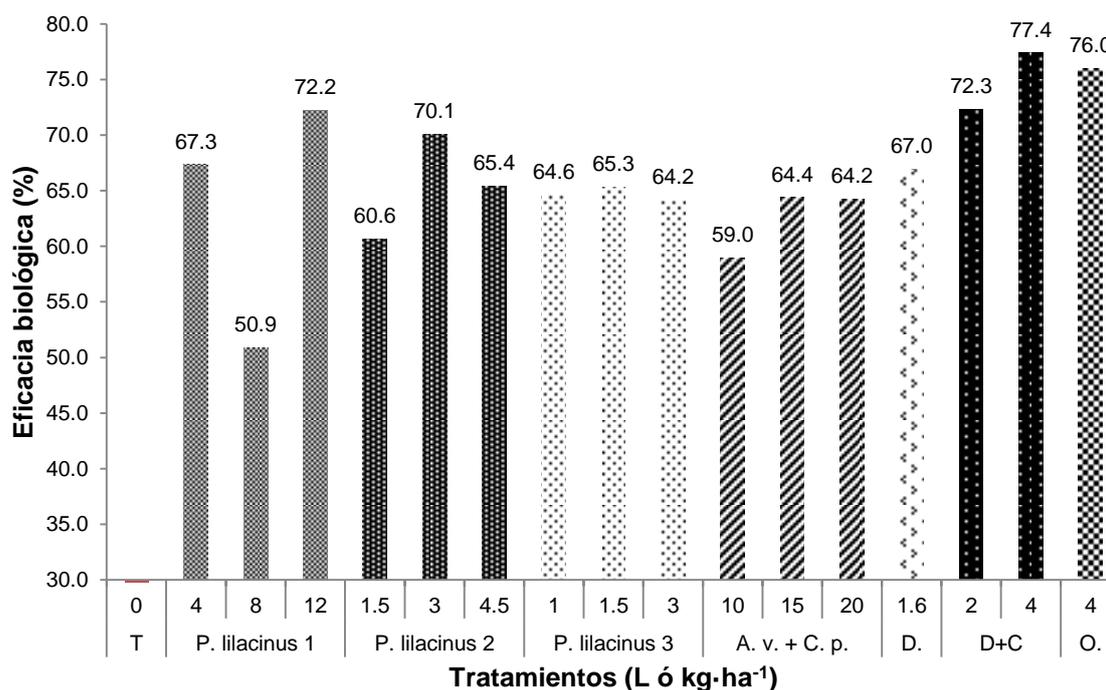
También se tuvieron buenos resultados con los tratamientos de berberina + argemonina + ricinina +  $\alpha$ -terthienyl (20 L·ha<sup>-1</sup>) y resina + ácidos orgánicos (20 L·ha<sup>-1</sup>) y se observaron eficacias de control de 75.8 y 75.6% comparado con el testigo, respectivamente.



**Figura 17.** Eficacia de los productos químico-orgánicos contra *M. incognita* en plantas de jitomate cv. Río grande bajo condiciones de agricultura protegida. Chapingo, México, 2012. A+S+M = Azadiractina + salanina + meliantrol; C+S = Cineloe + sesquiterpenos; R+AO = Resinas + ácidos orgánicos; E = Berberina + argemonina + ricinina +  $\alpha$ -terthienyl; P = Progranic QAYA-1; C = Clave QGA-821; R+R+AC = Ricinina + ricinoleina + ácido cianhídrico; AQ = Ácido quilaico; Q+Q+A= Quitosano + quitina + aminoácidos; Q+A = Quitina + aminoácidos; RB = Residuo de *Brassica oleracea var. italica*; EB = Extracto de *Brassica oleracea var. italica*; DC = Dicloropropeno + cloropicrina; O = Oxamyl y T = Testigo absoluto

### 3.5.6. Eficacia de los productos biológicos sobre *M. incognita*

Los productos químicos oxamyl (4 L·ha<sup>-1</sup>), dicloropropeno + cloropicrina (2 y 4 L·ha<sup>-1</sup>) proporcionaron la mejor eficacia contra *M. incognita* con 76, 72.3 y 77.4% en comparación al testigo absoluto, respectivamente; seguido por *P. lilacinus* 1 y *P. lilacinus* 2 en dosis de 12 L y 3 kg·ha<sup>-1</sup> respectivamente (Figura 18), estos productos están formulados a base del microorganismo *Paecilomyces lilacinus* que es un nematofago de huevos de *M. incognita* y *M. javanica* (Goswami *et al.*, 2006; Kumar *et al.*, 2009). Resultados similares reportaron Kalil *et al.* (2012) al aplicar oxamyl y *P. lilacinus* en plantas de jitomate en invernadero obteniendo eficacias de 72.73 y 66.67%, respectivamente. Los resultados mostraron que *P. lilacinus* suprimió el daño causado por *M. incognita*, además, es un producto ecológicamente seguro y favorece el crecimiento de la planta de jitomate. Sin embargo, la efectividad de *P. lilacinus* pudo no ser la óptima debido a que se desarrolla mejor en regiones cálidas (26-30 °C) tal como lo documentaron Domsch *et al.* (1980), y Usman y Siddiqui (2012).



**Figura 18.** Eficacia de los productos biológicos contra *M. incognita* en plantas de jitomate cv. Río grande bajo condiciones de agricultura protegida. *Paecilomyces lilacinus* (*P. lilacinus* 1, 2 y 3); A.v+C.p = *Azotobacter vinelandii* + *Clostridium pasteurianum*; D = Diatomea; D+C= Dicloropropeno + cloropicrina; O = Oxamyl y T = Testigo absoluto.

### 3.5.7. Rendimiento de jitomate cv. Río grande en las parcelas tratadas con productos químico orgánicos

El análisis estadístico mostro diferencias significativas en el número y peso de frutos por planta a los 75 ddt ( $\alpha=0.05$ ). Siendo los mejores tratamientos la resina + ácidos orgánicos (*Larrea tridentata*) (20 L·ha<sup>-1</sup>), berberina + argemonina + ricinina +  $\alpha$ -terthienyl (12 L·ha<sup>-1</sup>), Extracto de brócoli (75 t·ha<sup>-1</sup>), Clave QGA-821 (12 L·ha<sup>-1</sup>), ácido quilaico (20 L·ha<sup>-1</sup>) y progranin QAYA-1 (14 L·ha<sup>-1</sup>) (Cuadro 11).

**Cuadro 11.** Número y peso de frutos de jitomate cv. Río Grande (*Solanum Lycopersicum* L.) en agricultura protegida. Chapingo, México, 2012.

I.A	Dosis <sup>x</sup>	N <sub>o</sub> . frutos <sup>y</sup>	P. frutos <sup>z</sup>	I.A	Dosis <sup>x</sup>	N <sub>o</sub> . frutos <sup>y</sup>	P. frutos <sup>z</sup>
C	12	4.7 a	410.7 bcd	Q+Q+A	12	3.3 abcde	177.3 fghijkl
EB	75	4.5 a	425.0 abc	O	4	3.2 abcde	155.6 fghijklm
R+AO	20	4.5 a	564.0 a	C	16	0.9 cde	10.3 n
AQ	12	4.3 a	406.0 bcd	R+AO	16	3.2 abcde	147.0 hijklmn
P	14	4.3 a	406.0 bcd	C+S	16	3.2 abcde	158.0 fghijkl
R+AO	24	4.1 a	171.7 fghijkl	R+R+A	24	3.1 abcde	173.3 fghijkl
E	12	4.1 a	466.0 ab	P	10	3.1 abcde	183.0 efghijk
C	8	4.0 a	209.7 efghi	A+S+M	8	3.0 abcde	179.7 efghijk
Q+A	8	4.0 a	291.0 cdef	Q+A	4	2.9 abcde	118.0 hijklmn
RB	50	3.9 ab	282.7 cdefg	R+R+A	16	2.6 abcde	53.7 klmn
RB	100	3.9 ab	279.3 defg	A+S+M	12	2.5 abcde	133.7 hijklmn
AQ	30	3.9 ab	287.0 cdefg	Q+Q+A	14	2.4 abcde	90.7 ijklmn
C+S	20	3.8 ab	200.3 efghij	Q+A	6	2.3 abcde	91.3 ijklmn
Q+Q+A	16	3.7 abc	224.7 efghi	E	20	2.2 abcde	63.0 jklmn
P	12	3.6 abc	219.3 efghi	R+R+A	20	1.1 bcde	6.7 n
RB	75	3.6 abcd	219.3 efghi	D+C	4	0.9 cde	12.3 mn
A+S+M	10	3.4 abcde	184.7 efghijk	D+C	2	0.9 cde	5.3 n
AQ	21	3.4 abcde	237.0 efgh	E	16	0.7 de	35.7 lmn
C+S	24	3.4 abcde	158.0 fghijkl	T	0	0.7 e	9.6 n
<b>DMS</b>		2.8962	143.89			2.8962	143.89
<b>R<sup>2</sup></b>		0.70	0.94			0.70	0.94

R<sup>2</sup> = Coeficiente de determinación; DMS = Diferencia Mínima Significativa; I.A. = Ingrediente activo; N<sub>o</sub>. frutos = Número de frutos por planta; P. frutos = Peso de frutos por planta (g); A+S+M = Azadiractina + salanina + meliantrol; C+S = Cineloe + sesquiterpenos; R+AO = Resinas + ácidos orgánicos; E = Berberina + argemonina + ricinina +  $\alpha$ -terthienyl; P = Progranin QAYA-1; C = Clave QGA-821; R+R+A = Ricinina + ricinoleina + ácido cianhídrico; AQ = Ácido quilaico; Q+Q+A= Quitosano + quitina + aminoácidos; Q+A = Quitina + aminoácidos; RB = Residuo de *Brassica oleracea* var. italiana; EB = Extracto de *Brassica oleracea* var. italiana; DC = Dicloropropeno + cloropicrina; O = Oxamyl y T = Testigo absoluto. <sup>x</sup>Dosis en kg o L·ha<sup>-1</sup> de producto comercial. <sup>y,z</sup>Valores con la misma letra dentro de la misma columna son iguales estadísticamente (Tukey,  $p\leq 0.05$ ).

Estos resultados concuerdan con los obtenidos por Lira *et al.* (2004) al evaluar la biofumigación + extracto de *Larrea tridentata* en el cultivo de Chile, obteniendo el mejor rendimiento con 62.72 t·ha<sup>-1</sup> comparado con el testigo que tuvo 13.59 t·ha<sup>-1</sup>. La biofumigación con extracto de brócoli presentó los mejores rendimientos, posiblemente porque cuando se incorpora materia orgánica al suelo, al principio se produce una proliferación de microorganismos que se nutren y obtienen energía de la materia orgánica, iniciando la descomposición de esta. Durante la descomposición, se originan una gran cantidad de productos químicos como nitratos, sustancias volátiles (glucosinolatos) y amonio, esta última se convierte en nitrato de amonio (urea) la cual tiene la función de expandir las células, los cloroplastos y la actividad enzimática, de modo que tiene mayor capacidad de absorber la luz solar e incrementar directamente el rendimiento del cultivo (Gimsing y Kirkegaard, 2009; Pérez y Grajales, 2012). De este modo, Monfort *et al.* (2007) determinaron que las *Brassicas* mejoraron la cantidad en 5.8 frutos de jitomate por planta en una cosecha en comparación con el metam sodio que tuvo 4.9 frutos por planta en una cosecha.

La quitina + aminoácidos (8 L·ha<sup>-1</sup>) y ácido quilaico (30 L·ha<sup>-1</sup>) proporcionaron en promedio 4 y 3.9 frutos por planta, respectivamente, pero los frutos eran pequeños, por lo tanto tuvieron un menor peso, respecto a los mejores tratamientos.

El número y peso de frutos por planta, en el resto de los tratamientos, oscilaron entre 0.7–3.9 y 5.3–282.7 g, respectivamente.

El fumigante dicloropropeno + cloropricrina en dosis de 2 y 4 L·ha<sup>-1</sup> causó ligera fitotoxicidad en las plantas de jitomate, manifestando un leve amarillamiento en hojas y escaso desarrollo radical al inicio del ensayo, el cual fue desapareciendo en el transcurso del estudio, posiblemente porque fue aplicado a los 10 días antes del trasplante y de acuerdo con Dow AgroSciences (2012) se recomienda trasplantar 21 días después de la aplicación, lo cual probablemente afectó el rendimiento de las plantas, ya que no se desarrollaron de manera normal.

### 3.5.8. Rendimiento de jitomate cv. Río grande en las parcelas tratadas con productos biológicos

El análisis estadístico mostro diferencias significativas en el número y peso de frutos por planta a los 75 ddt ( $\alpha=0.05$ ). *P. lilacinus* 3 en dosis de 1 y 3 kg·ha<sup>-1</sup> proporcionó el mayor rendimiento con respecto al testigo, seguido por *P. lilacinus* 1 (12 L·ha<sup>-1</sup>) y *P. lilacinus* 2 (3 kg·ha<sup>-1</sup>) con 396.6, 330.9, 305.6, 295.7 g por planta y 4.4, 3.8, 3.8 y 4 frutos por planta, respectivamente (Cuadro 12).

**Cuadro 12.** Número y peso de frutos por cosecha en el cultivo de jitomate (*Solanum Lycopersicum* L.) cv. Rio grande en agricultura protegida. Chapingo, México, 2012.

I.A	Dosis (L·ha <sup>-1</sup> ) <sup>x</sup>	N <sub>o.</sub> frutos <sup>y</sup>	P. frutos <sup>z</sup>
<i>P. lilacinus</i> 3	1 kg	4.4 a	396.6 a
<i>P. lilacinus</i> 2	3 kg	4.0 ab	295.7 abc
Diatomea	1.6 kg	3.9 ab	250.1 abcd
<i>P. lilacinus</i> 3	3 kg	3.8 abc	330.9 ab
<i>P. lilacinus</i> 1	12	3.8 abcd	305.6 ab
<i>A. vinelandii</i> + <i>C. pasteurianum</i>	10	3.6 abcd	259.7 abcd
<i>P. lilacinus</i> 1	4	3.6 abcd	177.3 abcd
<i>P. lilacinus</i> 2	4.5 kg	3.4 abcd	159.4 abcd
<i>A. vinelandii</i> + <i>C. pasteurianum</i>	20	3.3 abcd	167.9 abcd
<i>A. vinelandii</i> + <i>C. pasteurianum</i>	15	3.3 abcd	146.4 abcd
Oxamyl	4	3.2 abcd	155.6 abcd
<i>P. lilacinus</i> 1	8	2.9 abcd	161.2 abcd
<i>P. lilacinus</i> 3	1.5 kg	2.1 abcd	77 bcd
<i>P. lilacinus</i> 2	1.5 kg	1.2 bcd	17.6 cd
D+C	4	0.9 cd	12.3 d
D+C	2	0.9 cd	5.3 d
Testigo absoluto	0	0.7 d	9.6 d
<b>R<sup>2</sup></b>		0.71	0.73
<b>DMS</b>		3.0463	281.68

R<sup>2</sup> = Coeficiente de determinación; DMS = Diferencia Mínima Significativa; I.A. = ingrediente activo; N<sub>o.</sub> frutos = Número de frutos por planta; P. frutos = Peso de frutos por planta (g); *Paecilomyces lilacinus* (*P. lilacinus* 1, 2 y 3); *A. vinelandii* + *C. pasteurianum* = *Azotobacter vinelandii* + *Clostridium pasteurianum*; D = Diatomea; D+C= Dicloropropeno + cloropicrina; O = Oxamyl y T = Testigo absoluto. <sup>x</sup>Dosis en kg o L·ha<sup>-1</sup> de producto comercial. <sup>y,z</sup>Valores con la misma letra dentro de la misma columna son iguales estadísticamente (Tukey,  $p\leq 0.05$ ).

Estos resultados coinciden con los reportados por Anastasiadis *et al.* (2008) al evaluar solarización + *P. lilacinus* (T1) y oxamyl (T2) en plantas de pepino

infectadas con *Meloidogyne* spp., encontrando que el primero fue superior al segundo con 10.7 y 9.95 frutos por planta, respectivamente, demostrando que la aplicación de *P. lilacinus* mejora el rendimiento de esta hortaliza.

Los demás tratamientos oscilaron en 0.7-3.6 y 5.3-177.3 para número y peso de frutos por planta, respectivamente.

Es importante señalar que el rendimiento normal en una planta de jitomate en condiciones normales de nutrición es de 800 g y 7 frutos por planta por corte; sin embargo, en este trabajo los resultados en número y peso de frutos por planta fueron menores, esto se debe posiblemente a que la densidad de población empleada en nuestro estudio fue de 10 plantas en 0.15 m<sup>2</sup>, siendo lo recomendable para una producción eficiente de 2.7 plantas por m<sup>2</sup> (Grajales y Castro, 2012).

### 3.6. CONCLUSIONES

Bajo condiciones de agricultura protegida, la biofumigación con extracto de brócoli aplicada en plantas de jitomate cv. Rio grande (*Solanum lycopersicum* L.) en dosis de 75 t·ha<sup>-1</sup> proporcionó la menor población final con 21 J<sub>2</sub> y redujo el porcentaje de agallamiento en un 96% con una eficacia de 92%.

Los productos biológicos comerciales formulados a base de *Paecilomyces lilacinus* en presentación líquida (*P. lilacinus* 1) en dosis de 12 L·ha<sup>-1</sup> y polvo humectable (*P. lilacinus* 2) en dosis de 3 kg·ha<sup>-1</sup> permitieron el desarrollo final de 51 y 56 J<sub>2</sub>, disminuyendo el agallamiento en un 88.9 y 86.3%, reflejándose eficacias de 72.2 y 70.1%, respectivamente.

El mejor rendimiento encontrado en las plantas de jitomate cv. Rio grande tratadas con productos químicos orgánicos fue obtenido con resinas + ácidos orgánicos (20 L·ha<sup>-1</sup>) y con productos biológicos fue con *P. lilacinus* 3 (1 kg·ha<sup>-1</sup>) con 562.5 y 396.6 g por planta, respectivamente.

### 3.7. LITERATURA CITADA

- Abbott W. S. 1925. A method for computing the effectiveness of the insecticide. *Journal of Economic Entomology* 18:265-267.
- Adarsh P. V., G. Rampal, T. Singh T., and S. Arora. 2009. Bio-protective effects of glucosinolates. *Food Science and Technology* 42: 1561-1572.
- Anastasiadis I. A., I. O. Giannakou, D. A Prophetou A., and S. R. Gowen. 2008. The combined effect of the application of a biocontrol agent *Paecilomyces lilacinus*, with various practices for the control of root-knot nematodes. *Crop Protection* 27: 352-361.
- Arteaga S., A. Andrade C. and R. Cárdenas. 2005. *Larrea tridentata* (Creosote bush), an abundant plant of Mexican and US-American deserts and its metabolite nordihydroguaiaretic acid. *Journal of Ethnopharmacology* 98:231-239.
- Baicheva, O., D. Salkova and G. Palazova. 2002. Root-knot nematodes (*Meloidogyne*, Göeldi, 1887) species composition, pathogenicity, some problems for investigation. *Experimental Pathology and Parasitology* 5: 21-24.
- Bello A., J. A. López P., A. García A., R. Sanz and A. Lacasa. 2004. Biofumigation and nematode control in the Mediterranean region. *In: Proceedings of the fourth international congress of nematology*. R. C. Cook and D. J. Hunt (Eds). Tenerife, Spain. Leiden and Boston: Brill. 133-149 p.
- Boluda J. C., B. Duque, y Z. Aragón. 2005. Lignanos I: estructura y funciones en las plantas. *Revista de Fitoterapia* 5(1): 55-68.
- Bonants P. J. M., P. F. L. Fitters, E. Den Belder, C. Waalwijk and J. W. D. M. Henfling. 1995. A basic serine protease from *Paecilomyces lilacinus* with biological activity against *Meloidogyne hapla* eggs. *Microbiology* 141: 775-784.
- Chien P. J., F. Sheu and F. H. Yang. 2007. Effects of edible chitosan coating on quality and shelf life of sliced mango fruit. *Journal of Food Engineering* 78: 225-229.
- Cobb N. A. 1918. Estimating the nema population of the soil. *Agricultural Technology Circular 1*, Bureau of Plant Industry, United States Department of Agriculture, Washington, D. C.

- Domsch K. H. Gams W. and Anderson T. H. 1980. Compendium of soil fungi. Vol. I. Academic Press, New York. 859 p.
- El Ghaouth, A., R. Ponnampalam, F. Castaigne and J. Arul. 1992. Chitosan coating to extend the storage life of tomatos. HortScience 27: 1016-1018.
- Fahey J. W., Y. Zhang, and P. Talalay. 1997. Broccoli sprouts: An exceptionally rich source of inducers of enzymes that protect against chemical carcinogens. Proceedings of the national Academy of Sciences on the United States of America 94(19): 10367-10372.
- Gimsing A. L., and J. A. Kirkegaard. 2006. Glucosinolate and isothiocyanate concentration in soil following incorporation of *Brassica* biofumigants. Soil Biology and Biochemistry 38: 2255-2264.
- Gimsing A. L., and J. A. Kirkegaard. 2009. Glucosinolates and biofumigation: fate of glucosinolates and their hydrolysis products in soil. Phytochemistry Reviews 8: 299-310.
- Gimsing A. L., J. L. Poulsen, H. L. Pedersen, and H. C. B. Hansen. 2007. Formation and degradation kinetics of the biofumigant benzyl isothiocyanate in soil. Environmental Science and Technology 41: 4271-4276.
- Goswami B. k., Pandey R. K., Rathour K. S. Bhattacharya C., Singh L. 2006. Integrated application of some compatible biocontrol agents along with mustard oil seed cake and furadan on *Meloidogyne incognita* infecting tomato plants. Journal Zhejiang University Science B 7: 873-875.
- Hallmann J., R. Rodríguez K., J. W. Kloepper. 1999. Chitin-mediated changes in bacterial communities of the soil, rhizosphere and within roots of cotton in relation to nematode control. Soil Biology and Biochemistry 31: 551-560.
- Johnson A. W., A. M. Golden, D. L. Auld, and D. R. Sumner. 1992. Effects of rapeseed and vetch as green manure crops and fallow on nematodes and soil-borne pathogens. Journal of Nematology 24: 117-126.
- Khalil S. M., A. Kenawy, M. A. Gohrab, and E. E. Mohammed. 2012. Impact of microbial agents on *Meloidogyne incognita* management and morphogenesis of tomato. Journal Biopest 5 (1): 28-35.
- Khan A., K. L. Williams, and H. K. M. Nevalainen. 2006. Infection of plant parasitic nematodes by *Paecilomyces lilacinus* and *Monacrosporium lysipagum*. Biological Control 51: 659-678.

- Khan A., N. K. Williams, and H. K. M. Nevalainen. 2004. Effects of *Paecilomyces lilacinus* protease and chitinase activity on the eggshell structures and hatching of *Meloidogyne javanica* juveniles. *Biological control* 31: 346-352.
- Kiewnick S., and R. A. Sikora. 2004. Optimizing the biological control of plant-parasitic nematodes with *Paecilomyces lilacinus* strain 251. *Phytopathology* 94: S51.
- Kiewnick S., and R. A. Sikora. 2006. Biological control of the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* by *Paecilomyces lilacinus* strain 251. *Biological Control* 38: 179-187.
- Kumar V., A. Haseeb. And A. Sharma. 2009. Integrated management of *Meloidogyne incognita-Fusarium solani* disease complex of brinjal cv. Pusa Kranti. *Journal Annals Plant Protection Sciences* 17: 192-194.
- Lampe J. W. 2003. Spicing up a vegetarian diet: chemopreventive effects of phytochemicals. *American Journal Clinical Nutrition* 78: 579S-583S.
- Lazzeri L., G. Curto, O. Leoni, and E. Dallavalle. 2004. Effects of glucosinolates and their enzymatic hydrolysis products via myrosinase on the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 52: 6073-6707
- Liang H., Q. Yuan, and Q. Xiao. 2005. Purification of sulforaphane from *Brassica oleracea* seed meal using low-pressure column chromatography. *Journal Chromatography B*, 828: 91-96.
- Lira S. R. H. 2003. Estado actual del conocimiento sobre las propiedades biocidas de la gobernadora (*Larrea tridentata* (D.C.) Coville). *Revista Mexicana de Fitopatología* 21(2): 214-222.
- Lira S. R. H., J. Cruz, F. Beltrán and F. Jiménez. 2004. Effect of biofumigation with solarization and *Larrea tridentata* extracto on soil-borne pathogens of pepper plants. *Biological Agriculture and Horticulture* 22: 21-29.
- López P. J. A., T. Roubtsova, M. De Cara G., and A. Ploeg T. 2010. The potential of five winter-grown crops to reduce root-knot nematode damage and increase yield of tomato. *Journal Nematology* 42: 120-127.
- Lu P., G. Gilardi, M. L. Gullino and A. Garibaldi. 2010. Biofumigation with *Brassica* plants and its effect on the inoculum potential of *Fusarium* yellows of *Brassica* crops. *European Journal Plant Pathology* 126: 387-402.

- Mari M., O. Leoni, R. Bernardi, F. Neri, S. Palmieri. 2008. Control of brown rot on stonefruit by synthetic and glucosinolate-derived isothiocyanates. *Postharvest biology and Technology* 47: 61-67.
- Mikami Y., K. Yazawa, K. Fukushima, T. Arai, S. Udagawa and R. A. Samson. 1989. Paecilotoxin production in clinical or terrestrial isolates of *Paecilomyces lilacinus* strains. *Mycopathologia* 108: 195-199.
- Monfort W. S., A. S. Csinos, J. Desaegeer, K. Seebold, T. M. Webster and J. C. Díaz P. 2007. Evaluating *Brassica* species as an alternative control measure for root-knot nematode (*M. incognita*) in Georgia vegetable plasticulture. *Crop Protection* 26: 1359-1368.
- Morra M. J., and J. A. Kirkegaard. 2002. Isothiocyanate release from soil-incorporated *Brassica* tissues. *Soil Biology and Biochemistry* 34: 1683-1690.
- Morton O. C., P. R. Hirsch and B. R. Kerry. 2004. Infection of plant parasitic nematodes by nematophagous fungi, a review of the application of molecular biology to understand infection processes and to improve biological control. *Nematology* 6: 161-170.
- Motisi N., F. Montfort, V. Faloya, P. Lucas and T. Doré. 2009. Growing *Brassica juncea* as a cover crop, then incorporating its residues provide complementary control of *Rhizoctonia* root rot of sugar beet. *Field Crops Research* 113: 238-245.
- Nico, A.I., R. M. Jiménez D., and P. Castillo. 2004. Control of root-knot nematodes by composted agro-industrial wastes in potting mixtures. *Crop Protection* 23:581-587.
- Oliveira R. D. L., O. D. Dhingra, A. O. Lima, G. N. Jham, M. A. Berhow, R. K. Holloway and S. F. Vaughn. 2011. Glucosinolate content and nematicidal activity of Brazilian wild mustard tissues against *Meloidogyne incognita* in tomato. *Plant Soil* 341: 155-164.
- Pandey, R. K., B. K. Goswami, and S. Singh. 2005. Management of root knot nematode and Fusarium wilt disease complex by fungal bioagents, neem oilseed cake and/or VA-Mycorrhiza on Chickpea. *Internat Chickpea and Pigeonpea Newsletter* 12: 32-34.
- Park J. O., J. R. Hargreaves, E. J. McConville, G. R. Stirling, E. L. Ghisalberti and K. Silvasithamparam. 2004. Production of leucinostatins and nematicidal

- activity of Australian isolates of *Paecilomyces lilacinus* (Thom) Samson. Letters in Applied Microbiology 38: 271-276.
- Pau C. G., C. T. S. Leong, S. K. Wong, L. Eng, M. Jiwan, F. R. Kundat, Z. F. B. A. Aziz, O. H. Ahmed and N. M. Majid. 2012. Isolation of indigenous strains of *Paecilomyces lilacinus* with antagonistic activity against *Meloidogyne incognita*. International Journal of Agriculture and Biology 14(2): 197-203.
- Pérez G. M., y R. Castro B. 2011. Jitomate en invernadero. Primera Edición. Universidad Autónoma Chapingo. 133 p.
- Rakariyatham N., B. Butrindr, H. Niamsup and L. Shank. 2005. Screening of filamentous fungi for production of myrosinase. Brazilian Journal Microbiology 36: 242-245.
- Ros M., C. García, M. T. Hernández, 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. Biol Fertil Soils 45: 37-44.
- Sikora, R. A. and E. Fernández. 2006. Nematode of vegetable. In: Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture. Luc, M., R. A. Sikora and J. Bridge (eds.). CABI, UK. pp. 319-392
- Sogut M. A., and I. H. Elekcioglu. 2007. Methyl bromide alternatives for controlling *Meloidogyne incognita* in pepper cultivars in the Eastern Mediterranean Region of Turkey. Turkish Journal of Agriculture and Forestry 31: 31-40.
- Steel R. D. G., y J. M. Torrie. 1986. Bioestadística. Principios y procedimientos. 2ª Edición. Ed. Mc Graw Hill. México D. F. p 622.
- Taylor A.L., and J. N. Sasser. 1978. Biology, identification and control of root-knot nematodes (*Meloidogyne* species). North Carolina State University Graphics, Raleigh, North Carolina.
- Townsend G. R., and J. V. Heuberger. 1943. Methods for estimating losses caused by diseases in fungicide experiments. Plant Diseases 24: 340-343.
- Usman A. and M. A. Siddiqui. 2012. Effect of some fungal strains for the management of root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*) on eggplant (*Solanum melongena* L.). Journal of Agricultural Technology 8(1): 213-218.
- Valdés M. S. E. 2006. Hidratos de Carbono. In: Química de los alimentos. Badui S. D. (ed.). Cuarta edición. México, D. F. Pearson Educación. pp. 41-46