

Enseñar la explotación de
la tierra, no la del hombre

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

POSGRADO EN PROTECCIÓN VEGETAL

"QUÍMICOS SELECTOS CONTRA *Meloidogyne incognita* y *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*, EN JITOMATE (*Lycopersicon esculentum* Mill.), EN CHAPINGO, MÉXICO"

TESIS PROFESIONAL

QUE COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL



DIRECCIÓN GENERAL ACADÉMICA
DEPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES
OFICINA DE EXÁMENES PROFESIONALES

PRESENTA:

CABRERA HIDALGO ANSELMO DE JESÚS

Chapingo, México., Mayo de 2009.

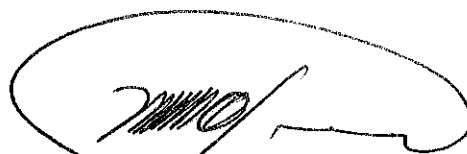


La presente tesis titulada: **"QUÍMICOS SELECTOS CONTRA *Meloidogyne incognita* y *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*, EN JITOMATE (*Lycopersicon esculentum* Mill.), EN CHAPINGO, MÉXICO"**. Fue elaborada por el C. Ing. Anselmo de Jesús Cabrera Hidalgo, bajo la dirección del Comité Asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

**MAESTRO EN CIENCIAS
EN PROTECCIÓN VEGETAL**

CONSEJO PARTICULAR

DIRECTOR:



Dr. Nahum Marbán Mendoza

ASESOR:



Dr. Marcelo Acosta Ramos

ASESOR:



Dra. Ernestina Valadez Moctezuma

Chapingo, México. Mayo de 2009.

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por apoyar económicamente mis estudios de Maestría en Ciencias...

A la Universidad Autónoma Chapingo, principalmente al Departamento de Parasitología Agrícola por las facilidades otorgadas para culminar mis estudios...

A Dios: Por haberme permitido llegar hasta este punto y haberme dado salud para lograr mis objetivos, además de su infinita bondad y amor.

A mis padres: Guadalupe Hidalgo Aguilar y Jesús Cabrera Zúñiga. Dos personas superespeciales, de quienes soy fruto de su amor; gracias por su ejemplo, su apoyo, su cariño y espero algún día devolverles algo de lo mucho que me han dado. Además de la motivación constante que me ha permitido ser una persona de bien. Los quiero mucho.

A mis hermanos. A los cuales siempre he tratado de dar buen ejemplo, esperando que logren esta meta algún día. Además de su apoyo incondicional, siempre contarán conmigo.

Al Dr. Nahum Marbán Mendoza. Por su ejemplo de rectitud y profesionalismo, el cual llevaré siempre presente y practicaré en mi vida personal y profesional. Por su amistad incondicional y las horas dedicadas a este proyecto de investigación, para llevarlo a su culminación. Y por tantas cosas más que en unas líneas no pueden plasmarse, SIEMPRE LO RECORDARE y lo llevaré como ejemplo...

Al Dr. Marcelo Acosta Ramos. Por su lucha constante y valor ante las adversidades de la vida, que me servirán de guía y han enseñado que cuando se sueña y se lucha por ellos, todo es posible. Por su amistad, y más en estos tiempos en que ya no es posible confiar en cualquiera, además de sus valiosas contribuciones a este trabajo. TODO UN EJEMPLO...

A la Dra. Ernestina Valadez Moctezuma. Por su valiosa contribución a este proyecto de investigación, además de su paciencia, apoyo y entrega en la revisión de la misma, lo cual le agradezco infinitamente.

A mis amigos. Que nos apoyamos mutuamente en nuestra formación profesional y que hasta ahora, seguimos siendo amigos, en especial a Margarito y Guillermo.

A Flor de María Guerrero Toledo. Por último, pero no menos importante, quiero agradecer a este ser iluminado, que ha venido a colmar mis días de felicidad y tranquilidad, te amo mucho preciosa, siempre voy estar contigo...

Y a todos aquellos que de alguna u otra forma contribuyeron en la realización de este trabajo...
MI INFINITO AGRADECIMIENTO...

Ing. Anselmo de Jesús Cabrera Hidalgo

DEDICATORIA

Este logro obtenido, lo dedico a mis familiares y amigos que siempre han confiado y creído en mí, por cada una de sus palabras, consejos y críticas que me regalaron, los cuales he valorado y tomado de la mejor manera, en pro de mi superación personal y profesional. No les fallaré....

Todos son parte de este trabajo, por que siempre han sido parte de mi vida... y cada logro de aquí en adelante se los dedico a ustedes, que incondicionalmente me han acompañado en los momentos difíciles y no tan difíciles, que sin sus presencias y críticas, esto no hubiera sido de este modo....

POR ESTO Y MUCHAS COSAS MÁS, LOS RECORDARÉ POR SIEMPRE Y LOS LLEVARÉ EN MI MENTE, HASTA EL FINAL DE MIS DÍAS...

SINCERAMENTE MUCHAS GRACIAS....

Albergar la ira es como agarrar un carbón hirviendo con la intención de lanzárselo a alguien. Es uno mismo el que termina quemándose (Buddha).

Si una persona es perseverante, aunque sea dura de entendimiento, se hará inteligente; aunque sea débil se transformará en fuerte (Leonardo Da Vinci).

INDICE GENERAL

INDICE DE FIGURAS.....	v
INDICE DE CUADROS.....	viii
RESUMEN.....	x
SUMMARY	x
I. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS E HIPOTESIS.....	3
2.1. Objetivo general.....	3
2.2. Objetivos específicos.....	3
2.3. Hipótesis.....	3
III. REVISIÓN DE LITERATURA	4
3.1. EL CULTIVO DE JITOMATE (<i>Lycopersicon esculentum</i> Mill.)	4
3.1.1. Origen e importancia del jitomate.....	4
3.1.2. Clasificación taxonómica	5
3.1.3. Características morfológicas	6
3.1.3.1. Sistema radical.....	6
3.1.3.2. Tallo	7
3.1.3.3. Hojas	7
3.1.3.4. Inflorescencia y flores.....	7
3.1.3.5. Fruto.....	8
3.1.4. Requerimientos edafoclimáticos.....	10
3.1.4.1. Temperatura.....	10
3.1.4.2. Humedad relativa	11
3.1.4.3. Luminosidad	11
3.1.4.4. Suelo	12
3.1.5. Sistema de producción agrícola	13
3.1.5.1. Producción de plántula.....	13
3.1.5.2. Transplante	14
3.1.5.3. Tutoreo.....	15
3.1.5.4. Polinización	16
3.1.5.5. Podas	16
a) Poda de brotes laterales	16
b) Poda de hojas	16
c) Poda apical o despunte	17
d) Poda de frutos.....	17
3.1.5.6. Riegos y solución nutritiva.....	17
3.1.5.7. Plagas y enfermedades.....	19
a) Plagas.....	20

b) Enfermedades.....	24
3.1.5.8. Cosecha y rendimiento.....	29
3.1.6. Situación económica del jitomate	30
3.1.6.1. Situación internacional	30
a) Principales países productores	30
b) Principales países exportadores	31
c) Principales países importadores	33
3.1.6.2. Situación nacional	34
a) Principales estados productores	34
b) Precio del jitomate	36
3.1.6.3. Situación estatal del jitomate.....	37
3.2. MARCHITEZ DEL JITOMATE (<i>Fusarium oxysporum</i> Schlecht. f. sp. <i>lycopersici</i> (Sacc.)	39
3.2.1. Importancia y distribución	39
3.2.2. Clasificación taxonómica	41
3.2.3. Etiología	42
3.2.4. Epidemiología.....	43
3.2.5. Ciclo biológico	44
3.2.6. Síntomas	46
3.2.7. Manejo.....	48
3.3. NEMATODO AGALLADOR DE LA RAÍZ (<i>Meloidogyne incognita</i>).....	50
3.3.1. Importancia y distribución geográfica de <i>Meloidogyne incognita</i>	50
3.3.2. Gama de hospedantes	52
3.3.3. Clasificación taxonómica	52
3.3.4. Descripción morfológica	52
3.3.5. Ciclo de vida.....	55
3.3.6. Biología	58
3.3.7. Síntomas y daños.....	58
3.3.8. Umbral de daños	59
3.3.9. Manejo.....	60
3.3.9.1. Cultural.....	60
a) Rotación de cultivos.....	61
b) Uso de variedades resistentes.....	61
c) Incorporación de materia orgánica.....	61
d) Biofumigación	62
e) Nutrición vegetal	62
3.3.9.2. Biológico.....	63
3.3.9.3. Químico.....	64
3.3.10. Interacción con otros patógenos del suelo	65
IV. MATERIALES Y METODOS	67
4.1. Localización del experimento	67

4.2. EXPERIMENTO I. Manejo químico de <i>Fusarium oxysporum</i> Schlecht. f. sp. <i>lycopersici</i> (Sacc.)).	67
4.2.1. Obtención de la cepa patogénica	67
4.2.2. Evaluación de la cepa patogénica	68
4.2.2.1. Preparación del inóculo	68
4.2.2.2. Prueba de inoculación y susceptibilidad	68
4.2.3. Ensayo de eficacia biológica de fungicidas	70
4.2.3.1. Descripción de la unidad experimental	70
4.2.3.2. Características del área experimental	70
4.2.3.3. Características del material experimental	71
4.2.3.4. Tratamientos y diseño experimental	73
4.2.3.5. Variables a evaluar	75
a) Incidencia	75
b) Severidad	76
c) Eficacia biológica de los productos fungicidas	76
4.2.3.6. Análisis estadístico	76
4.3. EXPERIMENTO II. Evaluación de productos químicos contra el nematodo agallador (<i>Meloidogyne incognita</i>)	77
4.3.1. Extracción, montaje e incremento de nematodos	77
4.3.2. Bioensayo <i>In Vitro</i>	80
4.3.2.1. Descripción de la unidad experimental	80
4.3.2.2. Características del material experimental	81
a) Nematicida MCW-2 480CE	81
b) Temik® 15G (aldicarb)	82
4.3.2.3. Tratamientos y diseño experimental	82
4.3.2.4. Variable a evaluar	83
4.3.3. Bioensayo en invernadero	83
4.3.3.1. Descripción de la unidad experimental	83
4.3.3.2. Tratamientos y diseño experimental	83
4.3.3.3. Variables a evaluar	84
a) Porcentaje de agallamiento	85
b) Índice de agallamiento	85
c) Efectividad biológica de los productos nematicidas	85
4.3.4. Análisis estadístico	85
V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	86
5.1. EXPERIMENTO I. Manejo químico de <i>Fusarium oxysporum</i> Schlecht. f. sp. <i>lycopersici</i> (Sacc.)).	86
5.1.1. Prueba de inoculación y susceptibilidad	86
5.1.2. Ensayo de evaluación de fungicidas para el control de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i>	87

5.1.2.1. Incidencia inicial de la enfermedad	87
5.1.2.2. Incidencia final de la enfermedad	90
5.1.2.3. Avance de la enfermedad en número de hojas	92
5.1.2.4. Avance de la enfermedad en centímetros	94
5.1.2.5. Eficacia biológica de los productos fungicidas	95
5.2. EXPERIMENTO II. Manejo químico del nematodo agallador (<i>Meloidogyne incognita</i>)	100
5.2.1. Evaluación del porcentaje de inmovilización	100
5.2.1.1. Primera observación: A las 24 horas	100
5.2.1.2. Segunda y tercera observación: A las 48 horas	101
5.2.1.3. Recuperación de los nematodos	102
5.2.2. Evaluación del porcentaje e índice de agallamiento	103
5.2.3. Efectividad biológica de los productos nematicidas	105
VI. CONCLUSIONES	108
VII. LITERATURA CITADA	110

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Centro de origen y domesticación del jitomate (<i>Lycopersicon esculentum</i>). 4	
Figura 2. Huevos, ninfa y adulto de mosquita blanca y síntomas que ocasiona.	20
Figura 3. Adulto de <i>Liriomyza</i> spp., y daños provocados por este insecto en jitomate.	22
Figura 4. Larva de <i>Heliothis</i> y daños provocados en frutos de jitomate.	23
Figura 5. Adultos del psílido y secreciones cerosas sobre hojas de jitomate.	24
Figura 6. Síntomas en tallos, frutos y hojas, ocasionados por <i>P. infestans</i>	25
Figura 7. Síntomas provocados por <i>Botrytis cinerera</i> , en hojas y frutos de jitomate.	26
Figura 8. Síntomas en follaje de jitomate, causados por <i>Oidiopsis taurica</i>	26
Figura 9. Síntomas en follaje, tallos y frutos, provocados por <i>Corynebacterium</i>	27
Figura 10. Síntomas de Damping-off en plántulas de jitomate.	28
Figura 11. Participación (%) de los principales productores de jitomate, en el 2007.	31
Figura 12. Participación (%) de los principales exportadores de jitomate (2006).	32
Figura 13. Participación (%) de los principales países importadores de jitomate (2006).	33
Figura 14. Comportamiento de los precios mensuales al mayoreo del jitomate tipo saladette y bola (2005). Central de abasto de Iztapalapa. Con datos de SECOFI. ...	36
Figura 15. Participación porcentual de los principales municipios productores de jitomate en el Estado de México, año agrícola 2007.	38
Figura 16. Distribución mundial de las razas de <i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>Lycopersici</i>	40
Figura 17. Distribución nacional de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i>	41
Figura 18. Crecimiento micelial de <i>F. oxysporum</i> en medio PDA.	42
Figura 19. Macro y microconidios (A) y clamidosporas (B) de <i>F. oxysporum</i>	43
Figura 20. Ciclo de la enfermedad marchitez vascular del jitomate ocasionada por <i>F.</i> <i>o. f. sp. lycopersici</i> . Tomada de Agrios (1999).	45
Figura 21. Síntomas aéreos en plantas infectadas por <i>F. o. f. sp. lycopersici</i>	47
Figura 22. Decoloración vascular color marrón en tallos y peciolos de hojas.	48
Figura 23. Distribución mundial del género <i>Meloidogyne</i>	51
Figura 24. Hembra adulta (a la izquierda) y J ₄ de <i>M. incognita</i> (a la derecha).	53

Figura 25. Población de J ₂ (A), detalle de la cola (B) y de la parte anterior (C) de un juvenil de <i>Meloidogyne incognita</i> .	54
Figura 26. Hembra ovipositando sus huevecillos en una matriz gelatinosa (A) y un J ₄ en proceso de muda de <i>M. incognita</i> (B).	55
Figura 27. Ciclo biológico de la enfermedad agallamiento de la raíz causado por <i>Meloidogyne</i> .	57
Figura 28. Síntomas de agallamiento provocados por <i>Meloidogyne incognita</i> .	59
Figura 29. Características culturales de la colonia (A) y morfológicas de los conidios (B) de <i>F. oxysporum</i> .	67
Figura 30. Inoculación por inmersión de raíces (A) e inoculación directa (B).	69
Figura 31. Parcelas experimentales del ensayo de inoculación y susceptibilidad.	69
Figura 32. Unidades (A) y parcelas experimentales (B) utilizadas en el ensayo.	70
Figura 33. Microconidios de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> vistos en microscopio compuesto: 10x y 40x.	73
Figura 34. Incremento de las poblaciones de <i>Meloidogyne incognita</i> .	79
Figura 35. Microsiracusas (1 cc) utilizados en el bioensayo <i>in vitro</i> (A) y juveniles (J ₂) del género <i>M. incognita</i> en el interior de la microsiracusa vistos a 10x (B).	80
Figura 36. Distribución de los tratamientos en el ensayo <i>in vitro</i> .	81
Figura 37. Parcela experimental del ensayo realizado en invernadero.	84
Figura 38. Síntomas iniciales de marchitez del jitomate var. Española inoculadas por inmersión con 6x10 ⁶ unidades infectivas de <i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> a los 14 ddi (A) y la misma planta 30 ddi (B), en plantas testigo, en invernadero, en Texcoco, Edo. México. 2008.	89
Figura 39. Apariencia final de las plantas de jitomate var. Española inoculadas en inmersión con <i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> a los 56 ddi (A) y Plantas testigo a los 56 ddi (B), en invernadero, en Texcoco, Edo. de México. 2008.	92
Figura 40. Eficacia biológica de los fungicidas en el manejo de la marchitez del jitomate causado por <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> en invernadero, en Texcoco, Estado de México. 2008.	99
Figura 41. Inmovilización de J ₂ de <i>M. incognita</i> a las 24 h después de aplicar los productos en condiciones <i>in vitro</i> en Texcoco, Edo. de México. 2008.	100

Figura 42. Inmovilización de J ₂ de <i>M. incognita</i> a las 48 h después de aplicar los productos en condiciones <i>in vitro</i> en Texcoco, Edo. de México. 2008.....	101
Figura 43. Porcentaje e índice de agallamiento de <i>Meloidogyne incognita</i> en raíces de jitomate var. Río Grande, a los 45 días después de aplicar los productos en invernadero en Texcoco, Edo. de México. 2008.....	103
Figura 44. Raíces agalladas en las plantas testigo (A) y planta con MCW-2 (30 ppm) (B) a los 45 días después de aplicar los tratamientos.....	105
Figura 45. Eficacia biológica de los productos nematicidas sobre el porcentaje de agallamiento en raíces de jitomate var. Río grande.....	106

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Composición nutricional del jitomate (contenido medio por 100 g).	9
Cuadro 2. Requerimientos de temperatura del jitomate en base a su fenología.....	10
Cuadro 3. Necesidades de luz del cultivo de jitomate, según etapa fenológica.....	12
Cuadro 4. Cantidad de fertilizantes para preparar 1000 L de solución nutritiva para producir jitomate en invernadero.....	18
Cuadro 5. Cantidad de fertilizantes usados para preparar 1000 L de solución nutritiva.	18
Cuadro 6. Cantidad de fertilizantes para preparar 3 litros de solución madre.....	19
Cuadro 7. Productos químicos utilizados para el control de mosquita blanca.	21
Cuadro 8. Producción de jitomate (toneladas métricas) en los principales países productores, en el periodo 2005-2007.	30
Cuadro 9. Exportación de jitomate (toneladas métricas) en el periodo 2004-2006...	32
Cuadro 10. Importación de jitomate (toneladas métricas) en el periodo 2004-2006.	33
Cuadro 11. Principales estados productores de jitomate y rendimiento por estado, según cifras de la SIAP (2007).	35
Cuadro 12. Producción en toneladas, por tipo de jitomate en México.	35
Cuadro 13. Estadísticas del jitomate en el Estado de México, año agrícola 2007. ...	37
Cuadro 14. Límites de tolerancia y umbrales económicos para diversos cultivos a <i>Meloidogyne</i> spp., al momento de la siembra.....	60
Cuadro 15. Productos químicos comúnmente usados en el control de fitonematodos.	64
Cuadro 16. Características relevantes de los productos fungicidas.....	71
Cuadro 17. Lista de fungicidas evaluados para el manejo de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> , en jitomate var. Española en invernadero. 2008.	74
Cuadro 18. Productos nematicidas y dosis evaluadas para determinar el porcentaje de inmovilización en especímenes de <i>Meloidogyne incognita</i>	82
Cuadro 19. Productos nematicidas y dosis evaluadas para determinar el porcentaje e índice de agallamiento en plantas de jitomate variedad Río grande.....	84
Cuadro 20. Escala visual usada para determinar el índice de agallamiento en raíces de jitomate.	85

Cuadro 21. Incidencia de la marchitez del jitomate var. Española y Río grande de 40 días de edad, inoculadas en inmersión y al cuello con <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> en invernadero, en Texcoco, Edo. de México. 2008.	86
Cuadro 22. Incidencia inicial promedio (%) de la marchitez del jitomate var. Española, inoculadas por inmersión con <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> antes de aplicar los tratamientos en invernadero, en Texcoco, Edo. de México. 2008.	88
Cuadro 23. Incidencia final ajustada de la marchitez del jitomate var. Española, inoculadas por inmersión con <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> , 15 días después de aplicar los tratamientos en invernadero, en Texcoco, Edo. México. 2008.	91
Cuadro 24. Avance de la marchitez del jitomate, en número de hojas, en plantas de jitomate var. Española, inoculadas con <i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> ; 15 días después de aplicar los tratamientos, en invernadero, Texcoco, Edo. Méx. 2008.	93
Cuadro 25. Avance de la marchitez del jitomate (cm) var. Española, inoculadas con <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> ; 15 días después de aplicar los tratamientos en invernadero, en Texcoco, Edo. de México. 2008.	95
Cuadro 26. Eficacia biológica de los productos fungicidas evaluados en plantas de jitomate var. Española, inoculadas con <i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>lycopersici</i> , en invernadero, en Texcoco, Edo. de México. 2008.	98
Cuadro 27. Inmovilización de J ₂ de <i>M. incognita</i> a las 24 h después de aplicar los productos en condiciones <i>in vitro</i> en Texcoco, Edo. de México. 2008.	101
Cuadro 28. Inmovilización de J ₂ de <i>M. incognita</i> a las 48 h después de aplicar los productos en condiciones <i>in vitro</i> en Texcoco, Edo. de México. 2008.	102
Cuadro 29. Porcentaje e índice de agallamiento de <i>Meloidogyne incognita</i> en raíces de jitomate var. Río Grande, a los 45 días después de aplicar los productos en invernadero en Texcoco, Edo. de México. 2008.	104
Cuadro 30. Porcentajes de eficacia biológica de los productos nematicidas.	106

QUÍMICOS SELECTOS CONTRA *Meloidogyne incognita* y *Fusarium oxysporum* f sp. *lycopersici*, EN JITOMATE (*Lycopersicon esculentum* Mill.), EN CHAPINGO, MÉXICO.

CHEMICALS SELECTED AGAINST *Meloidogyne incognita* and *Fusarium oxysporum* f sp. *lycopersici*, IN TOMATO (*Lycopersicon esculentum* Mill.) IN CHAPINGO, MEXICO.

A. J. Cabrera-Hidalgo¹; N. Marbán-Mendoza²

RESUMEN

Se realizaron experimentos en laboratorio e invernadero para evaluar la eficacia biológica de diversos fungicidas y nematocidas químicos contra *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* y *Meloidogyne incognita*, en jitomate, en Chapingo, Estado de México.

En las pruebas de laboratorio, el nematocida MCW-2 inmovilizó el 100% de los J₂ de *M. incognita*, a las 24 horas de incubación en solución de 20 y 40 ppm, sin mostrar recuperación motriz después de lavarse con agua destilada aireada. Mientras que, en el ensayo de invernadero, el producto MCW-2 a 30, 15 y 10 ppm, proporcionó porcentajes de agallamiento del 4.8%, 18% y 20%, respectivamente. Aldicarb (5 ppm) dio un 8% de agallamiento, con eficacias de control del 91 a 94%.

De los fungicidas evaluados contra *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici*, en invernadero, las aplicaciones de carbamato + etilfosfato (3 L·ha⁻¹) a los 14 días después de la inoculación (ddi) controlaron en un 100% la incidencia de la marchitez del jitomate y aplicado a los 28 ddi lo hizo en 96%. Mientras que, en dosis de 2 L·ha⁻¹ aplicado a los 7 ddi, controló la marchitez en 96%; al igual que el benzimidazol (1 kg·ha⁻¹) a los 28 ddi.

Eficacias regulares (80-90% de reducción de la marchitez) se obtuvieron con aplicaciones de carbamato + etilfosfato (2 L·ha⁻¹) a las 24 horas después de la inoculación, 14 ddi y 42 ddi, y estrobirulina (2 L·ha⁻¹) aplicado a los 14 ddi.

Palabras clave: carbamato + etilfosfato, imidazol, estrobirulina, benzimidazol, nematodo agallador, marchitez del jitomate.

ABSTRACT

Greenhouse and laboratory experiments were conducted to evaluate the biological effectiveness of several chemical nematocides and fungicides against *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* and *Meloidogyne incognita* in tomato, Chapingo, state of Mexico.

In laboratory tests, the nematocide MCW-2 immobilized 100% of the J₂ of *M. incognita* at 24 h of incubation in solutions of 20 and 40 ppm, without showing recovery after incubations in aerated distilled water. In addition, in the greenhouse test, the product MCW-2 at 30, 15 and 10 ppm, showed galling indexes of 4.8%, 18% and 20% respectively. Aldicarb (5 ppm) produced 8% galling, with control effectiveness of 91 to 94%.

Among the fungicides tested against *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici*, in greenhouse, the applications of carbamate + etilfosfato (3 L·ha⁻¹) at 14 days after inoculation (dai) controlled at 100% the wilting incidence, but did just 96% when applied at 28 dai. However at dosages of 2 L·ha⁻¹ applied at 7 dai, wilting reduction was also 96% just like benzimidazole treatment (1 kg·ha⁻¹) at 28 dai.

Regular effectiveness (80-90% wilting reduction) were obtained with applications of carbamate + etilfosfato (2 L·ha⁻¹) at 24 hours after inoculation, 14 dai and 42 dai; estrobirulina (2 L·ha⁻¹) applied at 14 dai.

Key words: carbamate + etilfosfato, imidazole, estrobirulina, benzimidazole, root knot nematode, tomato wilting.

¹ Tesista del Programa de Maestría en Ciencias en Protección Vegetal, Chapingo, México. e-mail: chiscab23@gmail.com

² Profesor-investigador del posgrado en Protección Vegetal, UACH, Chapingo, México. e-mail: nmarbanm@gmail.com

I. INTRODUCCIÓN

Sin duda alguna, el jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) es la aportación vegetal de México más extendida en el mundo. El grado de aceptación que tiene en las diversas culturas del mundo se evidencia por el hecho de que es el segundo producto hortícola en el consumo mundial. Su trascendencia en el contexto económico del país reside en su importante aportación de divisas y en la generación de empleos en todas y cada una de las fases de la cadena agroalimentaria. En nuestro país, como en otras partes del mundo, la preferencia por el consumo de jitomate en fresco es predominante. Además, es utilizado como materia prima base para la elaboración de pastas, salsas, purés, jugos, etc. El jitomate es una especie que se agrupa dentro de las hortalizas, que son plantas herbáceas con órganos o tejidos comestibles para la alimentación humana y que son fuente importante de vitaminas, minerales y proteínas. Esta hortaliza requiere de cuidados intensivos, por lo que demanda mucha mano de obra por unidad de superficie cultivada (Alarcon *et al*, 1994).

El jitomate, en México tiene una trascendencia social muy importante, puesto que una parte considerable de la población económicamente activa se encuentra relacionada directa o indirectamente con este cultivo. Es una importante fuente de empleo para un considerable número de familias en México. Se estima que para la producción de 75,000 hectáreas de jitomate se emplean a 172 mil trabajadores de campo; además trae aparejado consigo mismo una fuerte fluctuación migratoria de personas originarias de estados como Oaxaca, Zacatecas, Guanajuato, Guerrero y Veracruz, principalmente; por ser éstos estados los que aportan una proporción considerable de trabajadores agrícolas a las principales regiones de cultivo del jitomate (ASERCA, 1998).

Esta hortaliza es fuertemente afectada por enfermedades que reducen considerablemente la producción y calidad del producto, ocasionando con frecuencia, la pérdida total del cultivo si no se toman las medidas de control necesarias, medidas que elevan significativamente los costos de producción. Entre las enfermedades más importantes del cultivo de jitomate tenemos a la marchitez del jitomate causado por el hongo fitopatógeno *Fusarium oxysporum* y el agallamiento de

las raíces provocada por *Meloidogyne incognita*, las cuales generan pérdidas económicas considerables, especialmente en variedades susceptibles y bajo condiciones ambientales favorables; ambos agentes fitopatógenos son muy dañinos por sí solos; sin embargo, en la naturaleza se pueden encontrar asociados causando enfermedades, cuando ambos organismos atacan conjuntamente a un mismo hospedante, su capacidad patogénica puede ser mayor que la suma de sus efectos individuales, ya que, ejercen un efecto sinérgico, debido a que el nematodo causa heridas a las raíces atacadas, lo que favorece la entrada e invasión del hongo. Dada la importancia de estas enfermedades, es primordial contar con estrategias que regulen o controlen a los agentes causales. En este contexto, existen diversas técnicas empleadas para el manejo de estos agentes fitopatógenos, siendo el empleo de productos químicos el método de mayor rapidez de acción, muy adecuado para combinar con cualquier otra técnica de control, además de contar con un amplio espectro de acción. Estos productos se han venido utilizando desde hace más de un siglo, y desde que se empezaron a desarrollar no han cesado las investigaciones para mejorar su eficacia y encontrar nuevas materias activas; las cuales permiten reducir las pérdidas provocadas por agentes patógenos habitantes del suelo, y a la vez sustituyan moléculas plaguicidas existentes en el mercado, que en muchos casos, han generado resistencia en diversos organismos plaga, por lo que es necesario explorar y someter a estudio moléculas pesticidas de nueva generación, que una vez colocadas en el mercado, permitirán ampliar el abanico de opciones al productor, que en un futuro podrá realizar aplicaciones intercaladas con los productos de uso común y de esta manera retrasar la aparición y generación de nuevos biotipos y/o razas de organismos plaga, siendo más racionales en su uso y respetuosos con el ambiente.

Por lo anterior, el propósito de este estudio fue evaluar la eficacia biológica de diversos fungicidas y nematicidas químicos de uso común y de reciente creación sobre *Fusarium oxysporum* y *Meloidogyne incognita*, en el cultivo de jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.).

II. OBJETIVOS E HIPOTESIS

2.1. Objetivo general

- ◆ Generar alternativas químicas nuevas para reducir las poblaciones del nematodo agallador de raíces (*Meloidogyne incognita*) y el inóculo de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* en el cultivo de jitomate en Chapingo, México.

2.2. Objetivos específicos

- ◆ Evaluar la eficacia biológica de diferentes nematicidas para el manejo de *Meloidogyne incognita* *In Vitro* e invernadero.
- ◆ Evaluar la eficacia biológica de diferentes fungicidas para el manejo de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* en el cultivo de jitomate en invernadero.

2.3. Hipótesis

- ◆ Al menos uno de los fungicidas, proporcionará un manejo mejor de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*.
- ◆ La mezcla fungicida carbamato + etilfosfato proporcionaran los mejores resultados en el manejo de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* dada su doble sistemicidad (ascendente y descendente) y doble mecanismo de acción, así como por activar de manera indirecta los mecanismos de defensa de las plantas.
- ◆ El nematicida MCW-2 en dosis de 20 y 40 ppm, inmovilizará el 100% de los nematodos a las 24 horas después de la aplicación, en condiciones *in vitro*.
- ◆ Las aplicaciones del nematicida MCW-2 en dosis de 10 y 15 ppm, reducirá de manera significativa el porcentaje de agallas e índice de agallamiento con relación al testigo, en condiciones de invernadero.
- ◆ El nematicida MCW-2 proporcionará resultados similares a los que se obtendrán con las aplicaciones de aldicarb (5 ppm), para reducir el índice de agallamiento en raíces de jitomate.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. EL CULTIVO DE JITOMATE (*Lycopersicon esculentum* Mill.)

3.1.1. Origen e importancia del jitomate

Según Namesny (2004) el jitomate es originario de la Región andina (Chile, Colombia, Ecuador, Bolivia y Perú) existiendo en esta zona la mayor variabilidad genética y abundancia de tipos silvestres. A México se le ha considerado como el centro más importante de domesticación del jitomate (Figura 1).



Figura 1. Centro de origen y domesticación del jitomate (*Lycopersicon esculentum*).

Rodríguez *et al* (1984) mencionan que los antiguos Nahuatl lo llamaban “xitomatl” que significa “tomate de ombligo” y que con la llegada de los españoles fue llevado al viejo continente y de ahí a todo el mundo. La comercialización y difusión han hecho que pase a formar parte de la dieta alimenticia de varias culturas a nivel mundial.

Actualmente ocupa un papel preponderante en la economía agrícola de algunos países y sigue siendo un producto esencial en la alimentación de varias regiones, cuyo consumo acredita un importante papel en la gastronomía (Namesny, 2004).

Jones *et al* (2001) indican que el jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.), es un cultivo alimenticio de adopción reciente que se ha popularizado fundamentalmente durante el siglo pasado. Su versatilidad para consumo en fresco o en conserva y su adaptabilidad han jugado un papel fundamental en su rápida y extensa utilización. A pesar de la importancia nutricional del jitomate como fuente de vitamina A y C, su consumo per cápita es aproximadamente cuatro veces mayor en los países desarrollados comparado con los países en desarrollo. En muchas partes del mundo, el jitomate sigue siendo un cultivo de poca importancia, de consumo de lujo, y existen todavía importantes oportunidades para incrementar su contribución al bienestar y la nutrición de la humanidad.

Por su parte Namesny (2004) señala que el incremento de las superficies destinadas a la producción del cultivo de jitomate en los últimos años a escala mundial, y a su vez el aumento del rendimiento por hectárea, hacen que el jitomate sea una de las hortalizas más consumidas y distribuidas en todas las regiones del mundo. De igual forma ha influido la creación de nuevas variedades que presentan mayor tiempo de conservación, mayor adaptabilidad para los ciclos de cultivo, diferentes formas, tamaños y colores; innovando de esta forma un mercado existente, que demanda un producto con buenas propiedades organolépticas, buena presentación y buen precio.

3.1.2. Clasificación taxonómica

Nuez (2001) señala que el jitomate (*Lycopersicon esculentum*) es una planta dicotiledónea perteneciente a la familia de las solanáceas. Los miembros de esta familia presentan haces bicolaterales y una estructura floral modelo $K(5) [C(5) A(5) \underline{G}(2)]$. Esto es, sus flores son radiales y con cinco estambres. El ovario es supero, bicarpelar, con numerosos primordios seminales que producen bayas polispermas.

Según Nuez (2001) y Namesny (2004) la clasificación taxonómica universalmente aceptada para esta especie, es la propuesta por Miller en 1754:

Clase: Angiospermas

Subclase: Dicotiledóneas

Orden: Solanales (Personatae)

Familia: Solanaceae

Subfamilia: Solanoideae

Tribu: Solaneae

Género: *Lycopersicon*

Especie: *L. esculentum* Mill.

Se conocen nueve especies pertenecientes al género *Lycopersicon*, todas ellas diploides con $2n=2x=24$ cromosomas (Nuez, 2001).

3.1.3. Características morfológicas

El jitomate es una planta perenne de porte arbustivo que se cultiva como anual. La planta puede desarrollarse de forma rastrera, semierecta o erecta, y el crecimiento es limitado en las variedades determinadas e ilimitado en las variedades indeterminadas, pudiendo llegar, en estas últimas, a 10 m de longitud en un año (Rick, 1978).

Namesny (2004) señala que en cultivo, la planta se puede comportar como anual o semiperenne en regiones tropicales. Basándose en el hábito de la planta y vigor, ésta puede ser de crecimiento determinado o indeterminado, presentando los primeros, en el ápice de crecimiento, la diferenciación de vegetativo a floración y así detienen su crecimiento. Teóricamente se dice que todos los tipos indeterminados son plantas perennes y los de tipo determinado, anuales.

3.1.3.1. Sistema radical

González (1991) menciona que la planta de jitomate tiene un sistema radical notablemente desarrollado y extendido. El patrón de distribución varía entre plantas crecidas *in situ* o transplantadas.

Nuez (2001) indica que cuando la planta crece directamente de la semilla (*in situ*) sin sufrir trasplante desarrolla una potente raíz principal que le permite adaptarse a

ecosistemas semidesérticos, pero cuando la raíz principal se daña, como por ejemplo a consecuencia del transplante, se desarrolla un sistema de raíces laterales adventicias. Añade que el 70% de las raíces se localiza a menos de 20 cm de la superficie del suelo.

3.1.3.2. Tallo

León (1987) menciona que el tallo es de consistencia herbácea y tiende a lignificarse en plantas viejas. En las plantas jóvenes inicialmente es cilíndrico pero luego se torna angular, y en las ramas jóvenes es triangular.

Según Nuez (2001) la ramificación es generalmente simpodial, con lo que los ejes sucesivos se desarrollan a partir de la yema axial del eje precedente y la yema terminal da lugar a la inflorescencia o a ramas abortivas. El tallo tiene de 2 a 4 cm de diámetro en la base, esta cubierto de tricomas, con glándulas en la punta que segregan una sustancia viscosa de color verde oscuro y olor específico de la especie.

Debajo de la epidermis se encuentra el córtex, cuyas células más externas presentan clorofila y son fotosintéticas, mientras que las más internas son de tipo colenquimático y dan soporte al tallo (Namesny, 2004).

3.1.3.3. Hojas

El tallo principal forma de 6 a 12 hojas, que crecen lateralmente con filotaxia 2/5 de vuelta, antes de 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 folíolos. Los folíolos 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).

3.1.3.4. Inflorescencia y flores

Nuez (2001) indica que la inflorescencia es un dicasio compuesto generalmente por 4 a 12 flores. Frecuentemente, el eje principal se ramifica por debajo de la primera flor formada, dando lugar a una inflorescencia compuesta, habiéndose descrito

algunas con más de 300 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 esta 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.

Namesny (2004) menciona que en determinadas circunstancias la flor se separa de la planta antes de la apertura de los pétalos, a esto se le denomina aborto de la flor, mientras que en otros casos, se produce después de la apertura de los pétalos, lo que se conoce como caída de la flor.

Jones *et al* (2001) señalan que la flor del jitomate es perfecta, con partes masculinas y femeninas funcionales (hermafrodita). Cada inflorescencia del jitomate se compone de varias flores (normalmente de cuatro a ocho), y una sola planta de crecimiento indeterminado puede producir, en condiciones de invernadero, 20 o más inflorescencia sucesivas durante su ciclo de cultivo.

3.1.3.5. Fruto

El fruto es una baya de forma globular, ovoide o aplastada cuyo peso oscila, según la variedad, entre 5 y 500 g (Nuez, 2001).

Namesny (2004) menciona que el fruto es una baya globosa o piriforme, que presenta una coloración generalmente roja en su maduración, aunque algunas variedades pueden presentar otros colores, como amarillo o violeta, entre otros. En algunos tipos varietales se valora especialmente la presencia de pigmentación en el cuello, atribuida a un gen, denominado “high pigment”, pudiendo estar extendida esa coloración clorofílica a la totalidad de la superficie del fruto, en algunos tipos especiales. La superficie de la baya puede ser lisa o acostillada y en su interior se delimitan los lóculos carpelares que pueden variar entre dos y treinta. La placentación puede o no ser regular. El diámetro de los frutos varía entre 3 y 16 cm.

Jones *et al* (2001) indican que el periodo de tiempo desde de la polinización hasta la maduración del fruto varía desde menos de 6 semanas hasta más de 10, dependiendo del cultivar y la temperatura. El fruto contiene de 94 a 95% de agua, siendo el 5 a 6% restante una mezcla compleja en la que predominan compuestos orgánicos que dan al fruto su textura y sabor característicos (Cuadro 1).

Cuadro 1. Composición nutricional del jitomate (contenido medio por 100 g).

Componentes	Contenido	Componentes	Contenido
Energía	18.12-23.3 Kcal	Vitamina B9 (ácido fólico)	28.80 µg
Proteínas	0.875-1.00 g	Vitamina C (ácido ascórbico)	26.60 mg
Grasa total	0.11-0.21 g	Vitamina E (Tocoferoles)	0.89 µg
Carbohidratos	3.50 g	Minerales	
Colesterol	0.00 mg	Ca	10.60 mg
Fibra	1.40 g	Fe	0.70 mg
Agua	93.41 g	I	2.00 µg
Vitamina A	94.00 µg	Mg	8.30 mg
Vitamina B1 (Tiamina)	0.07 mg	Zn	0.16 mg
Vitamina B2 (Riboflavina)	0.04 mg	Na	6.00 mg
Vitamina B3	1.90 mg	K	250.00 mg
Vitamina B6 (Piridoxina)	0.13 mg	P	27.00 mg
Parte comestible: 94%			

FUENTE: Namesny (2004) y [www://alimentos.gratis.es/tomate](http://www.alimentos.gratis.es/tomate).

Namesny (2004) señala que el jitomate es un fruto climatérico, es decir, que al iniciarse la maduración, la respiración se incrementa así como la producción de etileno; lo que conlleva al ablandamiento de la pared celular y a su vez un incremento de azúcares. La introducción del gen “rin”, que ha permitido la incorporación de la larga vida de anaquel en frutos de jitomate, a través de la popular variedad que ha dado nombre a este tipo “Daniela”, representa una alteración del normal ritmo de maduración de los frutos; que permite el alargamiento de su vida poscosecha, aunque la selección dirigida hacia este carácter ha traído como consecuencia un detrimento en ciertas propiedades organolépticas que han afianzado la demanda del mercado de tipos con mayor sabor.

3.1.4. Requerimientos edafoclimáticos

Namesny (2004) indica que el jitomate es un cultivo de climas cálidos, por lo que no presenta ninguna dificultad su establecimiento en los periodos de primavera y verano, no obstante en algunas regiones su cultivo dura casi todo el año, lo cual puede representar ligeros inconvenientes si la zona presenta bajas temperaturas y días cortos (invierno) o altas temperaturas y humedad relativa muy baja (verano).

3.1.4.1. Temperatura

De acuerdo a Pérez *et al* (1999), el jitomate es una planta termoperiódica diaria, por lo cual requiere una oscilación de temperatura entre el día y la noche de al menos 8 °C para favorecer su crecimiento y tener mayor número de flores. Añaden que la temperatura óptima para el cultivo oscila entre 22 y 24 °C, y varía en función de cada una de sus etapas fenológicas. Por ejemplo: en germinación se requieren 25 °C, en plántula 20 °C y, de transplante a inicio del primer racimo, 24 °C. La temperatura para crecimiento y maduración de fruto debe ser de 25 a 28 °C, la cual es relativamente más alta que las anteriores; está temperatura favorece tanto el proceso de fecundación como el rápido crecimiento, maduración y coloración del fruto.

Serrano (1978) señala que la temperatura óptima para la germinación de la semilla de jitomate se encuentra entre 25 a 30 °C, por debajo de 10 °C la semilla no germina. Gil *et al* (2003) indican que para una maduración adecuada de los frutos y buen proceso de fecundación se recomienda una temperatura de 22 a 30 °C. Una temperatura permanente menor de 15 °C detiene la floración y si ésta llega a 10 °C cesa el crecimiento.

De acuerdo a Maroto (1989) los requerimientos de temperatura óptimos para el cultivo de jitomate, en función a la etapa fenológica, son los siguientes (Cuadro 2):

Cuadro 2. Requerimientos de temperatura del jitomate en base a su fenología.

Etapa fenológica	Temperatura diurna (°C)	Temperatura nocturna (°C)
Germinación	18-20	No registrada
Crecimiento	22-25	15
Floración	22-25	13-17
Fructificación	25	18

FUENTE: Maroto (1989).

Ruíz *et al* (1999) señalan que el crecimiento vegetativo es muy lento con temperaturas por debajo de 10 °C, así como la floración se detiene con temperaturas menores de 13 °C. Es una especie sensible al termoperíodo, las altas temperaturas nocturnas de 22 a 30 °C reducen la formación de flores. El licopeno, que es responsable de la coloración del fruto, comienza a destruirse por arriba de los 30 °C. En cuanto a la temperatura del suelo, Gil *et al* (2003) señalan que la mayor actividad fotosintética se obtiene cuando la temperatura del suelo se encuentra entre 25 y 30 °C y esta actividad disminuye por debajo de los 15 °C y por encima de 35 °C. La temperatura mínima en el sustrato mineral u orgánico debe ser de 12 °C, con una óptima de 20 a 24 °C y máxima de 24 °C.

3.1.4.2. Humedad relativa

Namesny (2004) mencionan que la humedad relativa del aire, sobre todo durante la dehiscencia polínica y la consiguiente polinización, debe ser del 55 y 60%. Por su parte Velasco *et al* (2006) indican que cuando la humedad es más alta las anteras se hinchan y el polen no puede liberarse ni caer sobre el estigma y las flores no se polinizan y caen. Mientras que, humedad relativa menor al 50% provoca deshidratación del grano de polen y disminuyen la transpiración de la planta creando problemas por deficiencia de calcio sobre todo en los frutos. Cuando la humedad relativa es mayor al 80% favorece el desarrollo de enfermedades fungosas.

Según León (2006) la humedad relativa óptima de día y de noche oscila entre el 75 y 80%.

3.1.4.3. Luminosidad

León (2006) indica que existen tres procesos dependientes de la luz, los cuales gobiernan el crecimiento de las plantas: fotosíntesis, fotomorfogénesis y fotoperiodismo.

Velasco *et al* (2006) señalan que es conveniente que la luminosidad sea intensa cuando la planta de jitomate está en producción, 12 horas de luz es el mejor fotoperiodo, si es menor, el desarrollo es lento y si es mayor, la síntesis de proteínas se dificulta y los carbohidratos se acumulan en exceso.

Guenkov (1974) menciona que los jitomates son exigentes en cuanto a luminosidad. Para que se formen buenos frutos es necesario un mínimo de luz de 5000 luxes. En caso de escasez de luz, el ciclo vegetativo puede prolongarse demasiado.

Según Pérez *et al* (1999) los niveles óptimos de luz para el cultivo de jitomate, varían de acuerdo a la etapa de desarrollo de la planta; por ejemplo, en el caso de la producción de jitomate en invernadero en Chapingo, México (19° 29'N, 98° 53'W y 2,250 msnm), se han observado como óptimos los siguientes valores (tomados a las 12 horas):

Cuadro 3. Necesidades de luz del cultivo de jitomate, según etapa fenológica.

Etapa fenológica	Intensidad luminosa (bujías·pie⁻¹)
Durante la etapa de plántula (desde que emerge hasta que tiene cuatro hojas verdaderas).	Máxima: 2500
Entre el momento del transplante y la aparición del primer racimo floral.	4000
Crecimiento de frutos (desde la floración hasta la maduración de los frutos).	5000

FUENTE: Tomado de Pérez *et al* (1999).

3.1.4.4. Suelo

Velasco *et al* (2006) mencionan que el pH del suelo ejerce sus efectos principales sobre la asimilación de los nutrientes, la capacidad de intercambio catiónico y la actividad biológica. El jitomate es una especie que requiere pH de 6.5 a 6.9 poniendo especial cuidado en los niveles de acidez, ya que tales niveles tienen repercusiones en la producción. El pH óptimo está entre 6.0 y 6.6.

Por su parte Namesny (2004) indicó que esta especie puede desarrollarse bien con pH entre 6.5 a 7.5 y presenta cierta tolerancia a suelos con problemas de salinidad siempre y cuando exista un buen drenaje.

Ruíz *et al* (1999) añaden que el jitomate se desarrolla bien en suelos franco arcillosos, pero prefiere suelos franco arenosos de mediana fertilidad. Requiere suelos profundos, por lo general, mayores a un metro. Es moderadamente sensible a la salinidad. La disminución del rendimiento para diversos valores de conductividad eléctrica es como sigue: 0% para 2.5 mmhos·cm⁻¹, 10% para 3.5 mmhos·cm⁻¹, 25%

para 5.0 mmhos·cm⁻¹, 50% para 7.6 mmhos·cm⁻¹ y 100% para 12.5 mmhos·cm⁻¹. El mmhos (mili-mhos) es la unidad empleada para medir la conductividad eléctrica de un extracto de suelo, actualmente se utiliza deci-Siemens·m⁻¹ (=1mmhos·cm⁻¹). El periodo más sensible a la salinidad es durante la germinación y desarrollo inicial. Según León (2006) los jitomates generalmente demandan una conductividad eléctrica de 2.5 a 4 o 5 mmhos·cm⁻¹ a través de toda su estación de crecimiento.

3.1.5. Sistema de producción agrícola

Primeramente es necesario hacer una correcta selección del material vegetal o cultivar con que se va a trabajar, ya que en el mercado existen cientos de cultivares disponibles, pero no todos son apropiados para la producción intensiva en invernadero.

3.1.5.1. Producción de plántula

Pérez *et al* (1999) mencionaron que la producción de plántula de jitomate debe hacerse en charolas de poliestireno expandido (unicel) de 200 cavidades, con el uso de sustratos tales como: Growing mix # 2, Peat moss, Phyto plant o Sun shine, entre otros. Estos sustratos tienen un tamaño de partícula adecuado para la producción de plántulas de hortalizas; además, son estériles y están enriquecidos con nutrimentos. Generalmente, un bulto de 3 pies³ de sustrato es suficiente para llenar 40 charolas y producir 8,000 plantas, suficientes para establecer un invernadero de 1,000 m², manejado con altas densidades de población y cada planta con 1-4 racimos. Este sistema de producción es viable y garantiza la germinación y crecimiento adecuado de todas las semillas establecidas. Las semillas de los cultivares de jitomate tienen alto porcentaje de viabilidad, por lo cual se debe colocar sólo una semilla por cavidad a 5 mm de profundidad en el sustrato, y cubrirse con el mismo. Antes de colocar el sustrato en las charolas, éste se debe humedecer a tal grado que permita moldear figuras con el puño de la mano. Una vez hecha la siembra, se debe aplicar un riego sobre las charolas hasta que inicie el escurrimiento de agua en los orificios de la parte inferior de las mismas. Se apilan las charolas en grupos de 10 y se cubren con polietileno negro en un sitio cerrado durante tres días para favorecer la germinación.

Gil *et al* (2000) añaden que se deben realizar muestreos periódicos para determinar el porcentaje de germinación y desapilar oportunamente las charolas, para evitar que las plántulas se alarguen o etiolen por escasez de luz y se atrofie su crecimiento.

En cuanto al riego, Velasco *et al* (2006) indican que después de la siembra, se deben realizar riegos con agua sola (de la llave), y una vez que se han formado las dos primeras hojas verdaderas se inicia el riego con solución nutritiva, se puede emplear la misma que se utiliza durante el desarrollo del cultivo diluida al 50% (Cuadro 4), cuidando que no le caiga la solución directamente en las hojas, ya que puede ocasionar quemaduras o dañar el ápice de la planta, para evitar lo anterior se deben sumergir las charolas en una tina con solución o con mucho cuidado regar en la base del tallo.

3.1.5.2. Transplante

Velasco *et al* (2006) recomiendan efectuar el transplante a los 28 o 40 días después de la germinación de las semillas, una vez que la planta haya alcanzado de 15 a 20 cm de altura o tenga cuatro hojas verdaderas desarrolladas.

Según Pérez *et al* (1999) otra característica importante para considerar que la plántula es óptima para su transplante es que el sistema radical debe haber explorado todo el sustrato que se encuentra en cada una de las cavidades de las charolas donde han estado creciendo.

La distancia de separación entre plantas deber ser mínimamente de 30 cm y máximo de 70 cm para plantación en bolsas. Si es de tres hileras se hace en tres bolillo teniendo una distancia mínima de 35 cm de centro a centro; cuando se utilizan bolsas de 50x50 (18 litros) se puede poner a 90 cm de centro a centro de la bolsa, en este caso se colocan dos plantas por maceta. Cuando se manejan cultivos en cama, es recomendable hacerlas a 1.20 m de ancho, colocando dos o tres hileras de plantas por cama, con una separación de 35 a 40 cm entre hileras, estas distancias permiten llevar la plantación a 8 o 10 racimos en un ciclo de cinco a seis meses. Para el transplante en el sustrato, debe hacerse una cepa de 5 cm de diámetro por 10 cm de profundidad donde se colocara la plántula. Se realiza el transplante con todo el cepellón y se cubre con sustrato a la altura de las hojas cotiledonares, o 2 a 3 cm

más arriba dependiendo de la longitud del tallo principal, compactando el sustrato hacia el cepellón para garantizar que el sustrato este en contacto con la plántula y así favorecer la absorción del agua, solución nutritiva y anclaje (Velasco *et al*, 2006). De acuerdo a Pérez *et al* (1999) las camas también pueden construirse sobre el nivel del suelo, en cuyo caso la altura de ésta será de 40 cm, de los cuales 20 cm se emplean para depositar tezontle grueso que sirve para drenaje y los otros 20 se llenarán con tezontle mediano en el cual se desarrollará el sistema radical de la planta. Las camas pueden ser de 1.2 a 1.6 m de anchura por toda la longitud del invernadero, deben existir al menos 50 cm entre camas para facilitar las prácticas de manejo. En cuanto a las bolsas, deben ser de polietileno negro calibre 700 tratado contra rayos ultravioleta para garantizar que duren al menos cuatro ciclos de producción y sus dimensiones serán de 40x45 cm o en su defecto de 40x40 cm.

3.1.5.3. Tutorio

De acuerdo a Gil *et al* (2003) el tutorio es una práctica necesaria en el campo o invernadero, ya que permite un crecimiento adecuado de la planta e impide que los frutos se dañen o sufran el ataque de alguna enfermedad si estuvieran en contacto con el sustrato. Además, facilita las labores de poda, aplicación de agroquímicos, labores de cosecha y permite aumentar la densidad de población del cultivo. Esta actividad debe iniciarse a los 15 o 25 días después del transplante, o cuando las plantas presenten seis hojas verdaderas y antes de que empiecen a doblarse. Se realiza atando rafia o cordón en la base de la planta y sujetándolo en el alambre, colocado previamente sobre cada hilera de planta. El nudo de rafia no debe ser muy fuerte para evitar estrangulamiento de las plantas y tampoco muy suave para evitar la fricción de las plantas con ésta. A medida que la planta se desarrolla, debe ser guiada colocando la rafia en espiral sobre el tallo a cada dos o tres hojas sobre éste; también se pueden utilizar anillos sujetadores en lugar de los nudos antes mencionados, quedando como cinturones en la base de las plantas, se debe colocar anillos cada 20 o 30 cm durante el desarrollo de la planta.

3.1.5.4. Polinización

Velasco *et al* (2006) señalaron que ambientes con 60% de humedad relativa y temperaturas de 26 a 28 °C, son idóneos para el proceso de polinización. Por su parte Gil *et al* (2003) indicaron que todos los días entre las 10:00 y 12:00 h se deben sacudir las plantas o los alambres del tutoreo para favorecer la polinización del jitomate. Se puede hacer de forma manual o mediante sistemas mecánicos de vibración, que a cierta hora del día sacuden las plantas para propiciar la liberación del polen sobre los estigmas de la flor y mejorar el amarre de frutos. Sin embargo, últimamente ha tomado relevancia la polinización natural, mediante la liberación de polinizadores a partir de la cuarta semana después del transplante. La especie comercial utilizada es *Bombus terrestris*, que es un abejorro, a una densidad de población de cuatro colonias por hectárea. Una colonia de abejorros puede polinizar de 1000 a 3000 m² de cultivo durante 8 a 12 semanas.

3.1.5.5. Podas

a) Poda de brotes laterales

Consiste en eliminar manualmente los brotes laterales o chupones que se desarrollan en la base de las axilas de las hojas del tallo principal. El problema de dejar desarrollar estos brotes, es la enorme competencia que se genera al interior de la planta por agua, luz y nutrientes. Esta actividad se lleva a cabo cuando los brotes alcanzan una longitud de 5 a 10 cm de longitud, y se debe realizar a intervalos de seis a ocho días, mientras la planta este en crecimiento (Gil *et al*, 2003).

b) Poda de hojas

El momento en que se deben eliminar las hojas es cuando los primeros frutos alcanzan su madurez fisiológica, cuidando siempre que exista al menos de una a dos hojas activas en la parte inmediata superior al racimo que no ha alcanzado la madurez fisiológica. Esto quiere decir que si las plantas son conducidas a un solo tallo y con diez o más racimos al momento de la cosecha de los últimos frutos, la planta queda solo con las dos hojas superiores (Velasco *et al*, 2006).

c) Poda apical o despunte

Los materiales de crecimiento indeterminado no dejan de crecer porque siempre tienen una yema vegetativa en la parte apical del tallo principal, que permite el continuo crecimiento de la planta, por lo que el sistema de tutoreo no permite la conducción de la planta a más de diez racimos y es necesario eliminar la yema apical dejando dos o tres hojas arriba del último racimo floral, esto último es importante para evitar que los últimos frutos sufran golpe de sol (Pérez *et al*, 1999).

d) Poda de frutos

Para conseguir calidad de los frutos, evaluada como el desarrollo óptimo de estos, característico de la variedad, es recomendable eliminar uno, dos o más frutos por racimo, dependiendo del número de frutos amarrados (los que están en el extremo terminal del racimo), puesto que estos frutos suelen quedar más chicos y son de poco valor comercial, pero como también demandan carbohidratos de la planta, éstos entran en competencia con los demás frutos del mismo racimo, al eliminarlos los carbohidratos se distribuyen más uniformemente entre los frutos que quedan en la planta y con esto se favorece el tamaño (Velasco *et al*, 2006).

3.1.5.6. Riegos y solución nutritiva

Gil *et al* (2003) indican que la duración y frecuencia del riego depende de factores como la variación en la temperatura, intensidad luminosa, tipo de sustrato utilizado, fase fenológica del cultivo y la especie y/o variedad cultivada.

Según Pérez *et al* (1999) la solución nutritiva se prepara disolviendo los fertilizantes que se señalan en el Cuadro 4, en 1,000 litros de agua, siguiendo el mismo orden para disolverlos. Se debe tener cuidado con el pH de la solución, ya que esta debe ser de 5.5. Durante los primeros 30 días después del transplante se recomienda aplicar la solución nutritiva diluida a una concentración del 50%; durante los 40 días siguientes debe aumentarse al 75%; en los 70 días posteriores, en los cuales aproximadamente se completa el ciclo de producción, se debe emplear la solución al 100% y solo en caso de que la planta se maneje a más de 10 racimos y en época invernal es recomendable aplicar la solución a no más de 125% de concentración.

Cuadro 4. Cantidad de fertilizantes para preparar 1000 L de solución nutritiva para producir jitomate en invernadero.

Fuente	Cantidad (gramos)
Ácido fosfórico 85%	31 mL
Sulfato de potasio	1000
Sulfato de magnesio	1230
Nitrato de potasio	750
Nitrato de calcio	2600
Sulfato ferroso	50
Sulfato de manganeso	5
Sulfato de zinc	2
Sulfato de cobre	2
Borax	10

FUENTE: Pérez *et al* (1999).

Gil *et al* (2003) hacen una recopilación de diferentes soluciones nutritivas empleadas para la producción de jitomate en hidroponía:

Cuadro 5. Cantidad de fertilizantes usados para preparar 1000 L de solución nutritiva.

Compuesto	Opciones						
	1	2	3**	4	5	6	7
Ác. sulfúrico	50 mL*	-	-	50 mL*	-	50 mL*	-
Ác. fosfórico	-	175 mL	175 mL	-	175 mL	-	133 mL
Sulfato de K	551g	-	890 g	558 g	558 g	-	600 g
Fosfato monoamónico	297g	-	-	297 g	-	-	-
Nitrato de K	140 g	650 g	-	-	-	388 g	-
Fosfato monopotásico	-	-	-	-	-	351g	600 g
Sulfato de Mg	950 g	950 g	-	950 g	-	950 g	-
Nitrato de Mg	-	-	800 g	-	605 g	-	-
Nitrato de amonio	-	-	-	154 g	126g	103 g	-
Nitrato de Ca	1230 g	1230 g	1230 g	1230 g	1230 g	1230 g	1200 g
SMM†	100 mL	100 mL	100 mL	100 mL	100 mL	100 mL	100 mL

* Ajustar el pH cuando el agua a usarse tiene un pH de 7.0.

** Podría presentar alguna deficiencia de Ca.

***Con 1 mL de solución madre, se puede preparar 10 L de solución nutritiva.

†Solución madre de micronutrientes (Ver Cuadro 6).

El orden de disolución es como aparecen en la lista.

Gil *et al* (2003) señalaron que es recomendable preparar por separado los micronutrientes en una solución madre dadas las pequeñas cantidades requeridas de los distintos fertilizantes (Cuadro 6).

Cuadro 6. Cantidad de fertilizantes para preparar 3 litros de solución madre.

Fuente	Cantidad (g)
Sulfato Ferroso ($\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$)	150
Sulfato de Manganeso ($\text{MnSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$)	60
Ácido Bórico (H_3BO_3)	84
Sulfato de Cobre ($\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$)	6
Sulfato de Zinc ($\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$)	6

FUENTE: Gil *et al* (2003).

NOTA: Antes de disolver cada uno de los micronutrientes, se debe agregar 10mL de ácido sulfúrico por cada litro de solución madre. Nunca se debe arrojar violentamente el ácido, ni arrojar agua al ácido.

Pérez *et al* (1999) mencionaron que los riegos con solución nutritiva deben proporcionarse, durante los primeros 30 días a razón de 0.4 L por planta, en los siguientes 40 días del ciclo de cultivo la cantidad de solución nutritiva se debe incrementar a 0.8 L diarios por maceta; en los siguientes 70 días debe aplicarse 1 a 1.5 litros de solución por maceta. Aplicando 1.5 litros en días con alta temperatura (30 °C) y alta intensidad luminosa (6000 a 7000 bujías por pie).

3.1.5.7. Plagas y enfermedades

El invernadero no es un medio totalmente estéril, así como representa el sitio ideal para el buen desarrollo de las plantas, lo es también para la proliferación de plagas y enfermedades, por lo que debe tenerse especial cuidado en los medios de transmisión y proliferación de plagas y enfermedades. Conservar las condiciones de inocuidad en un invernadero requiere de un estricto control y mantenimiento continuo de los accesorios de prevención, como son los tapetes sanitarios, mecanismos de apertura y cierre de accesos y medios de ventilación (Ramos, 2007).

En las líneas siguientes, se describen en forma breve algunas plagas y enfermedades del jitomate bajo condiciones de invernadero de mayor importancia por las pérdidas económicas que ocasionan.

a) Plagas

1) Mosquita blanca (*Bemisia tabaci* Genn. y *Trialeurodes vaporariorum* West.).

Según Sifuentes *et al* (1991) el daño directo lo ocasionan las ninfas y los adultos al succionar la savia de las plantas lo que provoca amarillamiento, moteado y encrespamiento de las hojas, seguido de necrosis y defoliación; otro daño es la secreción de mielecilla sobre las hojas en la cual desarrolla una fungosis negra llamada fumagina, la cual interfiere con la fotosíntesis y baja calidad de la cosecha. Sin embargo, el daño mayor está relacionado con la transmisión de enfermedades de tipo viral, las cuales afectan el rendimiento y calidad de las cosechas, con daños que varían de 20 a 100% (Figura 2).

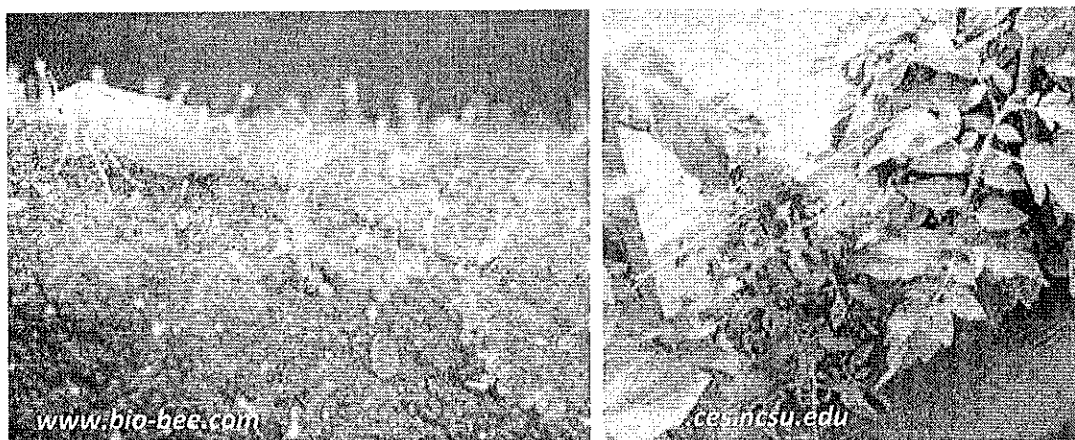


Figura 2. Huevos, ninfa y adulto de mosquita blanca y síntomas que ocasiona.

Para su manejo, Pérez *et al* (1999) recomendaron el uso de plásticos de color amarillo o de cualquier otro material de color amarillo brillante como platos de unicel, impregnados con algún aceite comestible, grasa transparente, adherex o biotak, estos dos últimos son pegamentos especiales para este propósito y duran hasta dos meses impregnado en el plástico.

Camacho (2003) indica que las materias activas usadas contra mosquita blanca, son:

- Piretroides (efecto de choque en adultos, con baja eficiencia en larvas): Alfacipermetrina, Bifentrin, Deltametrina, Tralometrina o Lambda-cihalotrina.
- Reguladores de crecimiento: Buprofezin y Teflubenzuron.
- Carbamatos: Metomilo (contra *Trialeurodes*) y Oxamilo en riego por goteo.
- Imidacloprid: acción principalmente larvicida, sobre todo en los primeros estadios.

De acuerdo a Gil *et al* (2003), los productos químicos más empleados para el control de las poblaciones de mosquita blanca, son los siguientes:

Cuadro 7. Productos químicos utilizados para el control de mosquita blanca.

Nombre común	Nombre comercial	Dosis
Imidacloprid	Confidor 350 SC	Aplicar al cuello de la planta, a los cinco días después del transplante. Aplicar 100 mL en 100 L de agua, se recomienda dar un riego antes de la aplicación.
Thiametoxam	Actara 25 WG	Aplicar al cuello de la planta cinco días después del transplante, después de 25 días puede repetirse la aplicación. Dosis: 600 g·ha ⁻¹ .
Thiacloprid Pymetrozine	Calypso SC Plenum	Aplicaciones al follaje, en dosis de 0.20 a 0.25 L·ha ⁻¹ . Aplicar de 400 a 600 mL·ha ⁻¹ .

FUENTE: Gil *et al* (2003).

En cuanto al uso de microorganismos benéficos, Gil *et al* (2003) recomiendan la aspersión del hongo *Paecilomyces fumosoroseus*, se debe aplicar por la tarde, con una humedad relativa del 80%, dirigiendo la aplicación al envés de las hojas, usarlo con infestaciones bajas.

2) Minador de la hoja (*Lyriomyza* spp.).

Garza (2002) menciona que el daño principal es ocasionado por las larvas, que forman minas y galerías al alimentarse y desarrollarse dentro de la hoja (Figura 3). En infestaciones fuertes, la planta toma una coloración blanquizca y detiene su desarrollo normal, las infestaciones severas pueden ocasionar la defoliación del cultivo con la consecuente reducción en el rendimiento y el tamaño de los frutos y finalmente quemaduras de la fruta por el sol. Los adultos también pueden causar daño al ovipositar y alimentarse, lo que se manifiesta en diminutas picaduras sobre la superficie de la hoja, que sirven de entrada a bacterias y hongos.

Camacho (2003) señaló que el control del minador de la hoja, hoy en día, esta basado en la lucha química, principalmente con dos materias activas, abamectina y ciromazina, la primera por su poder translaminar alcanza a las larvas y la segunda por su alta sistemicidad llega a toda la planta, sobretodo a la parte apical donde se

encuentran los huevecillos y primeros estadios larvarios, obteniéndose buenos controles mediante la aplicación por riego localizado.

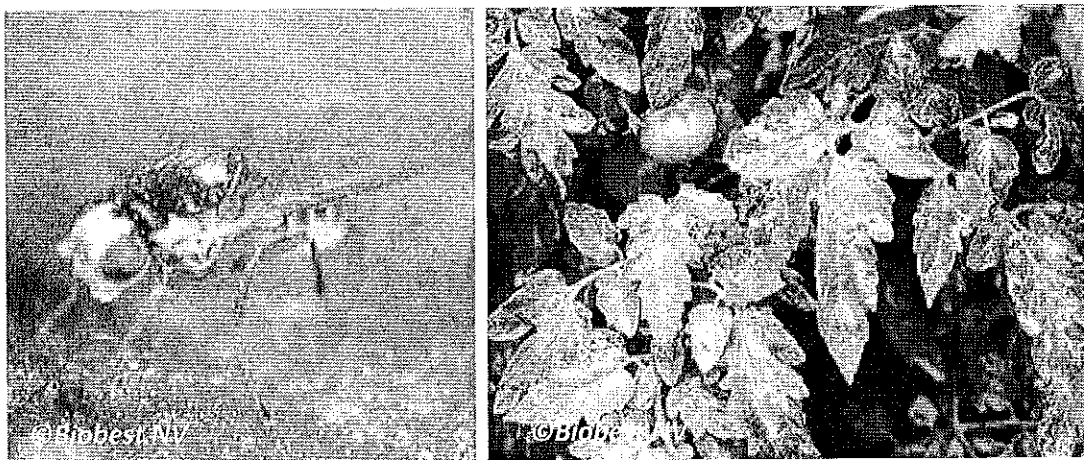


Figura 3. Adulto de *Liriomyza* spp., y daños provocados por este insecto en jitomate.

Una práctica adecuada para su control es eliminar las hojas que están minadas y que tienen en su interior la larva y/o pupa y quemarlas, o usar insecticidas como la abamectina (Agrimec 1.8 CE) y cyromacina (Trigard PH). El Agrimec se recomienda en dosis de $0.5 \text{ L}\cdot\text{ha}^{-1}$ y Trigard en dosis de 100 a $150 \text{ g}\cdot\text{ha}^{-1}$. Deben ser usados en forma alterna para reducir los riesgos inherentes al desarrollo de resistencia; estos productos tienen poca o nula efectividad sobre adultos, por lo que cuando se detecte una alta población de adultos en actividad de alimentación y oviposición, es necesario aplicar clorpirifos (Lorsban 480 CE) en dosis de $750 \text{ g i.a.}\cdot\text{ha}^{-1}$ (Pérez *et al*, 1999; Garza, 2002).

3) Gusano del fruto (*Heliothis zea* y *Heliothis virescens*).

Anaya *et al* (1999) señalaron que las larvas son las que ocasionan el mayor daño económico, presentan un aparato masticador y recién eclosionadas se alimentan del follaje tierno de las plantas para luego atacar los frutos en formación, perforándolos y reduciendo su calidad comercial (Figura 4).

Para su control se pueden realizar aplicaciones de insecticidas biológicos a base de *Bacillus thuringiensis*, como el Thuricide PH y Javelin WG con un intervalo de seguridad a la cosecha de cero días (Gil *et al*, 2000).

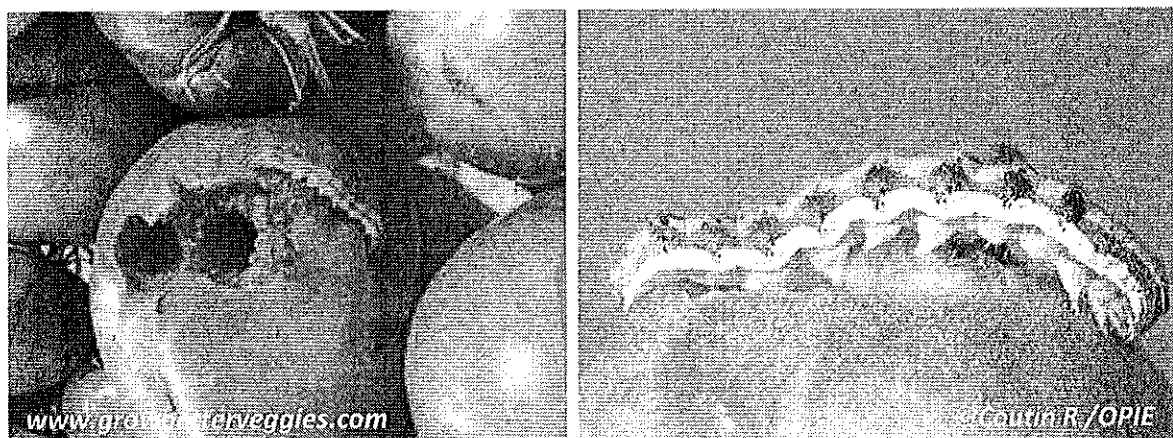


Figura 4. Larva de *Heliothis* y daños provocados en frutos de jitomate.

Garza (2002) recomienda, hacer aplicaciones de spinosad (Tracer LS) o tebufenozide (Confirm 2F) en dosis de 48 y 80 g i.a.·ha⁻¹, respectivamente. Así como, de lambda cihalotrina (Karate Zeón 50 CS) en dosis de 150-200 cc·ha⁻¹, deltametrina (Decis CE) a 0.5 L·ha⁻¹ y methoxyfenozide (Intrepid) en dosis de 0.25 L·ha⁻¹. Es importante no repetir más de tres aplicaciones por ciclo.

4) Psílido (*Bactericera (Paratrioza) cockerelli* (Sulc.).

Desde hace algunos años, la paratrioza o pulgón saltador (*Bactericera cockerelli* (Sulc.) se ha convertido en una de las plagas más importantes del jitomate, chile, papa y tomatillo, no solo por los daños directos que ocasiona al inyectar toxinas, sino también por la transmisión de fitoplasmas como la punta morada en papa y el permanente del tomate. En este momento se considera que causa más problemas que la mosquita blanca y los geminivirus (BayerCropscience, 2005).

Su mayor importancia deriva de la transmisión del permanente del jitomate, que llega a mermar hasta 60% del rendimiento de este cultivo. Las ninfas inyectan una toxina en la hoja mientras se alimentan, que causa clorosis y rizado de las hojas antes de la floración, lo cual evita la formación del fruto o causa superproducción de frutos pequeños no comercializables en plantas más desarrolladas (Productores de hortalizas, 2006).

Según Bautista *et al* (2005) las plantas infestadas presentan secreciones cerosas a manera de sal, por lo que a esta plaga se le conoce como salerillo (Figura 5). Para su

control se emplean diversos insecticidas a base de: imidacloprid, pymetrozine, spinosad, metomilo e imidacloprid + ciflutrin.

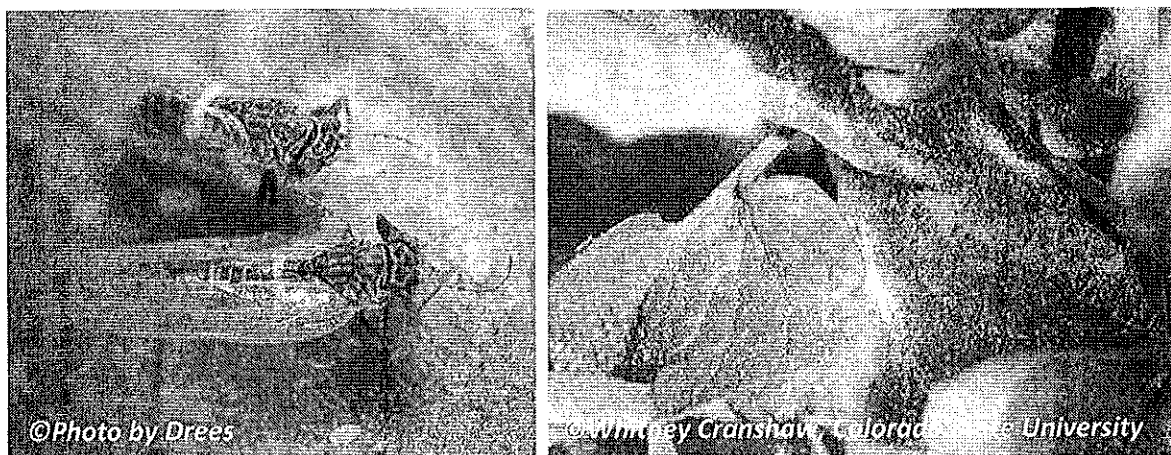


Figura 5. Adultos del psílido y secreciones cerosas sobre hojas de jitomate.

b) Enfermedades

A continuación se enlistan las enfermedades más comunes e importantes que afectan al cultivo de jitomate bajo invernadero, entre ellos, los ocasionados por los agentes fitopatógenos *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* y *Meloidogyne incognita*, los cuales se describen en apartados especiales, por ser los temas de estudio en este proyecto de investigación.

1) Tizón tardío (*Phytophthora infestans* (Mont.) De Bary).

Esta enfermedad se presenta cuando existe gran desarrollo foliar, entre los 60 a 70 días después del transplante, bajo condiciones de alta humedad relativa, temperatura alrededor de 22 °C y poco movimiento de aire. En las hojas se observan manchas pardas que con el tiempo en el envés presentan un fino algodóncillo blanco grisáceo en sus bordes (Figura 6). Cuando los tallos son infectados, se presenta una pudrición blanda de color oscura, mal oliente cuando esta húmeda y luego muere. Ataca también el pedúnculo de los frutos y a los frutos mismos, ocasionando manchas irregulares de color pardo oscuro (Pérez *et al*, 1999; Anaya *et al*, 1999).

Gil *et al* (2003) recomiendan realizar un calendario de aspersiones preventivas con fungicidas de contacto como: Mancozeb, Clorotalonil, Folpet, Difolatan, Captan, Zineb y fungicidas derivados del cobre en dosis de 1 a 2 kg·ha⁻¹. Los fungicidas

sistémicos empleados para aplicaciones al follaje son el metalaxil (Ridomil bravo) en sus diferentes presentaciones a una dosis de $0.5 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$ cada 8 a 15 días, Ricoil (oxadixil + mancozeb), Aliette (fosetil Al) y Curzate (cymoxanil + mancozeb).

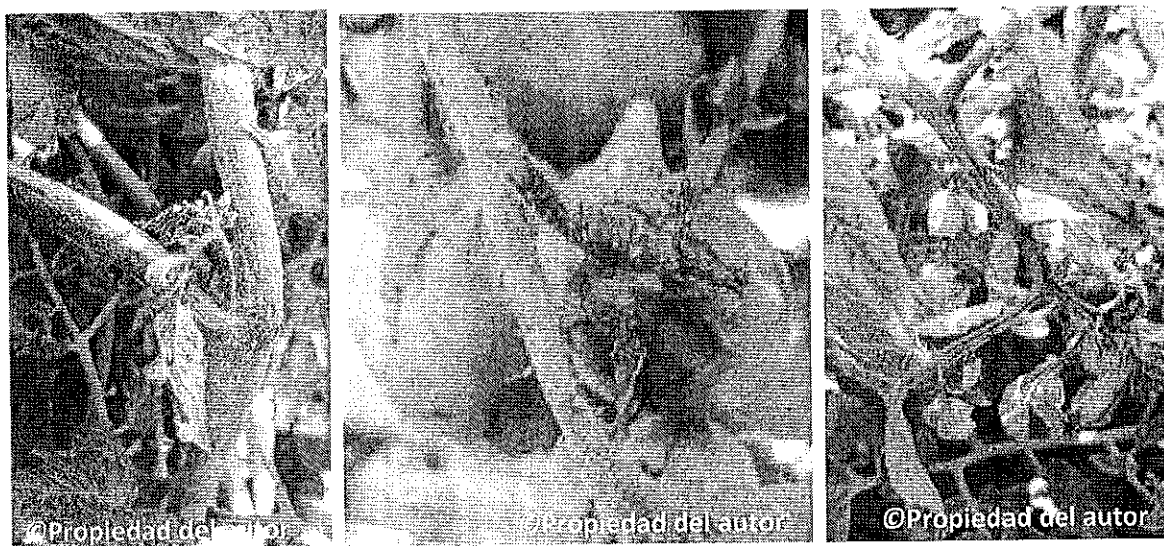


Figura 6. Síntomas en tallos, frutos y hojas, ocasionados por *P. infestans*.

2) Botritis o Moho gris (*Botrytis cinerea* Pers.).

En el campo y almacén, en cultivos con partes muy suculentas causa pudriciones que avanzan rápidamente, en cultivos con partes no muy suculentas ataca hojas y tallos causando tizones. En hojas se observan manchas de color café claro a blanco y de consistencia apergaminada, en forma de llama que se desarrolla a partir de la extremidad del foliolo de la hoja. En pedúnculos y flores, este daño es el de mayor importancia, ya que repercute directamente sobre la formación del fruto. Se presenta un enmohecimiento gris característico, también se puede observar una pudrición blanda, decoloración de tejido y abundante esporulación color café. En frutos en maduración, el síntoma típico es una lesión café clara, oval redondeada, ligeramente blanda, pero no acuosa, que después se torna café rojiza y se cubre de un crecimiento grisáceo y polvoso (Figura 7), que al avanzar la enfermedad puede llegar a cubrir todo el fruto y posteriormente secarlo y momificarlo (Mendoza, 1996; Anaya *et al*, 1999).

Blancard (2005) recomienda usar mezclas de fungicidas como vinclozolina + thiram o la mezcla de dictofencarb + carbendazim.

Según Mendoza (1996), en ambientes húmedos y frescos los fungicidas Difolatan, Dyrene, Maneb-Zinc y Clorotalonil dan buenos resultados. Otros productos más específicos son: iprodiona (Rovral), tebuconazol (Folicur), dicloran (Botran), vinclozolin (Ronilan), además de Captán (1 g L^{-1} de agua) y Folpate.

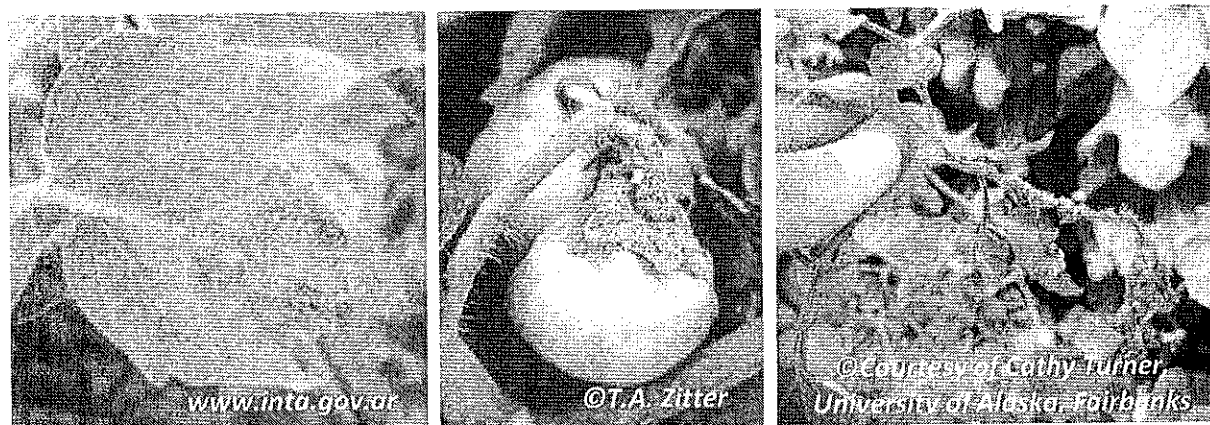


Figura 7. Síntomas provocados por *Botrytis cinerera*, en hojas y frutos de jitomate.

3) Cenicilla (*Leveillula taurica* (Lev.) Anamorfo: *Oidiopsis taurica* (Salomón)).

Mendoza (1996) indica que los síntomas iniciales son la aparición de pequeñas manchas de color verde amarillentas, casi circulares en el haz de las hojas afectadas, después el centro de la lesión se deshidrata y se torna de color café; en condiciones favorables puede afectar a toda la hoja hasta secarla, las cuales permanecen adheridas a la planta por un tiempo (Figura 8). Esta enfermedad reduce el área fotosintética y la longevidad de la planta, el rendimiento y la calidad de los frutos, que por lo general son pequeños y sufren quemaduras por el sol.

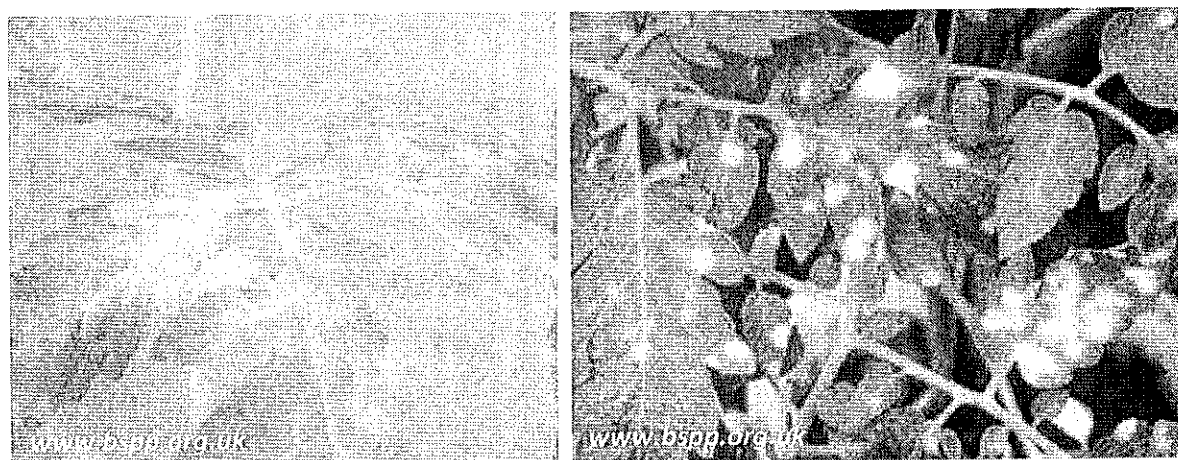


Figura 8. Síntomas en follaje de jitomate, causados por *Oidiopsis taurica*.

Para su manejo, Mendoza (1996) señala que el éxito del uso de los productos fungicidas depende de la detección oportuna de la enfermedad y aplicar productos a base de azufre, y en caso de encontrar las primeras lesiones, se debe aplicar Bayleton u otro fungicida del grupo de los triazoles.

Camacho (2003) recomienda aplicar fungicidas triazoles (triadimenol, ciproconazol, etc.) alternándoles con aplicaciones de quinometionato y diclofluanida.

4) Cáncer bacteriano (*Clavibacter* (*Corynebacterium*) *michiganensis* pv. *michiganensis*).

Las plántulas infectadas en almácigo manifiestan los síntomas seis u ocho semanas después de adquirir la infección. Cuando los síntomas se manifiestan en el almácigo las plántulas se achaparran, los tejidos vasculares se tornan color crema amarillo o amarillo café y las lesiones en los tallos se hacen visibles (Velásquez *et al*, 2004).



Figura 9. Síntomas en follaje, tallos y frutos, provocados por *Corynebacterium*.

Jones *et al* (2001) mencionaron que el síntoma principal es una marchitez sistémica de la planta. Inicialmente, los pecíolos permanecen turgentes al marchitarse. Normalmente, las hojas basales se marchitan en primer lugar, mientras que las hojas superiores permanecen turgentes hasta el final de la enfermedad. Internamente, los tejidos vasculares del tallo muestran inicialmente lesiones de coloración amarilla a

castaño, que posteriormente se vuelven marrón rojizo. Las lesiones causadas por esta bacteria en el fruto son conocidos como "ojo de pájaro", son manchas con el centro levantado de color café, de aspecto corchoso, rodeadas por un halo blanco opaco, miden de 2-6 mm de diámetro (Figura 9).

El método más efectivo para el control de esta enfermedad es el uso de semilla y plántula sana. También se recomienda desinfectar la semilla con una solución de ácido acético al 0.6% durante 24 h o con tratamiento con agua caliente a 55 °C durante 25 minutos (Velásquez *et al*, 2004).

Velasco *et al* (2006) recomendaron la aplicación preventiva de productos a base de cobre. Cuando los síntomas externos están presentes se recomienda la aplicación de productos a base de Oxitetraciclina y Terramicina como Terramicina agrícola, Agrimycin 100 y Agrimycin 500 a dosis de 3 a 5 gL⁻¹ de agua.

5) Damping off o secadera.

Pérez *et al* (1999) y Anaya *et al* (1999) mencionaron que, esta enfermedad es un complejo de hongos que atacan a nivel del cuello de la planta y sobretodo, en etapa de plántula en sustratos no desinfectados y muy húmedos. Se caracteriza por causar un estrangulamiento a nivel del cuello que en etapas avanzadas provoca la muerte de las plántulas (Figura 10).

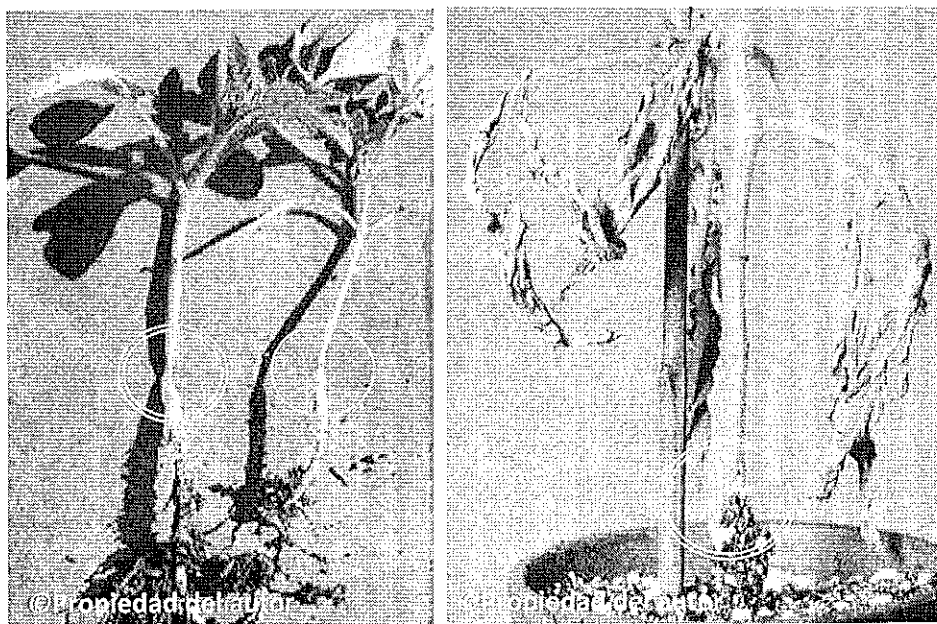


Figura 10. Síntomas de Damping-off en plántulas de jitomate.

Los hongos responsables de esta enfermedad son *Fusarium*, *Rhizoctonia*, *Phytophthora* y *Phytium*. Los síntomas de pudrición de las semillas, se asocia con *Pythium*. Las plantas recién emergidas se marchitan rápidamente por la pudrición de tejidos en el cuello de la planta. Cuando el ataque es por *Rhizoctonia solani*, una vez que la planta tiene frutos, se presenta una apariencia corchosa en el cuello y raíces de la planta, provocando deficiencias nutrimentales, esta corchosis es poco compacta, la cual se desprende fácilmente. Cuando el ataque es provocado por *Fusarium* spp., las plantas detienen su crecimiento y se tornan cloróticas empezando por las hojas más viejas, las plantas se marchitan y luego mueren; en corte transversal y longitudinal de tallos, raíces y ramas se observa una coloración café oscura del tejido vascular. Cuando el agente causal es *Phytophthora* se observa un ennegrecimiento del cuello de la planta, sin hundimiento (Pérez *et al*, 1999; Anaya *et al*, 1999).

Esta enfermedad puede prevenirse realizando una buena desinfección del sustrato con Formol al 5%, Vapam o Bromuro de metilo. Durante el desarrollo de las plántulas o en los bancales se protegen con Captán ($1\text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$ de agua), Monceren (pencycuron) o Shogun (fluazinam) y Ridomil Gold; también se puede utilizar Previcur y Ridomil Gold 4E en caso de síntomas de ataque; realizar junto con el riego aplicaciones alternadas de 0.5 mL de Prevycur en un litro de agua cada 3 o 4 días (Gil *et al*, 2003).

También se recomienda el uso de los siguientes productos curativos: mefenoxam en dosis de $0.5\text{ mL}\cdot\text{L}^{-1}$ de agua, Previcur Energy (carbamato + etilfosfato) en dosis de 2 a $4\text{ mL}\cdot\text{L}^{-1}$ de agua e Infinito (fluopicolide + propamocarb) en dosis de 1 a $1.5\text{ mL}\cdot\text{L}^{-1}$ de agua (Acosta, 2007).

3.1.5.8. Cosecha y rendimiento

Según Pérez *et al* (1999), el momento de la cosecha varía dependiendo del cultivar empleado; por ejemplo, el cultivar “Tequila” que es de tipo saladette y de crecimiento indeterminado requiere de 90 a 100 días para realizar el primer corte y dura dos meses produciendo, mientras que el “T-13” que es indeterminado y tipo bola, requiere de 100 a 110 días para empezar a producir y dura en producción 2.5 meses.

Los tipos determinados como el Pike Ripe que es de tipo bola requiere de 80 a 90 días y dura un mes en producción. Normalmente, la frecuencia de corte varía de 5 a 8 días, dependiendo de la temperatura ambiental. El fruto debe ser cosechado cuando inicia la formación de la estrella rosa en su parte apical; esto cuando va a ser transportado por largas distancias, o en rojo cuando va a ser de consumo inmediato. Gil *et al* (2003) señalaron que los rendimientos dependen de la variedad y el control de los factores ambientales, pudiendo oscilar de 150 a 300 ton·ha⁻¹.

3.1.6. Situación económica del jitomate

3.1.6.1. Situación internacional

a) Principales países productores

Según datos de la FAO, en el año 2007 se produjeron más de 126 millones de toneladas de jitomate, siendo China el principal productor, con más de 33,500,000 de toneladas, lo que representó una participación del 26.65%. Lo siguen, E.U.A., Turquía e India como fuertes productores de jitomate; acaparando entre estos cuatro países más del 50% de la producción a nivel mundial. Por otro lado, los diez principales países que se muestran en el Cuadro 8, producen el 98.93% del jitomate a nivel mundial.

Cuadro 8. Producción de jitomate (toneladas métricas) en los principales países productores, en el periodo 2005-2007.

Países	Años		
	2005	2006	2007
China	31,618,462	32,540,040	33,645,000
E.U.A	10,982,790	11,298,040	11,500,000
Turquía	10,050,000	9,854,877	9,919,673
India	8,637,700	9,361,800	8,585,800
Egipto	7,600,000	7,650,000	7,550,000
Italia	7,187,014	6,351,202	6,025,613
Irán	4,781,018	4,800,000	5,000,000
España	4,810,301	3,679,300	3,615,000
Brasil	3,452,973	3,362,655	3,364,438
México	2,246,246	2,899,153	2,900,000
Mundo	126,223,688	126,996,058	126,246,708

FUENTE: www.faostat.fao.org

Como se puede observar en la figura 11, China es el principal productor de jitomate, seguido de los Estados Unidos de América y Turquía, ubicando a México en el lugar número diez, como país productor de esta hortaliza, con una participación del 2.29%, que representa un volumen de producción de 2,900,000 toneladas, en el 2007.

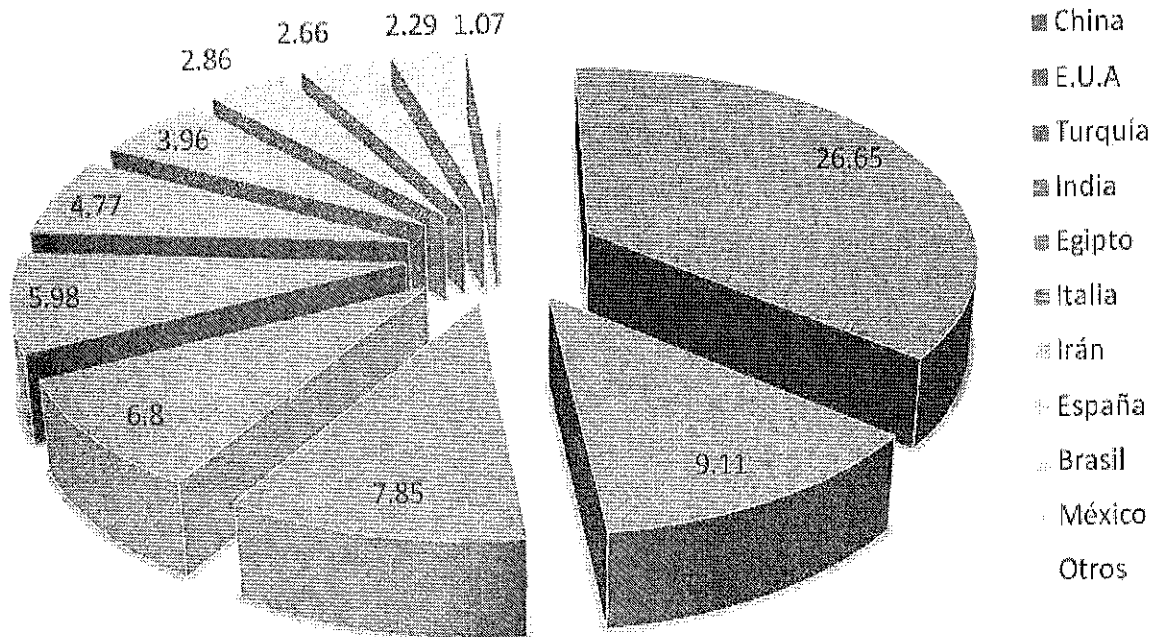


Figura 11. Participación (%) de los principales productores de jitomate, en el 2007.

b) Principales países exportadores

De acuerdo a datos de la FAO, en el año 2007 se exportaron más de seis millones de toneladas de jitomate a nivel mundial, siendo México el principal exportador, pasando de 895,126 ton en el 2004 a más de un millón de toneladas en el 2007, lo que representó un crecimiento del 15.23%; le siguen España y los países bajos, como fuertes exportadores de esta hortaliza. Irán ocupa la posición número 10, con una fuerte tendencia a la alza, pasando de 18,744 ton en el 2004 a 136,848 ton para el 2007, con un crecimiento del 630% (Cuadro 9).

Cuadro 9. Exportación de jitomate (toneladas métricas) en el periodo 2004-2006.

Países	Años		
	2004	2005	2006
México	895,126	900,767	1,031,503
España	1,023,028	923,907	987,260
Países bajos	771,848	770,750	776,496
Jordania	237,859	285,169	307,529
Turquía	235,364	250,182	246,600
Bélgica	204,503	200,209	200,002
Marruecos	107,365	166,570	192,353
E.U.A.	212,279	188,173	144,184
Canadá	137,163	146,277	141,957
Irán	18,744	28,762	136,848
Mundo	4,867,830	4,986,947	6,077,463

FUENTE: www.faostat.fao.org

México como principal país exportador, aporta el 16.97%, seguido de España y Países bajos, con un 16.24% y 12.77%, respectivamente, es importante señalar, que tan solo estos tres países exportan poco más del 45% del jitomate producido a nivel mundial (Figura 12).

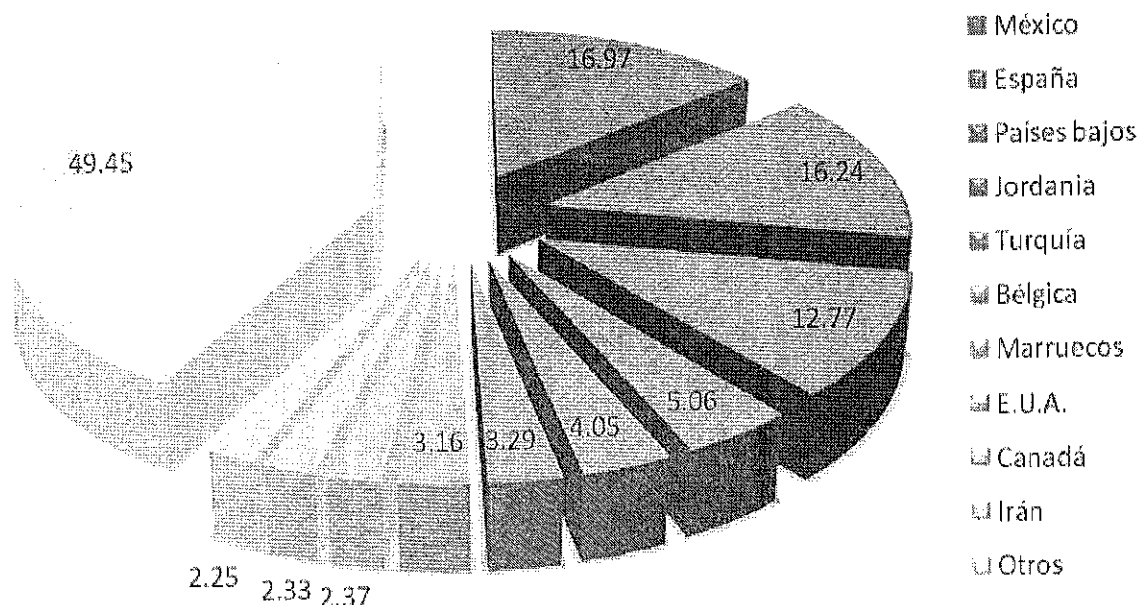


Figura 12. Participación (%) de los principales exportadores de jitomate (2006).

c) Principales países importadores

A nivel mundial se importan más de 5 millones de toneladas de jitomate, siendo Estados Unidos de América el principal país importador, con un volumen de importación de 992,337 ton en el 2006 (Cuadro 10), lo cual representó el 18.32% del total de las importaciones mundiales.

Cuadro 10. Importación de jitomate (toneladas métricas) en el periodo 2004-2006.

Países	Años		
	2004	2005	2006
E.U.A.	931,972	951,787	992,337
Alemania	660,792	624,319	652,313
Francia	434,293	441,131	468,823
Reino unido	386,443	417,236	442,434
Federación rusa	291,413	351,832	413,594
Países bajos	174,787	148,687	247,772
Arabia Saudita	215,192	215,002	210,199
Canadá	174,183	171,723	181,718
Mundo	4,616,804	4,749,355	5,414,803

FUENTE: www.faostat.fao.org

Alemania y Francia, participaron con el 12.05 y 8.66%, respectivamente, que junto con EUA, acaparan más del 39% del volumen total importado de esta hortaliza (Figura 13).

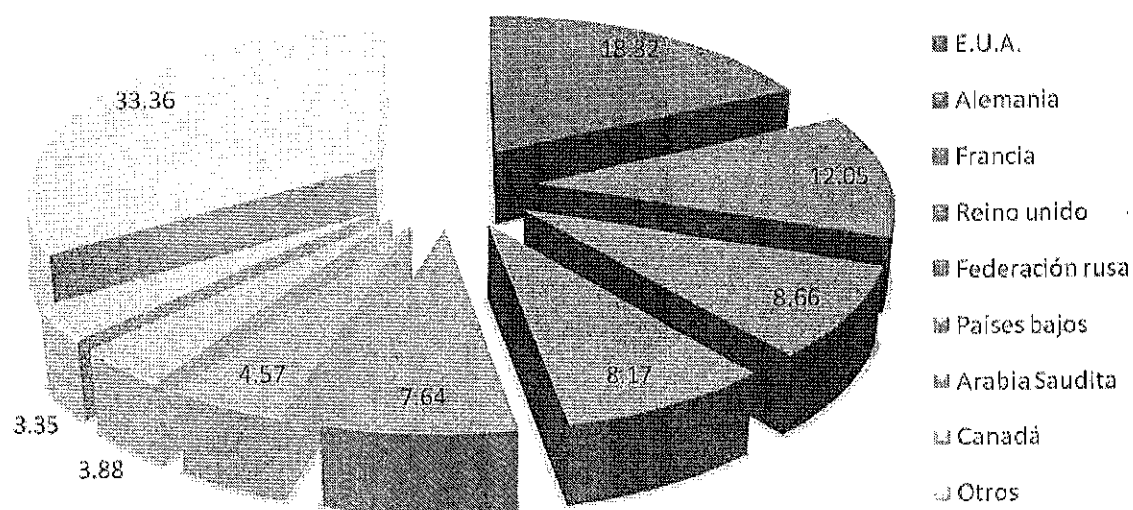


Figura 13. Participación (%) de los principales países importadores de jitomate (2006).

Como se observa en la figura anterior, tan solo ocho países acaparan el mercado de jitomate, ya que ellos consumen poco más del 66% del total de jitomate importado a nivel mundial.

3.1.6.2. Situación nacional

a) Principales estados productores

En México existen alrededor de 648.5 has de invernaderos tecnificados y otras 334 has están en proceso de construcción en diversos puntos del país dedicada una gran proporción al cultivo de jitomate (Barrera, 2000; citado por Gil *et al*, 2003).

Según datos de la SIAP (2007), en México se destinan más de 15 millones de hectáreas a la producción agrícola, de las cuales 66,635.31 has son cultivadas con jitomate, con una producción de más de 2 millones de toneladas y un rendimiento promedio nacional de 37.44 ton·ha⁻¹.

Los principales estados productores de jitomate, en orden de importancia: Sinaloa, Michoacán, Baja California, Jalisco, Baja California Sur, San Luis Potosí y Zacatecas; estos siete estados producen más del 72% de jitomate en México, siendo el estado de Sinaloa el que aporta la mayor producción, con más de 800,000 toneladas, que representa el 34% de la producción total. Los estados de Baja California y Jalisco, presentan los mayores rendimientos por unidad de superficie, con 59.19 y 53.02 ton·ha⁻¹, respectivamente (Cuadro 11).

El Estado de México ocupa el doceavo lugar, como productor de jitomate a nivel nacional, con un volumen de producción de 57,189 toneladas, que representa el 2.35% del total nacional; sin embargo, es uno de los estados con el mayor rendimiento por hectárea con 54.13 ton·ha⁻¹.

De acuerdo a Muñoz *et al* (1995), en México se producen distintos tipos de jitomate, según sus características y mercados de consumo: jitomate cherry para mercados selectos nacionales y extranjeros; jitomate bola, que puede ser cortado en alguna tonalidad de rojo o verde maduro y jitomates industriales (roma, saladette y otros). El jitomate exportado es sustancialmente rojo de bola y producido en vara, también el jitomate verde, al igual que el cherry. La mayor parte de los jitomates industriales se

destina al mercado nacional, ya sea para su procesamiento o para su comercialización en el mercado de frescos.

Cuadro 11. Principales estados productores de jitomate y rendimiento por estado, según cifras de la SIAP (2007).

Estado	Producción (toneladas)	Rendimiento (ton·ha⁻¹)
Sinaloa	827,010.94	43.94
Michoacán	224,897.88	34.80
Baja California Norte	196,388.03	59.19
Jalisco	141,796.28	53.02
Baja California Sur	132,873.29	40.74
San Luis Potosí	120,289.40	33.47
Zacatecas	112,979.50	39.48
Veracruz	75,892.50	24.14
Tamaulipas	75,433.00	28.86
Morelos	66,656.60	25.75
Sonora	63,608.52	28.23
Estado de México	57,189.95	54.13
Nacional	2,425,402.77	37.44

FUENTE: www.siap.sagarpa.gob.mx

En México se producen más de 2 millones de toneladas de jitomate, del cual el 45.50% es del tipo saladette, seguido por el tipo bola con un 25.31%, jitomate de exportación con un 11.66% y la variedad Río Grande con el 12.42%, en menor grado y con menos del 3% tenemos al tomate cherry y el de invernadero (Cuadro 12).

Cuadro 12. Producción en toneladas, por tipo de jitomate en México.

Tipo de jitomate	Años		
	2003	2004	2005
Saladette	154,127.46	783,505.58	1,008,869.67
Bola	0.00	805,615.95	561,160.62
Exportación	242,562.00	282,801.10	258,510.50
Río Grande	207,967.36	286,860.91	275,423.38
Cherry	41,734.25	54,592.17	59,106.90
Invernadero	19,268.35	34,483.79	40,469.38
Rojo	1,498,571.81	23,624.14	13,030.00
Orgánico	0.00	3,800.00	350.00
Industrial	5,700.00	26,100.00	200.00
Total	2,169,931.23	2,301,383.64	2,217,120.45

FUENTE: www.siap.sagarpa.gob.mx

b) Precio del jitomate

En la figura 14, se observan los precios promedios mensuales al mayoreo del jitomate tipo saladette en el 2005, con tendencia a la alza a partir de marzo, con precios menores a \$4.00, hasta alcanzar los precios máximos en los meses de abril y mayo, con \$10.32 y \$10.61·kg⁻¹, y una drástica caída en los meses de octubre y noviembre, con precios mínimos de \$4.26·kg⁻¹, para volver a repuntar en diciembre, con \$8.12·kg⁻¹. Por lo que existe una ventana bien definida de precios para el jitomate tipo saladette en los meses de abril-mayo y diciembre.

Con respecto a los precios del jitomate tipo bola, se comportan de manera más regular, alcanzado los precios más altos en abril, mayo y diciembre, con \$15.88, \$16.25 y \$16.70·kg⁻¹, respectivamente (Figura 14). Siendo los precios más bajos en los meses de enero y febrero, con \$5.82 y \$6.67·kg⁻¹, respectivamente.

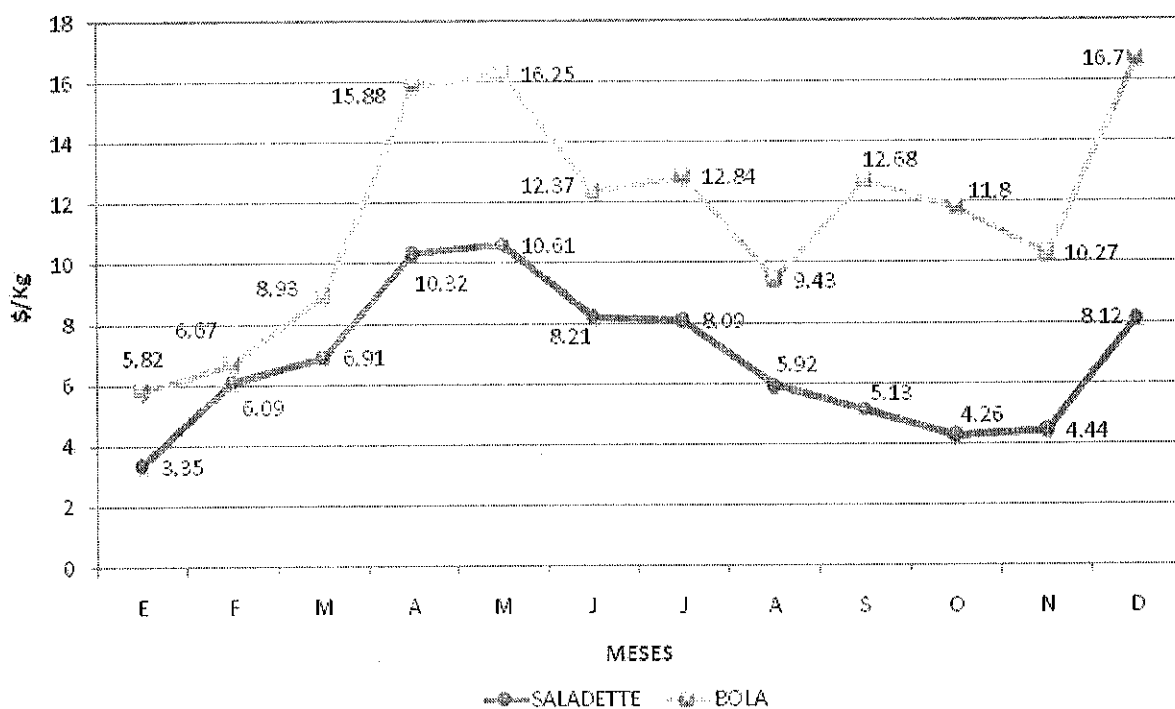


Figura 14. Comportamiento de los precios mensuales al mayoreo del jitomate tipo saladette y bola (2005). Central de abasto de Iztapalapa. Con datos de SECOFI.

3.1.6.3. Situación estatal del jitomate

El Estado de México figura como un fuerte productor de jitomate, ocupando el doceavo lugar a nivel nacional, con más de 57 mil toneladas al año. Entre los municipios con mayor participación dentro del estado tenemos, en orden de importancia: Jocotitlan, Tepetlixpa, Atlautla, Tonatico, Ozumba, Zacualpan, Luvianos y Almoloya de alquisiras; estos ocho municipios producen poco más del 95% de la producción estatal total de jitomate (Figura 15), Texcoco no es un productor sobresaliente, con sus 153.60 toneladas, ya que solo representa el 0.27% de la producción total (Cuadro 13).

Cuadro 13. Estadísticas del jitomate en el Estado de México, año agrícola 2007.

Municipio	Producción (ton)	Rendimiento (ton·ha ⁻¹)	PMR (\$·ton ⁻¹)
Jocotitlan	37,500	625.00	10,500
Tepetlixpa	5,640	20.00	7,000
Atlautla	3,535	25.75	6,500
Tonatico	2,103	21.45	6,549.22
Ozumba	1,870	17.00	7,000
Zacualpan	1,700	22.08	3,676.47
Luvianos	1,241	18.95	4,000
A. de alquisiras	1,052.5	16.19	5,182.90
Texcoco	153.60	19.20	4,200
Estatal	57,189.95	54.13	8,987.52

FUENTE: www.siap.sagarpa.gob.mx

En cuanto al rendimiento, tenemos que el municipio de Jocotitlan presenta los más altos con 625 ton·ha⁻¹, dado que su producción es netamente bajo invernadero, con dos ciclos por año; mientras que la media estatal es de 54.13 ton·ha⁻¹. Con relación a los precios, estos varían dependiendo de la calidad y tipo de jitomate, van de \$4,000 a \$10,500 la tonelada, siendo el municipio de Luvianos y Texcoco, los que tienen los precios más bajos, y el municipio con los precios más altos es Jocotitlan.

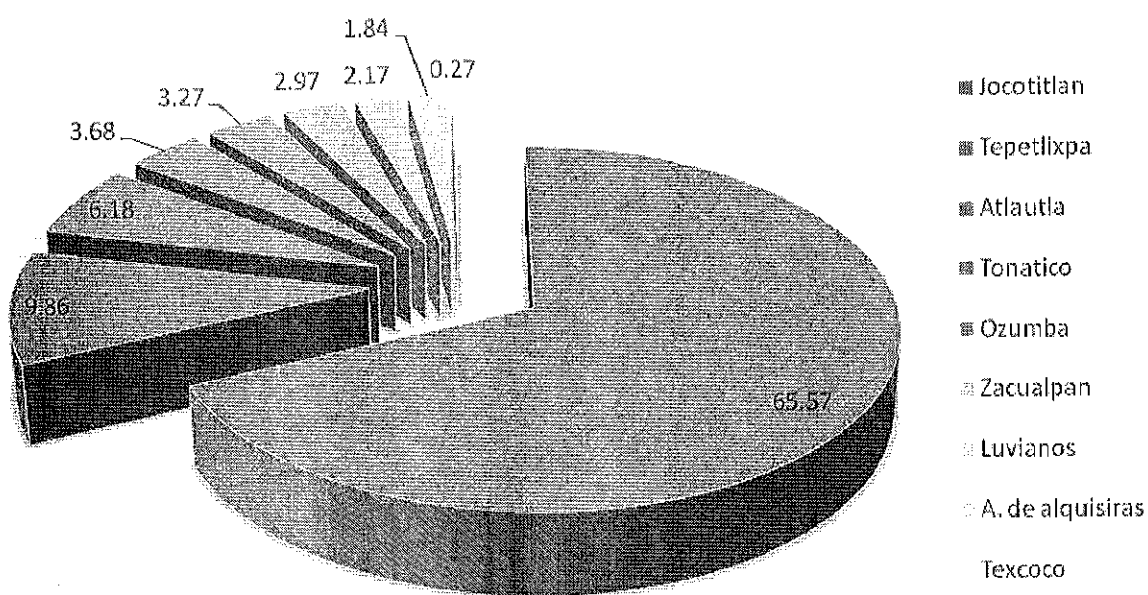


Figura 15. Participación porcentual de los principales municipios productores de jitomate en el Estado de México, año agrícola 2007.

3.2. MARCHITEZ DEL JITOMATE (*Fusarium oxysporum* Schlecht. f. sp. *lycopersici* (Sacc.)

Fusarium oxysporum f. sp. *lycopersici* (Sacc.) W.C. Snyder and H. N. Hans, es un patógeno del suelo perteneciente a la clase ascomycetes, que causa la enfermedad marchitez del jitomate. Esta enfermedad fue descrita por primera vez por G. E. Massee en Inglaterra en 1895 y actualmente se ha reportado su presencia en más de 32 países, causando pérdidas considerables en el cultivo de jitomate principalmente en países con clima cálido. La enfermedad es destructiva en campo, en localidades meridionales de Estados Unidos y Europa, pero en las zonas más al Norte la enfermedad se desarrolla sólo en los cultivos de invernadero debido a la limitación de temperatura (Jones *et al*, 2001).

Este fitopatógeno se caracteriza por ser un hongo muy variable debido a su especificidad y virulencia. Dicha variabilidad también se manifiesta por la presencia de razas fisiológicas (Armstrong *et al.*, 1975). Hasta ahora han sido señaladas tres razas: R1, R2 y R3. Estas pueden ser diferenciadas por pruebas de patogenicidad, utilizando cultivares de jitomate con distintos genotipos que actúan como hospedantes diferenciales (McGrath *et al.*, 1987), lo cual concuerda con lo señalado por Bohn *et al* (1940) de que el descubrimiento de variedades de jitomate resistentes, ha permitido distinguir las posibles razas patogénicas del hongo; sin embargo el uso de estos materiales ha favorecido la variación dentro de la misma raza (Marlatt *et al.*, 1996).

3.2.1. Importancia y distribución

Jones *et al* (2001) indicaron que se han descrito tres razas fisiológicas de este patógeno. La raza 1 es la más ampliamente distribuida, y se ha detectado su presencia en la mayoría de las áreas geográficas. En 1940 se identificó la raza 2 en Ohio, pero sus ataques no provocaron pérdidas económicas, hasta su descubrimiento en Florida en 1961. Después de esto, la raza 2 se identificó rápidamente en varios estados de los EEUU y en otros países, incluyendo Australia, Brasil, Gran Bretaña, Israel, México, Marruecos, Países bajos e Irak. La raza 3 fue

reportada en Brasil en 1966; desde entonces, se ha encontrado en Australia, Florida y California (Figura 16).

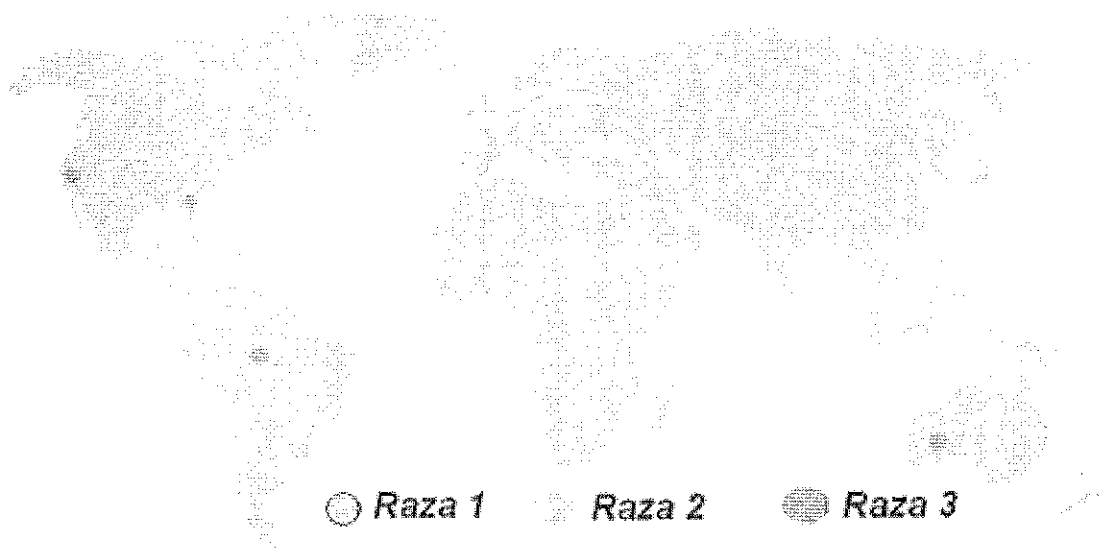


Figura 16. Distribución mundial de las razas de *F. oxysporum* f. sp. *Lycopersici*.

Agrios (1999) mencionó que el marchitamiento causado por *Fusarium* spp. es una de las enfermedades más prevalentes y dañinas del jitomate, en las principales regiones productoras del mundo. La enfermedad es más destructiva en climas cálidos y en suelos cálidos y arenosos de las regiones templadas. Puede ocasionar pérdidas considerables, especialmente en variedades susceptibles y bajo condiciones climáticas favorables. Se caracteriza por el achaparramiento de las plantas, las cuales en poco tiempo se marchitan y finalmente mueren. A veces, campos enteros de jitomate son destruidos o severamente dañados antes de que puedan ser cosechados.

Jiménez (2003) indicó que esta enfermedad es posiblemente la más conocida y ampliamente diseminada en las regiones jitomateras del mundo. Es particularmente más común en regiones más cálidas. La marchitez por *Fusarium* es más frecuente en áreas de bajas elevaciones sobre el nivel del mar cuando la temperatura es más elevada de lo normal.

A nivel nacional, Mendoza (1996) reportó la presencia de esta enfermedad en el cultivo de jitomate en los Estados de Guanajuato, México, Michoacán, Morelos, San Luis Potosí, Sinaloa y otros de menor importancia (Figura 17).



Figura 17. Distribución nacional de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*

3.2.2. Clasificación taxonómica

Según Romero (1993), *Fusarium oxysporum* pertenece al grupo de los hongos imperfectos o Deuteromycetes, denominados así, porque rara vez o casi nunca se reproducen sexualmente. Sin embargo, existen micólogos que no están de acuerdo con esta denominación, ya que bajo ciertas condiciones ambientales y nutricionales, se ha logrado que algunos hongos se reproduzcan sexualmente.

Alexopoulos *et al* (1979) y Acosta (2007), ubican al género *Fusarium* en la siguiente clasificación taxonómica:

Dominio: Eucariota

Reino: Eumycota o fungi

Phylum: Deuteromycota

Clase: Hyphomycetes

Orden: Moniliales

Familia: Moniliaceae

Género: *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* (Sacc.) W.C. Snyder & H.N. Hans.

De acuerdo a Ainsworth (1979), los hongos imperfectos son agrupados, por conveniencia, dentro de la división Deuteromycotina, ya que los caracteres empleados en la sistemática se refieren a la reproducción.

3.2.3. Etiología

Booth (1971) señaló que las colonias de *Fusarium oxysporum* se caracterizan por ser de rápido crecimiento, con una tasa diaria cercana a un centímetro en medio papa-dextrosa-agar (PDA) a 26 °C y pH de 6. La morfología de las colonias es muy variable y puede presentar dos tipos: la micelial y la conidial. El crecimiento de tipo micelial se caracteriza por la producción abundante de micelio aéreo, algodonoso y de coloración que varía de blanco a rosado durazno, pero usualmente con un tinte púrpura más intenso en la superficie del agar y pocos microconidios (Figura 18).

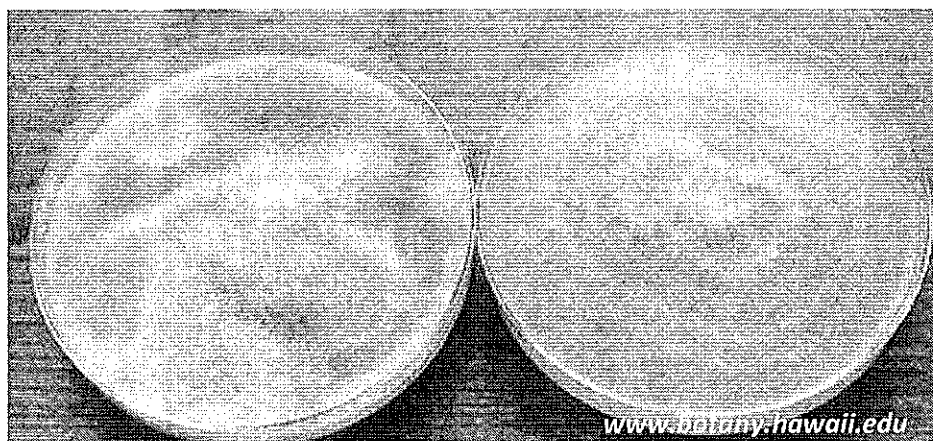


Figura 18. Crecimiento micelial de *F. oxysporum* en medio PDA.

El crecimiento conidial, de acuerdo a Ahmed *et al* (1993) y Haware (1998) se presenta produciendo dos clases de estructuras propagativas principalmente: microconidios y macroconidios (Figura 19A). Los microconidios son estructuras unicelulares, hialinas, sin septas, elipsoides a cilíndricas, rectas o curvadas; se forman sobre fiálides simples, laterales y cortas o sobre conidióforos poco ramificados. Estos conidios pueden medir de 5-12 μm de largo y 2.5-3.5 μm de ancho. Los macroconidios presentan paredes delgadas, hialinas, fusiformes, largas, moderadamente curvadas y en forma de hoz, con varias células y de tres a cinco septas transversales, con la célula basal elongada y la célula apical atenuada. Estas

estructuras miden de 27-46 μm de largo por 3.0-4.5 μm de ancho y se pueden producir libres o agrupados en esporodoquios. Además, este fitopatógeno forma estructuras de conservación llamadas clamidosporas (Figura 19B), que son esporas formadas a partir de la condensación del contenido de las hifas y de los conidios. Estas estructuras son globosas, con pared gruesa, que se forman en grupos o individuales, son terminales o intercalares y poseen un tamaño de 5 a 15 μm de diámetro. Se desarrollan en el micelio más viejo o en los macroconidios.

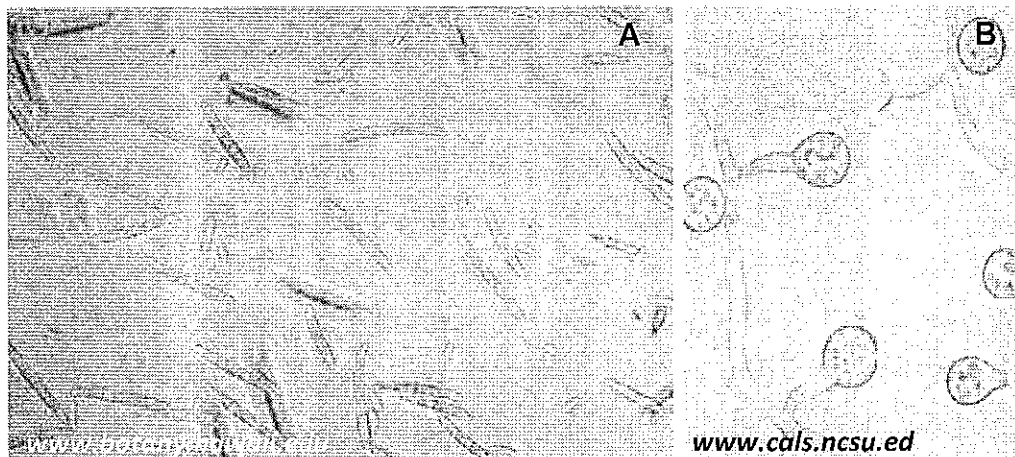


Figura 19. Macro y microconidios (A) y clamidosporas (B) de *F. oxysporum*.

Las clamidosporas permiten al hongo sobrevivir a condiciones ambientales desfavorables y en el suelo como saprofito de vida libre en ausencia de plantas hospedantes (Figura 20B). Hasta el momento no se conoce la fase perfecta del hongo (Nelson *et al*, 1983; Romero, 1993).

De acuerdo con las claves de Snyder y Hansen, las características taxonómicas de *Fusarium oxysporum* son: microconidios presentes, pequeños y elípticos, conidióforos alargados, clamidosporas presentes, microconidios finos, alargados y puntiagudos, de pared fina con anchura máxima de 3.0 a 4.5 micras; masas de esporas color acre-rosa, púrpura o violeta (Nelson *et al*, 1983).

3.2.4. Epidemiología

El patógeno es diseminado a través del suelo y puede persistir por muchos años sin la presencia de un hospedante. El desarrollo de la enfermedad es favorecido con temperaturas de 27-28 °C, climas secos y suelos ácidos (pH 5-5.6). Cuando la

temperatura del suelo excede los 34 °C o baja a 17-20 °C retardan el desarrollo de la enfermedad. Las plantas de jitomate altamente succulentas y de rápido crecimiento expuestas a fertilizaciones con nitrato de amonio son especialmente susceptibles a la enfermedad (Ray, 2005).

Jones *et al* (2001) indicaron que los factores que favorecen el desarrollo de la enfermedad son, en general, una temperatura del suelo y aire de 28 °C, humedad del suelo óptima para el crecimiento vegetal, plantas preadaptadas con bajos niveles de N y P, y alto de K, bajo pH del suelo, días cortos y baja intensidad luminosa. La virulencia del patógeno se ve incrementada por micronutrientes, fósforo y nitrógeno amoniacal, y decrece con el nitrato.

Roberts *et al* (1972) mencionaron que la humedad alta del suelo, es necesaria para la germinación de las esporas y el subsiguiente crecimiento del micelio.

Forsberg (1976) señala que los síntomas más severos se manifiestan a temperaturas que oscilan entre los 26.5 a 32.5 °C, mientras que a temperaturas menores a 15.5 °C la enfermedad no se presenta.

Por su parte, Fisher *et al* (1983) indicaron que temperaturas mayores a 26 °C combinado con pH bajos y fertilización nitrogenada favorecen la manifestación de la enfermedad en los cultivos.

Según León (1978), el crecimiento y reproducción de *Fusarium* son más activos cuando la temperatura del suelo oscila entre 27° y 29 °C. Las plantas infectadas mueren generalmente de 2 a 4 semanas después de los primeros síntomas.

3.2.5. Ciclo biológico

Agrios (1999) indicó que el patógeno es un organismo que habita en el suelo y que sobrevive entre los cultivos en los residuos de plantas infectadas que yacen en el suelo en forma de micelio y en cualquier de sus formas de esporas, pero lo hacen con mayor frecuencia en forma de clamidosporas, sobretodo en las regiones templadas frías. Se propaga a cortas distancias a través del agua y el equipo agrícola contaminado, y a grandes distancias principalmente en los trasplantes infectados o en el suelo que va en ellos. Es frecuente que una vez que un área haya sido infectada por *Fusarium* permanezca así por tiempo indefinido. Cuando las

plantas sanas se desarrollan en un suelo contaminado, los tubos germinales de las esporas o el micelio penetran directamente en las puntas de las raíces o entran en estas últimas a través de heridas o a nivel de la zona donde se forman las raíces laterales. El micelio del hongo se propaga intercelularmente a través de la corteza de la raíz y cuando llega a los vasos xilemáticos, entra en ellos a través de las punteaduras. Se mantienen entonces exclusivamente en los vasos del xilema y viajan a través de ellos, principalmente en sentido ascendente, hacia el tallo y la corona de la planta. Cuando se encuentra en los vasos, el micelio del hongo se ramifica y produce microconidios que son desprendidos y llevados hacia la parte superior de la planta en el torrente de savia. Los microconidios germinan en el punto donde cesa su movimiento ascendente, el micelio penetra la pared superior del vaso y el hongo produce más microconidios en el siguiente vaso (Figura 20).

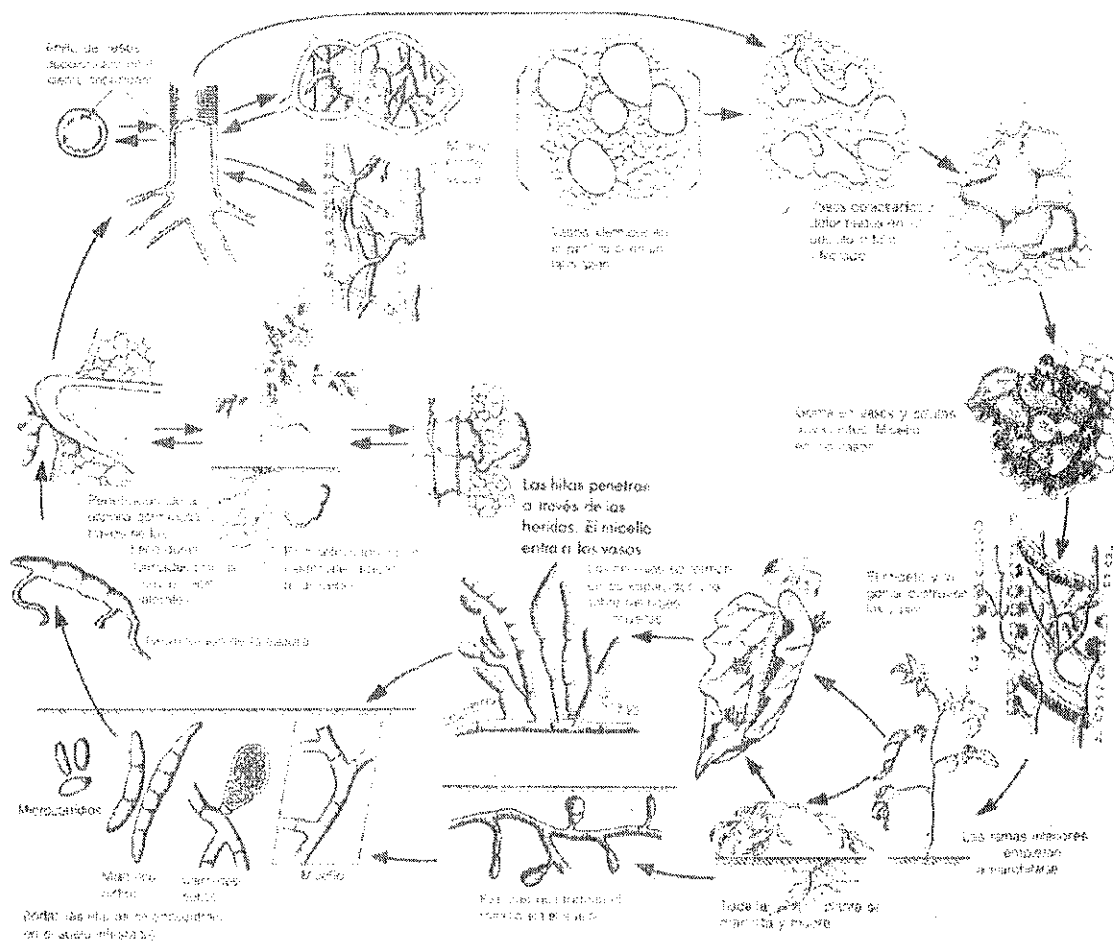


Figura 20. Ciclo de la enfermedad marchitez vascular del jitomate ocasionada por *F. o. f. sp. lycopersici*. Tomada de Agrios (1999).

Las esporas del hongo pueden ser diseminadas hacia nuevas plantas o áreas por medio del viento, agua, maquinaria, suelo, plántula y semillas contaminadas (Agrios, 1999).

De la Garza (1996) mencionaron que el mecanismo por el cual *Fusarium* ejerce su acción destructiva en la planta, es por medio de los siguientes efectos:

- a) El micelio del hongo crece y esporula dentro de los vasos del xilema, obstruyéndolos.
- b) El patógeno produce enzimas que oxidan a ciertas sustancias orgánicas y las transforman en melaninas.
- c) Los vasos del xilema colapsan o se distorsionan después de la invasión del patógeno, y funcionan sólo a una pequeña fracción de su capacidad.
- d) *Fusarium* produce toxinas: ácido fusárico, ácido deshdrofusárico y licomarasmina que afectan la permeabilidad de las células al agua y causan trastornos respiratorios.
- e) El hongo produce enzimas pectolíticas y celulolíticas que atacan y degradan las sustancias pécticas y la celulosa de los tejidos, se forman geles y gomas que taponan las perforaciones de los vasos e impiden la circulación del agua.
- f) Las plantas infectadas por *Fusarium* presentan tílides, estas pueden bloquear el movimiento del agua por los vasos.

La combinación de estas acciones altera el equilibrio del agua en la planta enferma, y cuando la cantidad de agua disponible para las hojas es menor del mínimo necesario para su función, los estomas se cierran, las hojas se marchitan y mueren, y finalmente muere toda la planta (De la Garza, 1996).

3.2.6. Síntomas

El primer síntoma en manifestarse es un amarillamiento del follaje, comenzando en las hojas inferiores, que se prolonga hacia la parte superior de la planta. Posteriormente, las hojas infectadas se marchitan, decoloran y mueren. Las plantas se marchitan durante el día y se recuperan en la noche, pero el marchitamiento avanza hasta cubrir completamente a la planta y generar un marchitamiento general

(Figura 21). Las plántulas infectadas se encogen y sus hojas basales y cotiledonares se tornan amarillos y se marchitan (Ray, 2005 y Gabor, 1997).



Figura 21. Síntomas aéreos en plantas infectadas por *F. o. f. sp. lycopersici*.

Según Agrios (1999), cuando las plantas son infectadas en etapa de plántula, es frecuente que se marchiten y mueran poco después de haber aparecido los primeros síntomas. Las plantas adultas en el campo pueden marchitarse y morir repentinamente en caso de que la infección sea severa y el clima sea favorable para el patógeno. Sin embargo, es más frecuente que en las plantas adultas ocurra epinastia foliar y un previo aclaramiento de las nervaduras de sus hojas antes de que se produzca achaparramiento, amarillamiento de las hojas inferiores, formación ocasional de raíces adventicias, marchitamiento de sus hojas y tallos jóvenes, defoliación, necrosis marginal de sus hojas persistentes y finalmente su muerte. Con frecuencia, estos síntomas aparecen sólo en uno de los lados del tallo y avanza hacia la parte superior de la planta hasta que destruyen al follaje y ocasionan la muerte del tallo. En tanto la planta se encuentre viva no aparecen sobre su superficie micelio o cuerpos fructíferos del hongo. Los frutos que ocasionalmente son infectados se pudren y desprenden sin que aparezcan manchas en ellos. Las raíces también son infectadas y después de un periodo inicial de achaparramiento se pudren sus raíces laterales más pequeñas.

En cortes transversales del tallo, cerca de la base de la planta infectada, se puede observar un anillo de color café en el área de los haces vasculares (Figura 22), y el avance de la decoloración hacia la parte superior de la planta depende de la severidad de la enfermedad (Agrios, 1999).

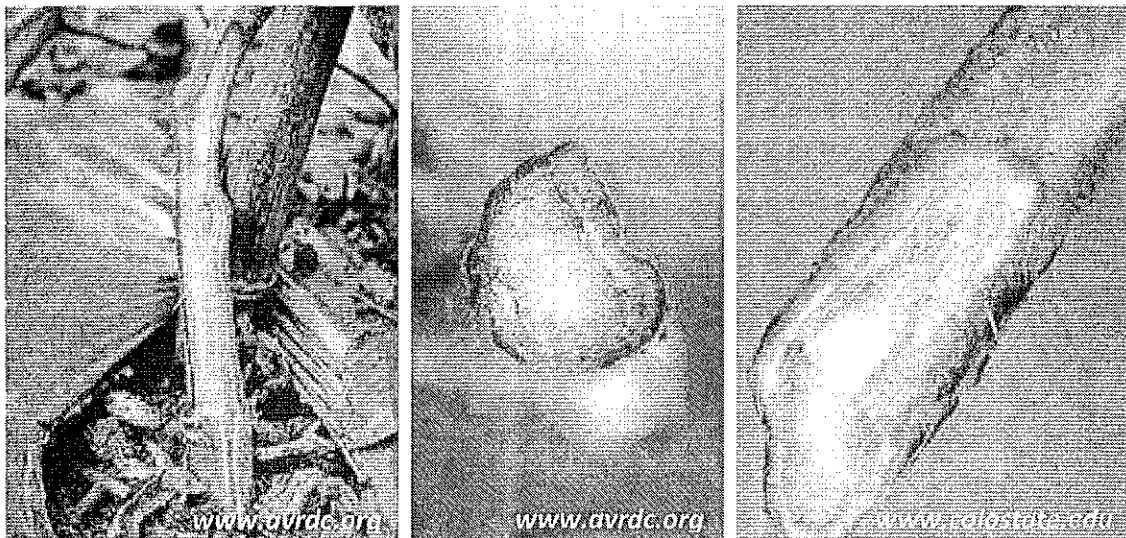


Figura 22. Decoloración vascular color marrón en tallos y pecíolos de hojas.

De la Garza (1996) señala que los primeros síntomas se observan al inicio de la floración o poco después de los primeros frutos. Al principio las venas de las hojas más jóvenes se aclaran, luego presentan epinastia y flacidez de las hojas desarrolladas, cuando las plantas son pequeñas y se infectan se marchitan y mueren en pocos días. En la mayoría de los casos las plantas mueren dos a cuatro semanas después de que aparecen los primeros síntomas.

3.2.7. Manejo

Anaya *et al* (1999) recomiendan una serie de prácticas agrícolas que ayudan a prevenir y controlar la enfermedad ocasionada por este fitopatógeno, tales como:

- ✧ Para la prevención, se recomienda tratar la semilla con agua caliente por 20 minutos a 50 °C, esta medida elimina el patógeno.
- ✧ Fertilizar adecuadamente, dar riegos ligeros y frecuentes para tener una buena humedad del suelo, sin llegar al exceso, usar semillas sanas y tratadas.

- ✧ Esterilizar los suelos y tratar las plántulas antes del transplante con un fungicida sistémico (por inmersión).

Ray (2005) indica que periodos de rotación de 5 a 7 años en parcelas infestadas reducen el inóculo del hongo, pero no eliminan el patógeno.

Jones *et al* (2001) recomiendan cambiar el pH del suelo a valores de 6.5 a 7.0, así como la utilización de nitrato como fuente de nitrógeno en lugar de nitrógeno amoniacal. Esto retarda significativamente el desarrollo de la enfermedad y da como resultado un incremento de rendimiento que iguala a aquél que se consigue al utilizar fumigantes en un suelo de pH 5.5.

El uso de variedades resistentes de jitomate es la única medida práctica para el control de la enfermedad en el campo, a continuación se citan varios ejemplos del uso de estas variedades:

Ray (2005) indica que actualmente se encuentran disponibles variedades resistentes a la marchitez por *Fusarium* raza 1 y 2, y añade que es necesario controlar las poblaciones de nematodos agalladores, sobretudo en suelos donde las poblaciones son altas, ya que la resistencia genética puede perderse cuando ambos agentes patógenos están presentes.

Apodaca *et al.*, (2002) evaluaron 97 genotipos de tomate *in vitro* contra *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*, los genotipos se inocularon por inmersión en una suspensión conidial de 10,000 propágulos infectivos, se establecieron 3 repeticiones de 10 semillas por caja de Petri con agar agua (Técnica AA) y se incubaron a 25 °C con luz blanca durante 7 días, obteniendo que del total de los genotipos evaluados se encontraron como resistentes a: Conquets, FT-5702, Lerma, L-134, L-142, PSR-14695, Fortaleza, Ana Belén, Súper Kada-BW y Tolosa y de los seis primeros se confirmó su resistencia en campo e/o invernadero.

De la Garza (1996) recomienda sembrar variedades como: Walter, Pole Boy, MH-1 y Flora-Dade y los híbridos Bataoto y Buenavista que son tolerantes a dos razas del patógeno. Manapal, Floradel, Tropic, Culiacán 360, Indian River, Homestead, Manalucie, Heinz 1350, Campbell 1327, Roma y Roma VF son cultivares tolerantes a la raza 1.

3.3. NEMATODO AGALLADOR DE LA RAÍZ (*Meloidogyne incognita*)

Arias *et al* (1998) mencionan que los nematodos formadores de nódulos pertenecientes al género *Meloidogyne*, comprende más de 50 especies de las que solamente nueve se han encontrado afectando al cultivo de jitomate, siendo las cuatro siguientes las más importantes: *M. incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* y *M. hapla*; las dos primeras son más comunes en climas cálidos, mientras que *M. arenaria* en climas templados y *M. hapla* en fríos. Estos nematodos se caracterizan por producir engrosamientos en las raíces de las plantas que parasitan. Estos nódulos se constituyen como mecanismo de defensa y proveedores de alimento, originados como respuesta a la secreción de sustancias reguladoras del crecimiento.

3.3.1. Importancia y distribución geográfica de *Meloidogyne incognita*.

Whitehead (1968) indica que las especies de *Meloidogyne* causan daños considerables a especies vegetales de climas tropicales y templados, debido principalmente a su capacidad de soportar condiciones adversas, rápida reproducción, diseminación por diferentes medios (material vegetal, implementos y maquinaria agrícola), facilidad para adaptarse a nuevas áreas de cultivo y su amplio gama de hospedantes.

Agrios (1999) menciona que los nematodos formadores de agallas dañan a las plantas al debilitar las puntas de la raíz y al inhibir su desarrollo o estimular una formación radical excesiva, pero principalmente al inducir la formación de hinchamientos en las raíces, las cuales no sólo privan a las puntas de sus nutrientes sino también deforman y disminuyen el valor comercial de muchas raíces de los cultivos. Cuando las plantas susceptibles son infectadas en la etapa de plántula, las pérdidas son considerables y pueden dar lugar a la destrucción total del cultivo.

Arias *et al* (1998) estiman que se disminuye el rendimiento de los cultivos entre un 24-38%, por efecto del ataque de *Meloidogyne*.

Por su parte Sosa (1985) reporta que las pérdidas a nivel mundial generadas por *Meloidogyne* spp alcanzan un 5%. Mientras que en México, la reducción en la producción de los cultivos provocadas por este nematodo varía de 30 a 100%.

El género *Meloidogyne* está ampliamente distribuido en el mundo (Figura 23). En climas fríos, donde la temperatura media en invierno es cercana a 0 °C y en verano está por sobre los 15 °C, la especie más común corresponde a *Meloidogyne hapla*. En las zonas más cálidas, desde los 30° Latitud Norte hasta los 40° Latitud Sur, las especies frecuentemente encontradas son *Meloidogyne incognita*, *Meloidogyne javanica* y *Meloidogyne arenaria* (Taylor et al, 1983).

Cepeda (1996) reporta la presencia de este fitonematodo atacando a muchas especies de plantas cultivadas y no cultivadas ubicadas entre los 60° Latitud Norte y 50° Latitud Sur del Ecuador.

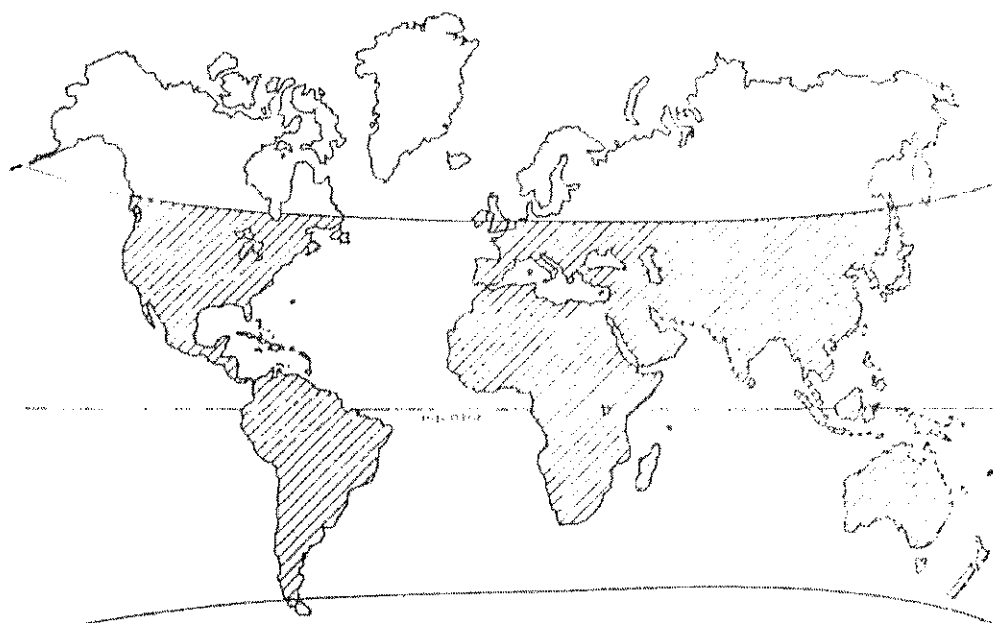


Figura 23. Distribución mundial del género *Meloidogyne*.

Zuckerman et al (1994) mencionan que este fitonematodo se encuentra ampliamente distribuido en Alemania, Suiza, Dinamarca, Holanda, Rusia, Inglaterra, Estados Unidos de América, Brasil, Argentina, Uruguay, Chile, México, entre otros.

De acuerdo a Del Prado et al (2001) y Jepson (1987), a nivel nacional se ha reportado *M. incognita* y *M. arenaria* en los estados de Aguascalientes, Chiapas, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, México, Michoacán, Morelos, Oaxaca, Puebla, Sinaloa, Sonora, Tabasco, Veracruz y Zacatecas; la especie *M. javanica* se ha encontrado en Aguascalientes, Guanajuato, Oaxaca, Sonora y Zacatecas, y *M. hapla* en los estados de Tlaxcala, Estado de México y San Luis Potosí.

3.3.2. Gama de hospedantes

Cepeda (1996) indica que la gama de hospedantes de este fitonematodo comprende más de 3000 especies vegetales, abarcando a casi todas las familias de plantas. En México los cultivos de importancia económica atacados por este nematodo son: alfalfa, algodón, aguacate, amaranto, cacahuete, café, calabaza, cebolla, chile, col, durazno, fresa, frijol, garbanzo, guayabo, jitomate, maíz, manzano, melón, papa, papaya, pepino, plátano, sandía, tabaco y vid, en la mayoría de los estados de la república mexicana.

3.3.3. Clasificación taxonómica

De acuerdo a Taylor *et al* (1983) y Siddiqi (2000) la clasificación taxonómica del género *Meloidogyne* es la siguiente:

Phylum: Nematoda

Clase: Secernentea

Orden: Tylenchida

Suborden: Tylenchina

Superfamilia: Tylenchoidea

Familia: Meloidogynidae

Subfamilia: Meloidogyninae

Género: *M. incognita* (Kofoid & White, 1919) B.G. Chitwood, 1949.

3.3.4. Descripción morfológica

Torres *et al* (2007) mencionan que las especies del género *Meloidogyne* presentan un marcado dimorfismo sexual, siendo la hembra adulta de forma redondeada a piriforme, blanca, sedentaria, con un cuello corto que se proyecta en la parte anterior (Figura 24). En el extremo posterior la vulva y el ano están próximos, rodeados de un patrón cuticular característico (patrón perineal), que presenta diferencias en las distintas especies. Los fásmidios son difíciles de observar, se abren en forma de poro a cada lado del ano y se ubican ligeramente arriba de este. La cutícula es gruesa y estriada. El estilete es delgado, de unos 12 a 15 μm , con nódulos basales pequeños.

El poro excretor esta por delante del bulbo medio (metacorpus), con frecuencia cercano a la base del estilete. El metacorpus es fuertemente desarrollado y seguido por un itsmus corto. El procorpus es extendido y llega a sobreponerse a la parte anterior del intestino. Los ovarios son dos, prodélficos y retroflexos. Las glándulas rectales son seis, de tamaño grande, y segregan una sustancia gelatinosa en el cual se depositan los huevecillos, que no son retenidos dentro del cuerpo de la hembra. Taylor *et al* (1983) señalan que el tamaño de las hembras adultas varían de 0.44 a 1.3 mm, con un grosor promedio de 0.325 a 0.7 mm.

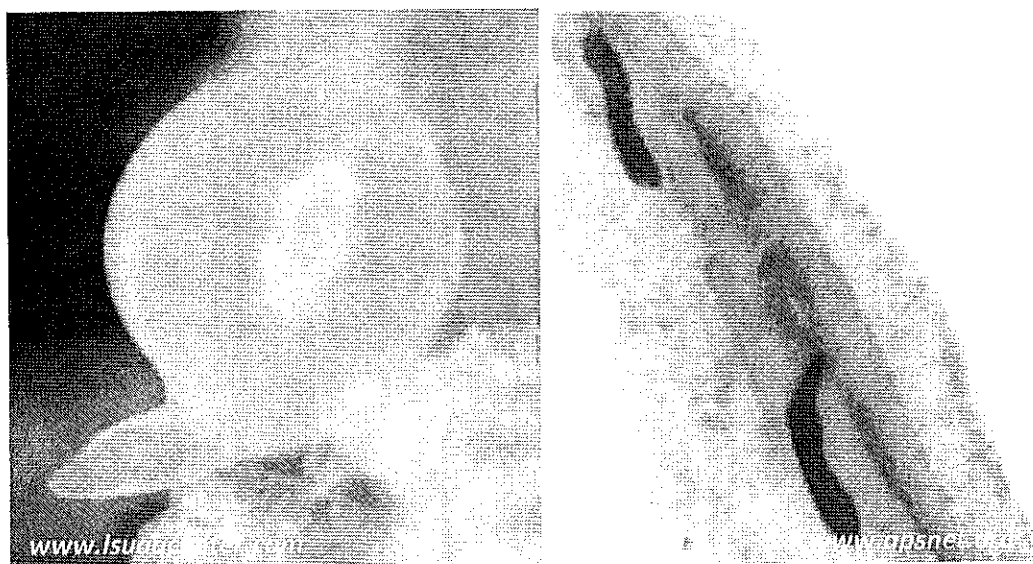


Figura 24. Hembra adulta (a la izquierda) y J₄ de *M. incognita* (a la derecha).

El macho es vermiforme de 0.9 a 1.9 mm de longitud y de 23 a 55 μm de diámetro, con la cabeza fuertemente esclerotizada y el extremo de la región caudal curvado. La cutícula es fuertemente estriada, con campos laterales con 4 líneas. La región anterior es redondeada, poco prominente, con un disco labial marcado y pocas (1-3) estrías. Los sectores laterales son más anchos que los submedianos, asemejándose a mejillas. El estilete es robusto (18-25 μm) con nódulos basales grandes. Las glándulas esofágicas están situadas principalmente en posición ventral. Las espículas son delgadas, de 25 a 33 μm de longitud, con el gubernaculum de 7-11 μm de longitud. Tiene un testículo, o dos si se produce en desarrollo sexual revertido. La cola es redondeada (Figura 25B), con fásmidios en forma de punto cerca de la abertura cloacal. No presenta bursa (Torres *et al*, 2007 y De la Garza, 1996).

Torres *et al* (2007) indican que los juveniles presentan diferente aspecto según el estadio. El J₁ tiene el final de la región caudal roma, realizando la muda dentro del huevo. La segunda y tercera muda se realiza dentro de la cutícula del J₂. El J₂ es vermiforme, posee capacidad migratoria, siendo el estado infectivo (Figura 25A). El cuerpo es recto a arqueado en reposo, midiendo por lo general menos de 0.6µm de longitud. La región anterior es generalmente redondeada con una a cuatro estrías gruesas, un disco labial diferenciado y una estructura levemente esclerotizada. Los sectores laterales son más anchos que los submedianos. El estilete es delgado, de menos de 20µm de longitud (Figura 25C). El poro excretor esta por detrás del hemizónido. La región caudal tiene una porción hialina claramente visible, con la punta angosta e irregular en el contorno. El J₃ es sedentario, hinchado con forma de salchicha y una región caudal corta y roma. El J₄ también es sedentario e hinchado, con el ano terminal.

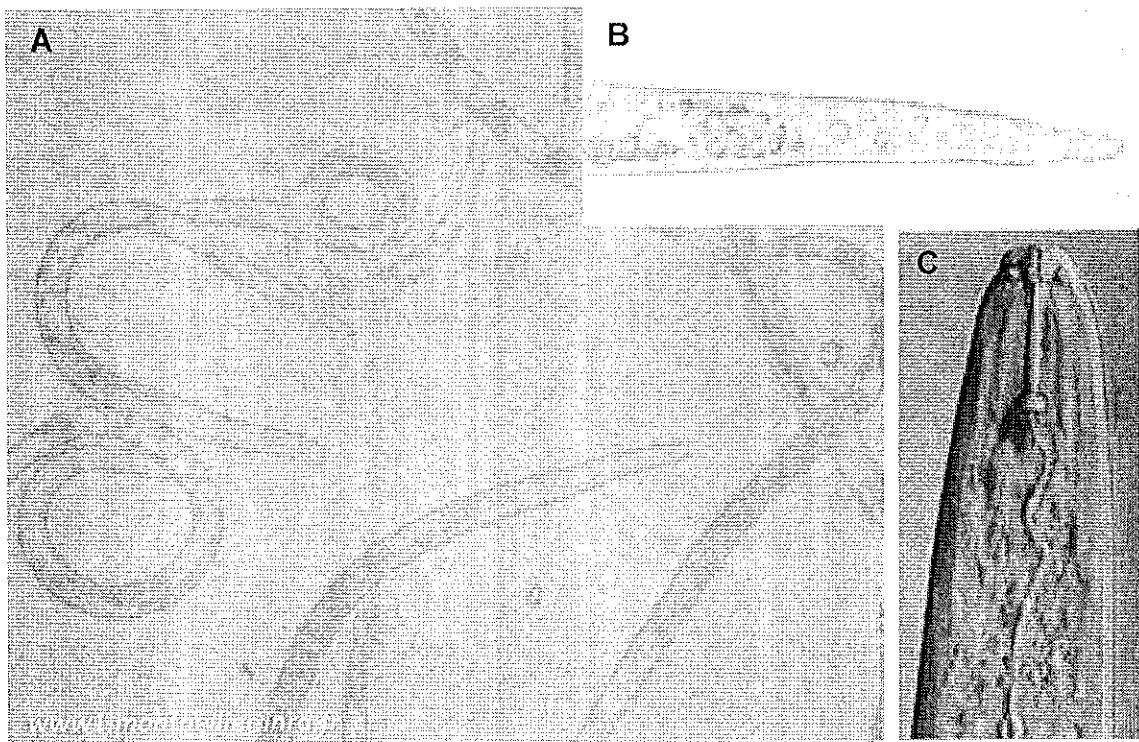


Figura 25. Población de J₂ (A), detalle de la cola (B) y de la parte anterior (C) de un juvenil de *Meloidogyne incognita*.

3.3.5. Ciclo de vida

Cepeda (1996) señala que el ciclo biológico de las especies de *Meloidogyne* spp. es esencialmente el mismo, aunque, algunos autores indican que puede variar de acuerdo al tipo de hospedante y condiciones ambientales, principalmente: luminosidad, temperatura, altitud, pH, textura del suelo, etc. El ciclo es corto, de tres a cinco semanas, en hospedantes adecuados y cuando la temperatura del suelo varía entre 25° y 30 °C. Tiene una alta capacidad reproductiva y puede dar origen a varias generaciones por año.

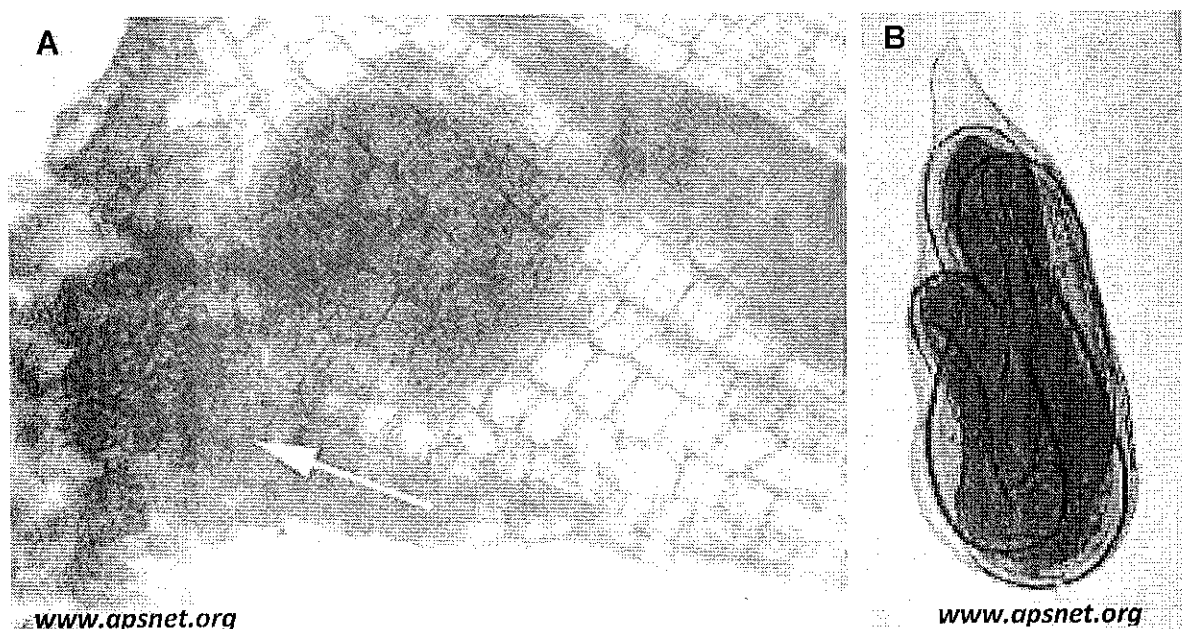


Figura 26. Hembra ovipositando sus huevecillos en una matriz gelatinosa (A) y un J₄ en proceso de muda de *M. incognita* (B).

El ciclo biológico empieza en los huevecillos (Figura 27), los cuales pueden estar libres o embebidos en una matriz gelatinosa (Figura 26A), donde aparece la primera de las cuatro fases juveniles (J₁). Dentro de los huevecillos ocurre la primera muda, emergiendo como segundo estadio juvenil (J₂), el cual posee capacidad migratoria y puede penetrar en los tejidos de la planta. El estadio J₂ tiene energía suficiente para permanecer cerca de un mes en la búsqueda y penetración de la raíz, estableciendo un lugar de alimentación. Normalmente invade a la raíz por la región ubicada cerca de la cofia y atraviesa la corteza, moviéndose intercelularmente, ingresando a la altura de la base del cilindro vascular y migrando hacia arriba. En la zona de

diferenciación de la misma se vuelve sedentario y establece un punto de alimentación permanente, aumenta de grosor tomando la forma de una salchicha. El nematodo ingiere el citoplasma de las células gigantes producidas en la planta a través de su estilete, ya que estas células gigantes funcionan como fosas metabólicas que canalizan los recursos de la planta hacia el nematodo parásito. Estas células gigantes le proveerán alimento durante toda la vida, desarrollándose una agalla, mediante hiperplasia. El nematodo al alimentarse de las células secreta saliva en ellas, esta saliva estimula a las células para que crezcan y también licúa parte de su contenido, el cual succiona a través de su estilete. Pasa a continuación por las dos fases juveniles restantes (J_3 y J_4) hasta convertirse en adulto (Figura 26B). La J_3 se diferencia del J_2 porque carece de estilete y es más gruesa. El nematodo se engrosa ligeramente y al mismo tiempo, crecen las células esofágicas, se dividen las células del primordio genital y se desarrollan seis glándulas rectales en la parte posterior del nematodo. Durante su desarrollo completo, la larva se hincha paulatinamente y sufre tres mudas. En el macho, la última muda es una verdadera metamorfosis, queda origen a un nematodo muy filiforme y enrollado dentro de la cutícula de la tercera muda, de donde sale para copular con la hembra en las especies anfigmíticas. La hembra adulta se vuelve piriforme y deposita una gran cantidad de huevecillos, de 500 a 1000, en una matriz gelatinosa secretada por las seis glándulas rectales. Las larvas que emergen de los huevecillos pueden infectar la misma agalla, o emigrar hacia otras raíces. Estos huevecillos pueden incubarse inmediatamente o invernar para incubarse en la primavera. Cuando los huevecillos se incuban, la segunda etapa infectiva puede migrar del interior de las agallas hacia las partes adyacentes de la raíz y producir nuevas infecciones en la misma raíz, o bien salir de la raíz e infectar a las demás raíces de la misma planta o a las de otras plantas. Puede haber varias generaciones por año, aunque el número de estas depende de la especie y de las condiciones ambientales (Torres *et al*, 2007; Taylor *et al*, 1983 y Agrios, 1999).

Torres *et al* (2007) añaden que durante el periodo de alimentación, las hembras se van engrosando hasta tomar forma de pera, y después de 15 a 30 días comienza la puesta de huevecillos. Estos huevecillos eclosionan cuando 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.

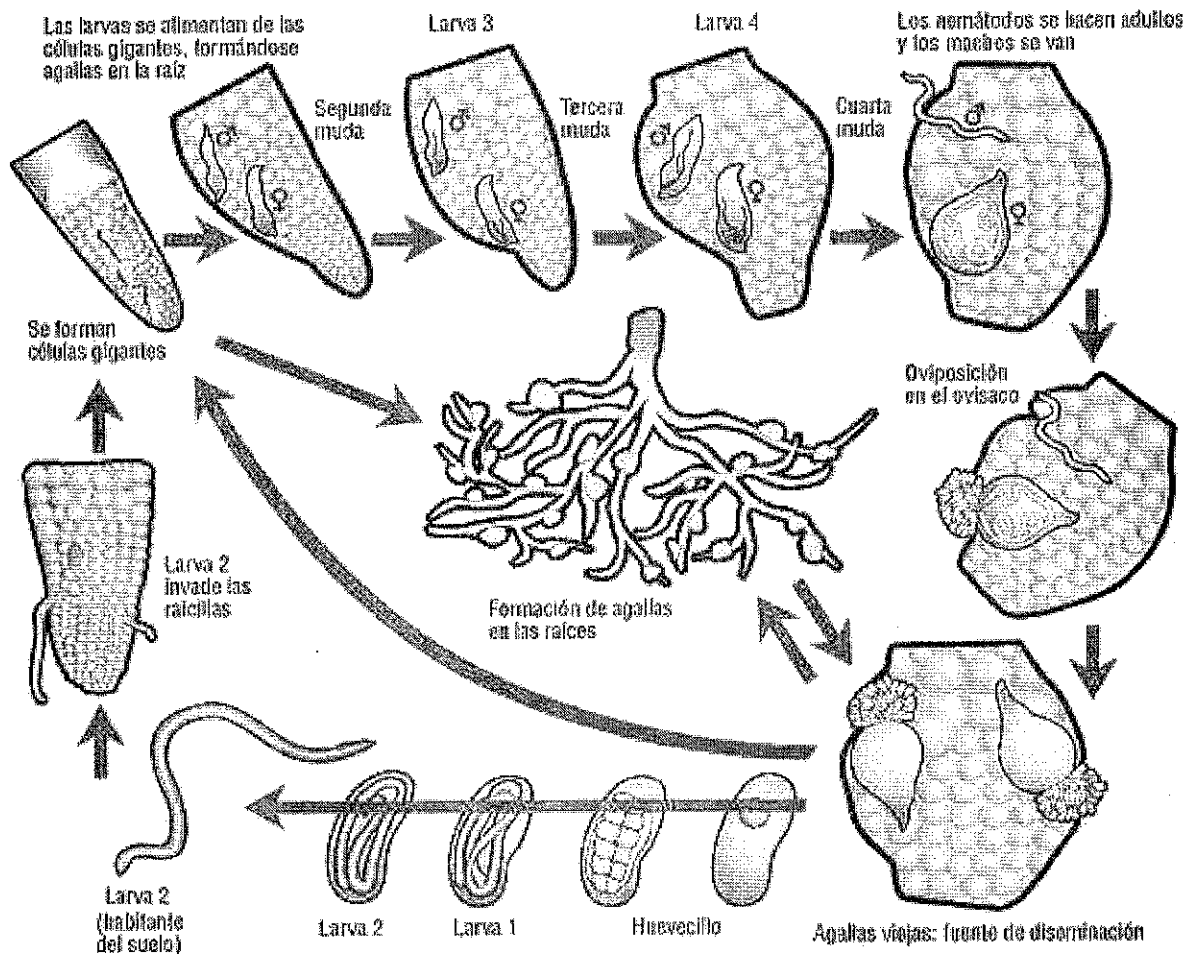


Figura 27. Ciclo biológico de la enfermedad agallamiento de la raíz causado por *Meloidogyne*.

De la Garza (1996) señala que *Meloidogyne* es un parásito 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. La hembra pone sus huevecillos sobre una matriz gelatinosa que los protege de la desecación y de sus enemigos. *Meloidogyne* se multiplica mejor en suelos francos y se encuentra por lo general en los primeros 25 cm del suelo.

3.3.6. Biología

La temperatura óptima de desarrollo de *M. incognita* es de 28 °C, en la cual el ciclo se completa en 30 días. Al disminuir la temperatura el ciclo se alarga, de modo que a 20 °C dura 57-60 días. A temperaturas por arriba de los 35.4 °C la reproducción se inhibe. La temperatura influye también sobre la movilidad de la fase migratoria (J₂), ya que a 18 °C se afecta la capacidad de penetración en la raíz (Torres *et al*, 2007).

La sobrevivencia de huevecillos y juveniles de *Meloidogyne* decrece fuertemente cuando se someten a temperaturas de 45 °C por tres horas (Demeure, 1978, citado por Luc *et al*, 1990).

Las especies de *Meloidogyne* sobreviven y se reproducen mejor con niveles de pH en 4-8. La emergencia de larvas de *M. javanica* fue mejor en pH 6.4 y 7.0, mientras que fue inhibida a 5.2 (Luc *et al*, 1990).

3.3.7. Síntomas y daños

Arias *et al* (1998) señalan que los síntomas característicos de las plantas infectadas inician con un retraso en el crecimiento, la marchitez en verde en las horas de mayor demanda hídrica y una clorosis foliar, que generalmente inicia en la zona intervenal de las hojas viejas, acompañada de una necrosis de las mismas.

Palacios (1970) menciona que los síntomas aéreos provocados por el ataque del fitonematodo no son típicos, y pueden confundirse con los causados por otros microorganismos (insectos, hongos, bacterias o virus) y aún por deficiencias nutrimentales.

Las hembras al alimentarse provocan la formación de engrosamientos radiculares conocidos como nódulos. Una raíz puede presentar nódulos pequeños causados por una sola hembra incrustada y/o nódulos grandes como resultado del ataque de varias hembras en su interior (Figura 28). Una vez infectadas las raíces, éstas se acortan y se deforman, se reduce el número de raíces laterales y el desarrollo de pelos radiculares, teniendo como consecuencia que se disminuya la absorción de agua y nutrientes del suelo. Además, se paraliza el crecimiento general del sistema radicular, y la planta se debilita (Taylor *et al*, 1983).

Thorne (1961) señala que las plantas atacadas reducen su crecimiento y tienden a marchitarse durante el día. Cuando las poblaciones del nematodo son muy altas, las plantas jóvenes pueden morir sin indicios aparentes de la formación de agallas.

Fisiológicamente, los ataques aumentan la producción de proteínas en las agallas y generan 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).



Figura 28. Síntomas de agallamiento provocados por *Meloidogyne incognita*.

3.3.8. Umbral de daños

Torres *et al* (2007) mencionan que el umbral de daños es utilizado con el propósito de establecer un valor cuantificable de densidad de nematodos por encima de la cual la producción del cultivo se ve comprometida. En California se ha establecido 160 y 25 J₂ de *Meloidogyne* por kilogramo de suelo como límites de tolerancia para el cultivo de jitomate en primavera y verano, respectivamente.

Arias *et al* (1998. Citado por Torres *et al*, 2007) señalan que, se estima que las especies de *Meloidogyne* disminuyen el rendimiento del cultivo entre un 24-38%, encontrándose límites de tolerancia del cultivo tan amplios como 2 a 100 huevos o juveniles en 100 g de suelo.

Talavera (2003) hace una recopilación de los límites de tolerancia y umbrales económicos para diversos cultivos en el momento de la siembra:

Cuadro 14. Límites de tolerancia y umbrales económicos para diversos cultivos a *Meloidogyne* spp., al momento de la siembra.

Cultivos	Límite de tolerancia*	Umbral económico*	Límite de tolerancia**
Coles	1	5	150-1000
Cucurbitáceas	2	50	--
Fresa	1	2	--
Frutales de hueso	10	200	--
Maíz	10	100	--
Papa	10	100	--
Pimiento	3	30	65
Tabaco	1	40	--
Jitomate	2	20	2-100
Vid	20	200	--
Zanahoria	1	10	--
Melón	--	--	20
Chile	--	--	39
Berenjena	--	--	5.4
Lechuga	--	--	60
Sandía	--	--	2-50

*Número de juveniles (J_2) en 100 g de suelo al momento de la siembra.

**Número de juveniles (J_2) en 100 cm³ de suelo. Tomada de Luc *et al* (1990).

3.3.9. Manejo

Existen diversos métodos que pueden ayudar a contrarrestar los efectos dañinos de estos agentes patógenos en los cultivos, como el uso de variedades resistentes, rotación de cultivos, incorporación de enmiendas orgánicas, fertilización adecuada y oportuna, uso de agentes biológicos, entre otros. Sin embargo, la aplicación de nematicidas químicos suele ser una de las medidas más prácticas y efectivas para disminuir los daños, sobre todo cuando se cultiva intensivamente en áreas agrícolas muy infestadas por *Meloidogyne*.

3.3.9.1. Cultural

Cepeda (1996) menciona que las prácticas culturales reducen las poblaciones de fitonematodos en las plantas cultivadas, al generar condiciones adversas para estos, lo cual afecta considerablemente su capacidad para sobrevivir, multiplicarse y producir la enfermedad. Algunas prácticas culturales importantes son: el barbecho,

inundaciones, aplicación de abonos orgánicos, uso de coberteras vivas, rotación de cultivos, fertilización oportuna y adecuada, uso de variedades resistentes, entre otras.

a) Rotación de cultivos

La rotación de cultivos suele ser de uso limitado para nematodos con amplia gama de hospedantes como *Meloidogyne*. Sin embargo, es posible aumentar la supresividad del sistema incluyendo cultivos que inhiban el desarrollo de los nematodos. Algunas plantas son malas hospedantes, como los cereales (maíz, mijo y sorgo), forrajeras (*Eragrostis curvula* y *Crotalaria* spp.), crucíferas (repollo y coliflor), melón, fresa, cebolla, ajo, cacahuete, perejil, rábano, yuca, entre otros (Atherton *et al*, 1986). Además, las brasicas producen metil-isotiocianatos y compuestos relacionados que poseen actividad nematocida y fungicida. Estos cultivos pueden sembrarse entre las hileras del cultivo principal (Tanda *et al*, 1989).

Rodríguez (1990) añade que el objetivo primordial de toda rotación es lograr la interrupción del ciclo biológico del patógeno y el crecimiento de la planta hospedante por medio de la introducción de cultivos que no son adecuados o que son inhibidores del patógeno.

b) Uso de variedades resistentes

Actualmente existen a nivel comercial cultivares resistentes de jitomate y pimiento a *Meloidogyne*. Estos tienen la ventaja de ser efectivos, ambientalmente seguros y económicos, y permiten mantener bajas las poblaciones de nematodos y reducen los periodos de rotación de cultivos. Su principal desventaja es la susceptibilidad a biotipos virulentos generalmente seleccionados por el uso reiterado de variedades o patrones resistentes (Lacasa *et al*, 2002; Ros *et al*, 2004).

c) Incorporación de materia orgánica

Bello *et al* (2000) indica que la biofumigación, con la utilización de estiércoles u otro tipo de residuos agrícolas, permite realizar un tratamiento efectivo, que consiste en utilizar la acción biocida de los gases resultantes de la descomposición de la materia

orgánica, lográndose buenos resultados, actuando con la misma eficacia que el mejor fumigante convencional.

Estudios realizados indican que el efecto nematocida de las enmiendas puede provenir de la liberación de compuestos tóxicos para los nematodos, así como la función que la materia orgánica tiene en el suelo, por ser un sustrato que favorece el desarrollo de la microfauna y microflora, e incluso puede introducir microorganismos antagonistas. Para evitar los efectos fitotóxicos sobre el cultivo sin perder actividad biocida, se recomienda que las enmiendas orgánicas tengan una relación C/N entre 8 y 20 (Torres *et al*, 2007).

El principal problema en el uso de materia orgánica es la variabilidad en la composición de los materiales utilizados (Stirling, 1991). Otro aspecto negativo es que algunas pueden provocar la acumulación de compuestos perjudiciales o aumentar el inóculo de algunos patógenos del suelo, como hongos, bacterias, etc.

d) Biofumigación

Bello *et al* (2003) señala que la biofumigación se diferencia del uso de enmiendas orgánicas por las características especiales que deben tener los materiales utilizados como biofumigantes, por la dosis y por el método de aplicación. En primer lugar, para que un material orgánico tenga función biofumigante debe estar en vías de descomposición, lo cual no sucede con la materia orgánica que se suele agregar normalmente como abono, que es materia orgánica estabilizada (composts o estiércoles “maduros”).

Esta técnica se basa en el uso de las sustancias volátiles resultantes de la biodegradación de las enmiendas orgánicas y residuos agroindustriales como fumigantes para el control de los organismos patógenos de vegetales (Bello, 1998).

e) Nutrición vegetal

Rodríguez *et al* (1989) mencionan que una buena táctica de control de nematodos es la aplicación de UREA en dosis mayores de 300 kg.ha⁻¹. El efecto puede ser debido a los cambios que provoca en los microorganismos del suelo o a los gases liberados por la descomposición biológica de estos fertilizantes en el suelo.

3.3.9.2. Biológico

Rao *et al* (1997) trabajando con *Trichoderma harzianum* y *Azadirachta indica*, solos y combinados, incorporados al suelo como manejo contra *M. incognita* en plantas de jitomate, encontraron que las parcelas tratadas mostraron un incremento en altura y una reducción del índice de agallamiento y de poblaciones finales de *M. incognita*.

Uno de los antagonistas de *Meloidogyne* más estudiado es el hongo *Paecilomyces lilacinus*. Este organismo actúa como parásito eficiente de huevos y juveniles dentro del huevo, disminuyendo las poblaciones del nematodo (Hewlett *et al*, 1990), así como también parasita a las hembras, aunque en menor proporción (40 a 70%). El parasitismo de huevos y juveniles comienza con el crecimiento de hifas del hongo en la matriz gelatinosa en que están envueltos los huevos, mientras que las hembras son parasitadas a través del ano (Gautam *et al*, 1995).

Davies *et al* (1993) mencionan que las bacterias del grupo *Pasteuria* son parásitos obligados de los nematodos parásitos de plantas, siendo importantes agentes potenciales de control biológico, dada su capacidad para evitar la reproducción y eventualmente matar a los nematodos formadores de nódulos y otros nematodos parásitos. Actúa mediante su adhesión a la cutícula de juveniles de segundo estadio (J₂) y de hembras del género *Meloidogyne*.

De la Garza (1996) indica que el hongo nematoparásito *Paecilomyces lilacinus* ha sido más efectivo que los nematicidas en el control de *M. incognita*; *Dactylella oviparasitica*, un parásito de huevecillos, también es efectivo aplicándolo al trasplante o en suelos infestados. En invernadero, enmendar el suelo con el alga marina *Spatoglossum schroederi* en polvo al 0.5-1.0%, redujo significativamente el agallamiento del jitomate infectado con *M. incognita*, *M. arenaria* y *M. javanica*.

El cultivo e incorporación de cempazuchil (*Tagetes erecta*) redujo hasta en 90% las poblaciones de *M. incognita* en jitomate, e incremento su producción en un 72%. El cultivo de jitomate asociado con chípilín (*Crotalaria longirostrata*) tuvo menos agallamiento (7%) que el testigo (50%) en Villaflores, Chiapas (De la Garza, 1996).

Agrios (1999) señala que a nivel experimental se ha logrado un buen control de nematodos agalladores mediante la incorporación de compuestos granulares de avermectinas, que son antibióticos producidos por *Streptomyces avermitilis*.

3.3.9.3. 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.

De la Garza (1996) hace una recopilación de los productos nematicidas comúnmente usados a nivel mundial para el control de fitonematodos:

Cuadro 15. Productos químicos comúnmente usados en el control de fitonematodos.

Clase y nombre común	Nombre comercial	Modo de acción**	Formulación	Solubilidad en agua (ppm)	Toxicidad LD50 (mg·kg ⁻¹)*
1) Hidrocarburos					
A) Clorados					
✧ Dicloropropeno ¹	Telone	C	Telone II	200	250
✧ Cloropicrina	--	--	Líquido	1950	200
B) Bromados					
✧ Bromuro de metilo ¹	Dowfume MC-2	C	MC-2	13,400	200
2) Carbamatos					
✧ Metam sodio	Vapam	C	Líquido	820	--
✧ Carbofuran	Furadan	C y S	3G, 5G, 40G y 4F	700	8-14
✧ Aldicarb	Temik	C y S	10G y 15G	6000	0.9
✧ Oxamil	Vydate	C y S	10G y Líquido	280,000	5
3) Organofosforados					
✧ Fensulfotion	Dasanit	C	15G y 3CA	1,540	2 (macho) 3 (hembra)
✧ Terbufos	Counter	C y S	15G y 5G	--	--
✧ Fenamifos	Nemacur	C y S	15G	700	8
✧ Etoprop	Mocap	C	10G y 3CE	750	62
4) Otros					
✧ Metomilo	Methomex	--	90PS y 24CE	--	--
✧ Dazomet	Mylone	--	--	1,200	650
✧ Mit ¹	Vorlex	--	20% combinado	--	305

*Dosis letal media oral en ratas.

**C: Contacto y S: Sistémico.

¹Fumigantes.

Rahendran *et al* (1978) encontraron que aplicaciones de aldicarb y carbofuran en dosis de 2 y 0.6 g i.a.planta⁻¹, respectivamente, disminuyeron las poblaciones de nematodos e incrementaron la producción en viñedos.

Moreno *et al* (1994) señalan 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 en 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 tratamientos.

Venegas (1999), menciona que el índice de agallamiento se redujo con aplicaciones de ethoprop a dosis de 60 g i.a.ha⁻¹ en el cultivo de sandía.

Díaz (1993) recomienda la aplicación de Nematicur en dosis de 3 g por cepa aplicado al momento del transplante, o Furadan 5G granulado, aplicado a la misma dosis, el cual es muy percolable y puede contaminar los mantos freáticos.

3.3.10. Interacción con otros patógenos del suelo

Meloidogyne incognita es un parásito obligado, lo que significa que requiere de una planta hospedante para llevar a cabo su ciclo de vida. Ataca a cientos de plantas de interés comercial y causa pérdidas cuantiosas en la agricultura a nivel mundial. Diversos trabajos han demostrado la relación sinérgica entre *Meloidogyne incognita* y otros patógenos de suelo, tales como hongos y bacterias, en el incremento de la enfermedad. En muchos casos, esta relación causa daños devastadores en el cultivo, y el diagnóstico a nivel de campo se dificulta por tratarse de complejos de enfermedades (Esquivel, 1997).

Las especies de *Meloidogyne* al modificar la fisiología de la planta, reducen su crecimiento y la hacen que pierda su resistencia genética a *Fusarium*. Así mismo, la obstrucción de los vasos leñosos dificulta la absorción de agua y nutrientes, lo que genera una pérdida en el vigor del hospedante, predisponiéndolo a la infección por *Fusarium* (Taylor *et al*, 1983; Webster, 1985).

Jenkins *et al* (1957) determinaron que la marchitez de la variedad de jitomate Chesapeake, resistente a *Fusarium*, se manifestó solamente en presencia de nematodos agalladores; ellos observaron que la enfermedad se presentó en el 100% de las plantas inoculadas con el hongo en combinación con *M. acrita*; mientras que, cuando el hongo se combinó con *M. hapla*, la marchitez se presentó solo en el 60% de las plantas. Concluyeron que no todas las especies de *Meloidogyne* tienen la capacidad de romper la resistencia genética de las plantas.

Sihdu *et al* (1982, citados por Jiménez, 1986) encontraron que en tres variedades de jitomate inoculados con *M. incognita* y en seguida con *Fusarium* spp., hubo un incremento en la severidad de la marchitez, variando en función de la densidad de población de los nematodos, concluyendo que la resistencia del jitomate a *Fusarium* spp., no se expresa en presencia de *Meloidogyne*.

Por su parte, Jarvis *et al* (1977) utilizando suelo infestado con *M. incognita* para predisponer a plantas de jitomate a la pudrición de la corona por *Fusarium*, encontraron que el nematodo no afectó la respuesta de la planta al ataque del hongo. Webster (1985) menciona que las raíces agalladas de plantas de jitomate presentan un incremento significativo en el contenido de aminoácidos, celulosa, azúcar, almidón y otros compuestos; el protoplasma de las células gigantes contiene 10 veces más proteína que el de las células normales. Un sustrato así, puede ser más favorable para el crecimiento y reproducción de *Fusarium*.

La liberación de materiales en las raíces, tales como: compuestos aromáticos y químicos producidos por la acción de los nematodos estimula la penetración de las hifas de los hongos (Faulkner *et al*, 1965). El hongo *Verticillium albo-atrum*, entre otros, produce ácido 3-indole acético (AIA) que estimulan la formación y crecimiento de raíces. La invasión por la larva juvenil del segundo estado del nematodo nodulador de la raíz induce la sobreproducción de AIA en la planta (Christie, 1936). Basado en estos hallazgos, se presume que una pequeña cantidad de AIA producida por *M. phaseolina* estimula el crecimiento de las raíces durante la etapa temprana de infección, facilitando la penetración del nematodo nodulador a las raíces.

IV. MATERIALES Y METODOS

4.1. Localización del experimento

La presente investigación se desarrolló en los laboratorios de fitopatología y nematología e invernaderos del Departamento de Parasitología Agrícola, con sede en la Universidad Autónoma Chapingo ubicado en el 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 propósito fue evaluar la eficacia biológica de diferentes fungicidas y nematicidas sobre *F. oxysporum* Schlecht. f. sp. *lycopersici* (Sacc.) y *Meloidogyne incognita* en el cultivo de jitomate, respectivamente y generar alternativas de manejo químico que permitan disminuir los daños y pérdidas provocados por estos microorganismos, para lo cual se montaron varios experimentos.

4.2. EXPERIMENTO I. Manejo químico de *Fusarium oxysporum* Schlecht. f. sp. *lycopersici* (Sacc.).

4.2.1. Obtención de la cepa patogénica

Los aislamientos originales del hongo se obtuvieron de tallos de jitomate infectados, utilizando el procedimiento siguiente: se cortaron trocitos de tejido vegetal de aproximadamente 0.5 a 1.0 cm, se desinfectaron en una solución de hipoclorito de sodio al 0.5-1.0% por dos minutos, se enjuagaron con agua esterilizada por un minuto y se secaron con toallas sanitas esterilizadas, finalmente se sembraron en cajas Petri con PDA (Figura 29).

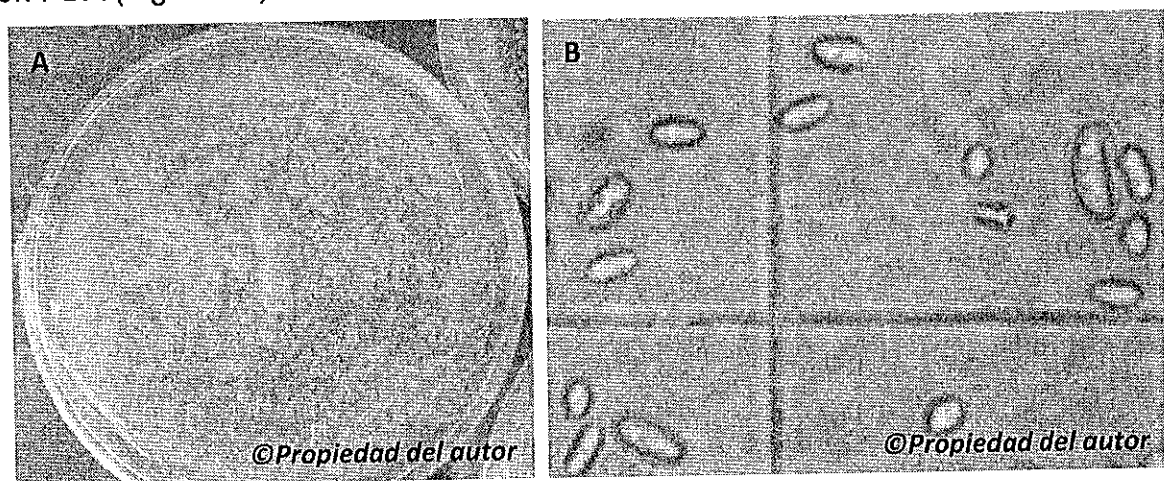


Figura 29. Características culturales de la colonia (A) y morfológicas de los conidios (B) de *F. oxysporum*.

Una vez que se tuvo crecimiento de las colonias se identificó al hongo aislado, de acuerdo a las características morfológicas de las colonias descritas por Booth (1971) y de los conidios referidas por Ahmed *et al* (1993) y Haware (1998), finalmente se procedió a hacer una prueba de inoculación para evaluar la patogenicidad de la cepa aislada y determinar la técnica de inoculación a emplear.

4.2.2. Evaluación de la cepa patogénica

4.2.2.1. Preparación del inóculo

Se preparó un medio líquido de papa-dextrosa para incrementar el inóculo, del modo siguiente: se pesaron 100 g de papa pelada en trozos y se colocó en un matraz Erlenmeyer que contenía 200 mL de agua destilada, se esterilizó a 120-125 Lb de presión durante 15 minutos. Se vació el contenido líquido en un matraz de 500 mL y se aforó a ese volumen, se le agregaron 10 g de dextrosa y una tableta de clorofenicol ($0.1 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$ de agua). Posteriormente se depositaron pequeños trocitos de agar con crecimiento micelial y finalmente, se dejó agitando por 48 h. Transcurrido el tiempo de agitación se procedió a cuantificar el número de propágulos del hongo, haciendo uso del microscopio compuesto y el hemacitómetro o cámara de Neubauer.

4.2.2.2. Prueba de inoculación y susceptibilidad

Este ensayo se realizó con el propósito de seleccionar la mejor técnica de inoculación y el material vegetal a utilizar, para lo cual se evaluaron 5 tratamientos, que consistieron en dos técnicas de inoculación (inmersión de raíces e inoculación directa) y dos variedades de jitomate (Río grande y Española) más el testigo absoluto (ambas variedades sin inoculación). La inmersión de raíces consistió en eliminar el cepellón de la plántula mediante lavado con agua y dejarla reposar por 30 minutos en una solución con 6×10^6 propágulos de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* (Figura 30A), previamente cuantificados en la cámara de Neubauer; mientras que la inoculación directa, consistió en agregar 1 mL de solución a la misma concentración de *Fusarium* al cuello de la planta (Figura 30B).

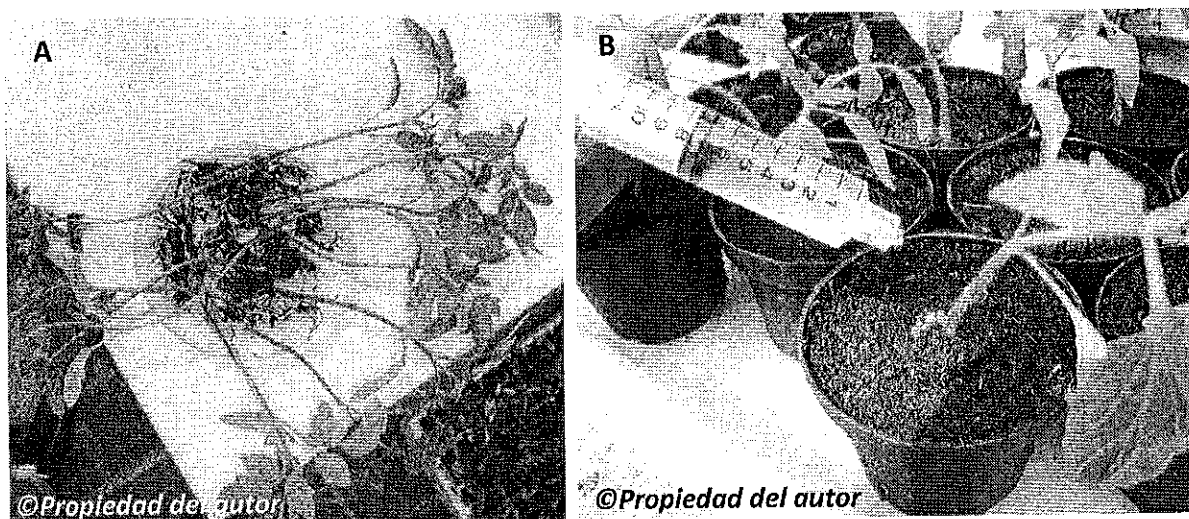


Figura 30. Inoculación por inmersión de raíces (A) e inoculación directa (B).

Las plantas de jitomate de 15 días de edad, se transplantaron en pequeñas macetas de polietileno color negro de 5 x 5 cm, que contenían suelo esterilizado con vapor de agua. Las macetas se colocaron en grupos de 10 en charolas de fondo plano y amplio, con el propósito de conservar la humedad por mayor tiempo y tolerar las altas temperaturas dentro del invernadero. La unidad experimental estuvo constituida por charolas de plástico, cada una con diez plantas; mientras que, la parcela experimental se conformó de 15 charolas, dando un total de 150 plantas de jitomate, incluido el testigo absoluto sin inoculación (Figura 31).

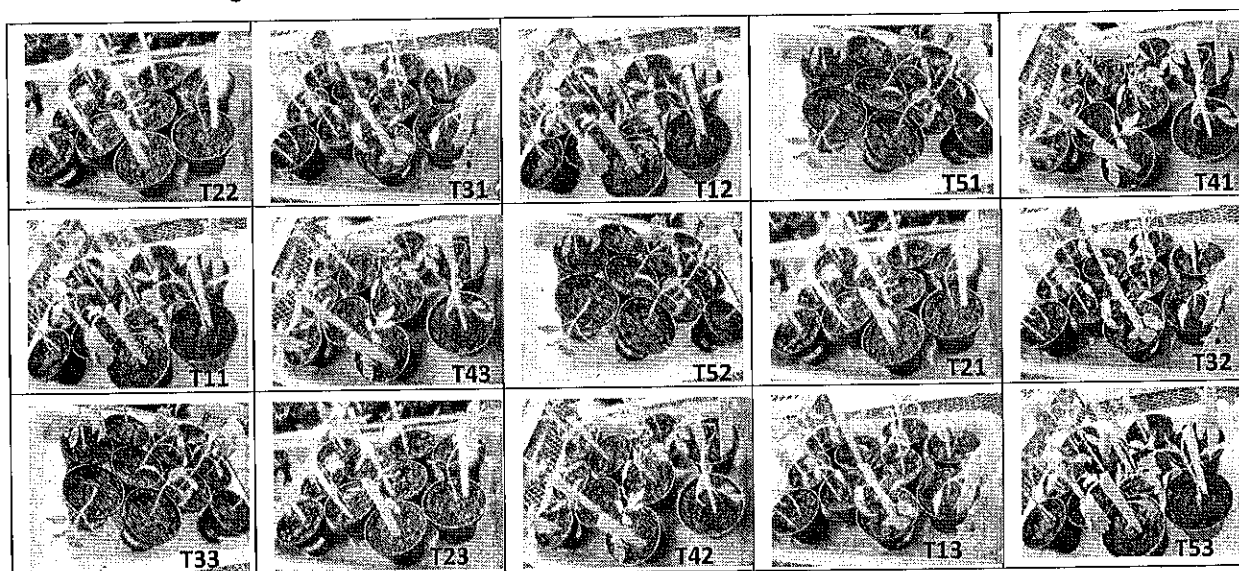


Figura 31. Parcelas experimentales del ensayo de inoculación y susceptibilidad.

Se evaluó la incidencia de la enfermedad en cada tratamiento a los 25 días después de la inoculación, expresada como el promedio de plantas que presentaron los síntomas característicos de la marchitez del jitomate. Los tratamientos se establecieron bajo un diseño completamente al azar, con tres repeticiones.

4.2.3. Ensayo de eficacia biológica de fungicidas

4.2.3.1. Descripción de la unidad experimental

La unidad experimental estuvo formada por 3 microparcels de 40x15x15 cm (Figura 32A), cada una con un volumen de 9 L de suelo; mientras que, la parcela experimental se conformó de 171 microparcels (Figura 32B), sobre la cual se transplantaron 10 plantas de jitomate variedad Española de 30 días de edad, haciendo un total de 1710 plantas, establecidas en condiciones protegidas. Como sustrato se usó suelo franco arenoso, el cual fue desinfestado con metan sodio.

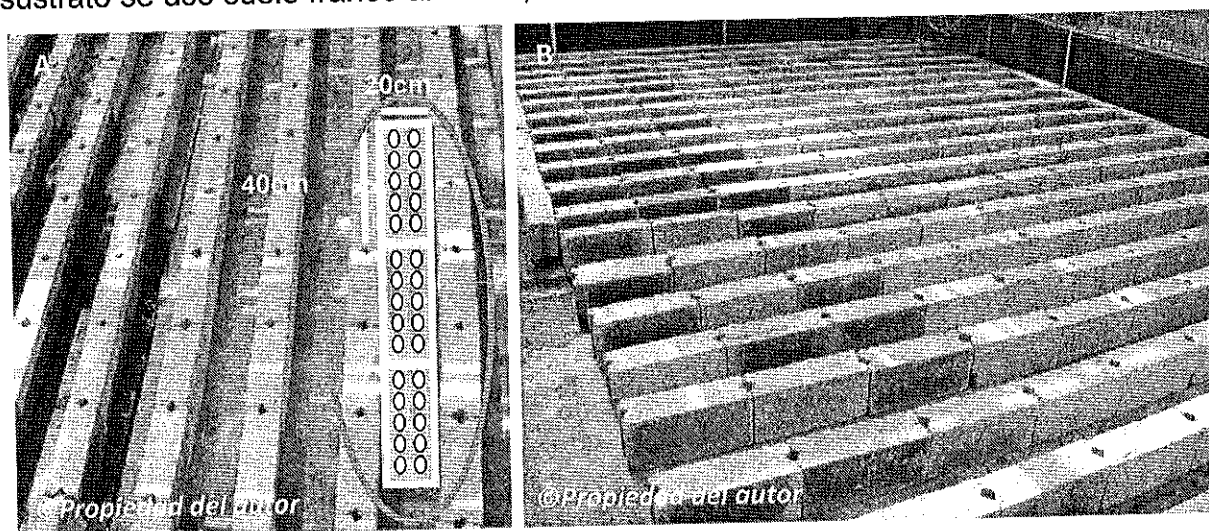


Figura 32. Unidades (A) y parcelas experimentales (B) utilizadas en el ensayo.

4.2.3.2. Características del área experimental

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, ocurriendo la máxima precipitación en el mes de julio y la mínima en enero (García, 1987).

4.2.3.3. Características del material experimental

Los productos utilizados para el control de *F. oxysporum*, son moléculas que pertenecen a diferentes grupos químicos, y por lo tanto, con diferente modo de acción. En el Cuadro 16, se describen los aspectos más sobresalientes de los productos fungicidas evaluados en este ensayo.

Cuadro 16. Características relevantes de los productos fungicidas.

Ingrediente activo	Grupo químico	Modo de acción	Patógenos que controla	Cultivos recomendados
Fluoxastrobin	Estrobirulina	Inhibe la respiración mitocondrial en el complejo III.	<i>Rhizoctonia</i> , <i>Alternaria solani</i> , <i>Septoria nodorum</i> , <i>Septoria tritici</i> , <i>Rynchosporium secalis</i> .	Papa, cereales, café, cítricos y hortalizas.
Tiofanato metílico	Benzimidazol	Sistémico al follaje y suelo, de acción preventiva y curativa. Efecto residual prolongado. Afecta el sistema nervioso central.	<i>Monilinia</i> , <i>Sclerotinia</i> , <i>Botrytis</i> , <i>Venturia</i> , <i>Mycosphaerella musicola</i> , <i>Verticillium</i> , <i>Sphaeroteca</i> , <i>Colletotrichum</i> , <i>Septoria nodorum</i> , <i>Sclerotium</i> , <i>Rizhooctonia</i> y <i>Fusarium oxysporum</i> .	Durazno, manzano, nectarino, chabacano, ciruelo, plátano, cebolla, fresa, apio, melón, sandía, trigo, soya, frijol, jitomate y papa.
Procloraz	Imidazoles	Efecto preventivo y curativo. Contacto y translaminar.	<i>Septoria</i> , <i>Fusarium</i> , <i>Erysiphe graminis</i> , <i>Cladosporium</i> , <i>Alternaria</i> , <i>Botrytis</i> y <i>Helmistosporium</i> .	Trigo, cebada, bulbos de gladiolo y nardo. Clavel y crisantemo.

Ingrediente activo	Grupo químico	Modo de acción	Enfermedades	Cultivos recomendados
Tebuconazole	Triazoles	Sistémico. Inhibe la biosíntesis del ergosterol, lo que ocasiona que la membrana del hongo no se pueda formar y el crecimiento se detenga (Kuch <i>et al</i>, 1995).	<i>Puccinia striiformis</i>, <i>Pyrenophora teres</i>, <i>Rynchosporium secalis</i>, <i>Mycosphaerella fijiensis</i>, <i>M. musicola</i>, <i>Cladosporium musae</i>, <i>Alternaria</i>, <i>Sphacelia sorghi</i>, <i>Uncinula necator</i>, <i>Sclerotium cepivorum</i> y <i>Puccinia recóndita</i> f. sp. <i>tritici</i>.	Cebada, plátano, cempasúchil, sorgo, vid, ajo y trigo.
Propamocarb fosetilato	Carbamato y Ethyl fosfonato	Sistemicidad ascendente y descendente. Acción protectante y curativa en control de Damping off en aplicación al suelo y mildius en aspersión foliar. Inhibe la formación de la membrana celular del hongo. Activa en forma indirecta los mecanismos internos de defensa de la planta. Afecta la producción y germinación de esporas, la penetración, esporulación y crecimiento micelial.	Hongos Oomycetes. <i>Phytlum</i>, <i>Phytophthora</i>, <i>Fusarium</i>, <i>Pseudoperonospora cubensis</i> y <i>Bremia lactucae</i>.	Chile, jitomate, cucurbitáceas y lechuga.

FUENTE: Elaboración propia con datos de la fichas técnicas, consultadas en www.bayer.com.mx y www.basf.com.mx.
23/marzo/2009.

4.2.3.4. Tratamientos y diseño experimental

Se inocularon 6×10^6 unidades infectivas de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* en cada planta, las cuales se contaron previamente con la ayuda de un microscopio compuesto y un hemacitómetro (Figura 33).

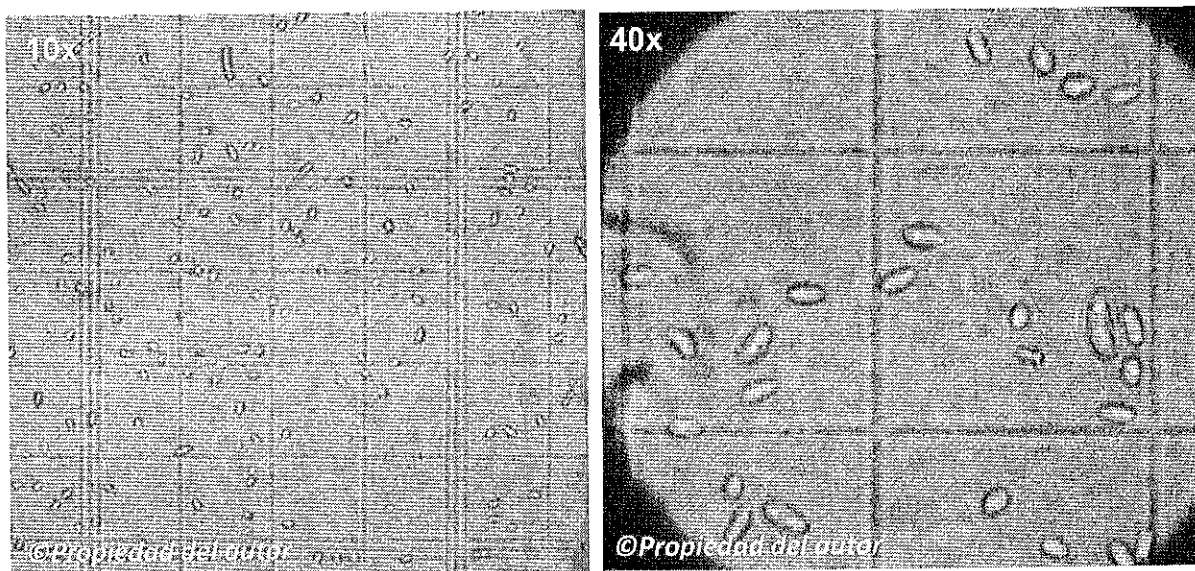


Figura 33. Microconidios de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* vistos en microscopio compuesto: 10x y 40x.

Se evaluaron 5 productos fungicidas: Carbamato + etilfosfato (2 y 3 L ha^{-1}), Imidazol (1 y 1.5 L ha^{-1}), Estrobirulina (1 y 2 L ha^{-1}), Triazol (0.3 L ha^{-1}) y Benzimidazol (1 kg ha^{-1}), en siete fechas de aplicación: 4 horas, 24 horas, 7 días, 14 días, 28 días, 42 días y 56 días después de la inoculación y un testigo absoluto; dando un total de 57 tratamientos con 3 repeticiones cada uno (Cuadro 17). Las repeticiones estuvieron constituidas por lotes de 10 plantas (microparcela), por lo tanto se tuvieron 30 plantas por tratamiento, requiriéndose un total de 1710 plantas (parcela experimental). Los tratamientos fueron establecidos bajo un diseño experimental completamente al azar. Los productos a evaluar y las fechas de aplicación, se seleccionaron en base a trabajos previos realizados por Rodríguez (2008), quien los empleó para el control de un complejo de patógenos habitantes del suelo causantes de la marchitez del chile, entre ellos, *Fusarium oxysporum*; se añadieron el Imidazol y el Benzimidazol, considerando sus especificaciones técnicas para el control de *Fusarium* spp.

Cuadro 17. Lista de fungicidas evaluados para el manejo de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*, en jitomate var. Española en invernadero. 2008.

Tratamientos	Moléculas fungicidas	Dosis (L o Kg/ha)*	Fechas de aplicación
1	carbamato + etilfosfato	2.0	4 hdi
2	carbamato + etilfosfato	3.0	4 hdi
3	imidazol	1.0	4 hdi
4	imidazol	1.5	4 hdi
5	estrobirulina	1.0	4 hdi
6	estrobirulina	2.0	4 hdi
7	triazol	0.3	4 hdi
8	benzimidazol	1.0	4 hdi
9	carbamato + etilfosfato	2.0	24 hdi
10	carbamato + etilfosfato	3.0	24 hdi
11	imidazol	1.0	24 hdi
12	imidazol	1.5	24 hdi
13	estrobirulina	1.0	24 hdi
14	estrobirulina	2.0	24 hdi
15	triazol	0.3	24 hdi
16	benzimidazol	1.0	24 hdi
17	carbamato + etilfosfato	2.0	7 ddi
18	carbamato + etilfosfato	3.0	7 ddi
19	imidazol	1.0	7 ddi
20	imidazol	1.5	7 ddi
21	estrobirulina	1.0	7 ddi
22	estrobirulina	2.0	7 ddi
23	triazol	0.3	7 ddi
24	benzimidazol	1.0	7 ddi
25	carbamato + etilfosfato	2.0	14 ddi
26	carbamato + etilfosfato	3.0	14 ddi
27	imidazol	1.0	14 ddi
28	imidazol	1.5	14 ddi
29	estrobirulina	1.0	14 ddi
30	estrobirulina	2.0	14 ddi
31	triazol	0.3	14 ddi
32	benzimidazol	1.0	14 ddi
33	carbamato + etilfosfato	2.0	28 ddi
34	carbamato + etilfosfato	3.0	28 ddi
35	imidazol	1.0	28 ddi
36	imidazol	1.5	28 ddi
37	estrobirulina	1.0	28 ddi
38	estrobirulina	2.0	28 ddi

Tratamientos	Moléculas fungicidas	Dosis (L o Kg/ha)*	Fechas de aplicación
39	triazol	0.3	28 ddi
40	benzimidazol	1.0	28 ddi
41	carbamato + etilfosfato	2.0	42 ddi
42	carbamato + etilfosfato	3.0	42 ddi
43	imidazol	1.0	42 ddi
44	imidazol	1.5	42 ddi
45	estrobirulina	1.0	42 ddi
46	estrobirulina	2.0	42 ddi
47	triazol	0.3	42 ddi
48	benzimidazol	1.0	42 ddi
49	carbamato + etilfosfato	2.0	56 ddi
50	carbamato + etilfosfato	3.0	56 ddi
51	imidazol	1.0	56 ddi
52	imidazol	1.5	56 ddi
53	estrobirulina	1.0	56 ddi
54	estrobirulina	2.0	56 ddi
55	triazol	0.3	56 ddi
56	benzimidazol	1.0	56 ddi
57	Testigo absoluto	--	--

FUENTE: Elaboración propia, con datos de las fichas técnicas y recomendaciones del Dr. Marcelo Acosta Ramos. *Las dosis están basadas en 1000 L de agua por hectárea.
hdi: horas después de la inoculación y **ddi:** días después de la inoculación.

4.2.3.5. Variables a evaluar

Se determinó la incidencia y severidad de la enfermedad presente en el cultivo:

- ◆ **Incidencia.** Número de plantas que mostraron síntomas típicos de la enfermedad con respecto al número total de plantas muestreadas, y se expresó en porcentaje.
- ◆ **Severidad.** Grado de infección de la enfermedad en la planta. Se reportó como porcentaje de infección.

a) **Incidencia**

Para determinar la incidencia de la enfermedad se cuantificó el número total de plantas que presentaban síntomas de amarillamiento y marchitamiento vascular. La incidencia inicial se determinó antes de aplicar cada uno de los tratamientos; mientras que, la incidencia final se evaluó a los 15 días después de aplicar los productos fungicidas, se hizo un ajuste matemático para obtener el avance real de la

marchitez del jitomate después de aplicar los fungicidas, que consistió en obtener la diferencia entre la incidencia final y la incidencia inicial, para homogeneizar las condiciones para el análisis estadístico.

b) Severidad

La severidad de la enfermedad se determinó evaluando el grado de avance de la enfermedad, usando una regla métrica para medir la altura del amarillamiento en la planta y el avance en número de hojas afectadas, en dos plantas por repetición, dando un total de 6 plantas por tratamiento.

c) Eficacia biológica de los productos fungicidas

Para determinar la eficacia biológica de los productos fungicidas evaluados, se consideró la incidencia final ajustada de la enfermedad (avance real de la marchitez), evaluada 15 días después de aplicar los fungicidas empleando la formula de Abbott (1925):

$$ET = \frac{IT - it}{IT}(100)$$

Donde:

ET= Eficacia del tratamiento.

IT= Incidencia en el testigo.

it = Incidencia en cada tratamiento.

4.2.3.6. Análisis estadístico

Los valores obtenidos de las variables evaluadas se sometieron a un análisis de varianza y se determinó la diferencia entre las medias empleando la prueba de Tukey al 95% de confiabilidad ($\alpha=0.05$), con la ayuda del Programa Estadístico Statical Analysis System (SAS) Versión 9.0 (Steel *et al*, 1986).

4.3. EXPERIMENTO II. Evaluación de productos químicos contra el nematodo agallador (*Meloidogyne incognita*)

4.3.1. Extracción, montaje e incremento de nematodos

Se recolectaron muestras de suelo infestado con nematodos de un lote agrícola cultivado con jitomate, procedente de Celaya, Guanajuato. Las muestras fueron procesadas en el laboratorio integral de nematodos de la Universidad Autónoma Chapingo, hasta lograr la extracción de los especímenes, para después multiplicarlos en macetas con plantas de jitomate variedad Río Grande y disponer de un banco de nematodos.

La técnica de extracción utilizada fue la de tamizado-centrifugado de Cobb (1918) modificado, la cual se describe a continuación:

1. Se homogeneizó mediante inversión cada una de las muestras traídas de campo.
2. Se colocó 100g de suelo en una bandeja de plástico que contenía aproximadamente un litro de agua, se mezcló perfectamente durante 20 seg. y se dejó reposar unos 30-40 seg.
3. Pasado el tiempo de reposo, se decantó el contenido sobre un juego de seis tamices cuyo tamaño de malla en orden descendente fue de 20, 40, 60, 100, 200 y 400 mallas.
4. Se desecharon los residuos de suelo retenidos en los tamices 20, 40 y 60.
5. Mientras que el contenido de los tamices 100 y 200 mallas se arrastró con chorro de agua al tamiz de 400 mallas.
6. Con la ayuda de una pizeta se transfirieron los nematodos y residuos retenidos sobre la malla del tamiz de 400 a un vaso de precipitado de 150 mL y se vació en los tubos de centrifuga de 50 mL.
7. Se agregó un gramo de Caolín a la suspensión contenida en los tubos de centrifuga y se colocaron en el cabezal de la centrifuga, cuidando que los pesos de los tubos quedarán balanceados.
8. Se centrifugo a 3500 rpm durante 5 minutos, terminada la centrifugación, se eliminó el sobrenadante de los tubos.
9. Se rellenaron parcialmente los tubos con una solución de sacarosa (450g de azúcar en 1 L de agua) y se resuspendió el precipitado agitándolo con una varilla.

10. Se centrifugó a 3500 rpm durante 3 minutos.
11. Inmediatamente, se decantó la solución azucarada que contenía los nematodos, sobre el tamiz de 400, y se lavaron perfectamente con agua. Se dejó los residuos en el fondo del tubo.
12. Cuidadosamente, se arrastraron con agua los nematodos a un vaso de precipitados de 150 mL por medio de una pizeta y sosteniendo ligeramente inclinado el tamiz. Se procuró mantener en el vaso de precipitados un volumen final de agua menor a 30 mL. Se observaron las muestras al microscopio y posteriormente se almacenaron en un vaso en un lugar cerrado a 14 °C.

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 hicieron montajes temporales de nematodos vivos en agua. Para realizar el montaje temporal de especímenes vivos en agua, se procedió del siguiente modo:

- a) En el centro de un portaobjetos limpio colocar una gota de agua.
- b) Poner sobre el vidrio de reloj del microscopio de disección el vaso de precipitados que contiene los nematodos extraídos y transferir (pescar) en forma individual de 10-15 especímenes a la gota de agua contenida en el portaobjetos. Para “pescar” los nematodos, utilizar filamentos apropiados de distinta naturaleza como fibras de bambú o de nylon, pegadas al extremo de un mango de madera o plástico.
- c) Colocar el portaobjetos en el microscopio de disección y acomodar los nematodos en el centro de la gota de agua, asegurando que estén en el fondo.
- d) Colocar cuidadosamente el cubreobjetos sobre la gota. Para no perder especímenes o cambiarlos de posición, entre el cubre y portaobjetos, se debe colocar soportes de diferente naturaleza como pelos de pincel, de un cm de longitud.
- e) Bajo el microscopio, quitar los excesos de agua en los márgenes del cubreobjetos, utilizando tiras de papel filtro en forma triangulada.
- f) Sellar los márgenes del cubreobjetos aplicando esmalte claro para las uñas con la ayuda de un pincel adecuado. Una vez secado el sellador, el montaje debe etiquetarse y examinarse bajo el microscopio compuesto.

La examinación de especímenes vivos es muy importante para poder observar estructuras del estilete, esqueleto cefálico y lumen del esófago; las que por lo general, son menos visibles después de haberse fijados. Si los especímenes se mueven mucho, exponer brevemente los portaobjetos sobre una flama pequeña o colocarlo sobre la plancha de la parrilla. Estos montajes en agua deben observarse inmediatamente después de haberse preparado, ya que el deterioro de especímenes, puede ocurrir en horas. Los nematodos montados en agua pueden conservarse en mejores condiciones si se mantienen en una atmósfera húmeda como en cajas Petri provistas de papel filtro humedecido (Zuckerman *et al*, 1985). Se encontraron varios géneros de nematodos de vida libre, así como fitoparásitos en el suelo. En raíces agalladas, se identificaron juveniles de *Nacobbus aberrans* (nematodo falso agallador) y varias especies del género *Meloidogyne*, especie de interés en nuestro estudio, por ser la más frecuente y más diseminada en los campos agrícolas de Celaya, Gto. En consecuencia, referiré de aquí en adelante a esta especie.

El incremento de *M. incognita* se realizó una vez que se comprobó su presencia en las muestras de suelo recolectado, se mezcló con suelo desinfestado para contar con un mayor volumen de sustrato, posteriormente se llenaron macetas de diferente material y dimensiones, sobre las cuales se establecieron las plantas de jitomate cv Río grande de 15 días de edad y se tuvieron en el invernadero hasta observar la formación de agallas en las raíces de las plantas (Figura 34). Este suelo se utilizó como fuente de inóculo para el bioensayo en invernadero.



Figura 34. Incremento de las poblaciones de *Meloidogyne incognita*.

4.3.2. Bioensayo *In Vitro*

El experimento se realizó en el laboratorio integral de nematodos de la Universidad Autónoma Chapingo, con el propósito de determinar el porcentaje de inmovilización de J₂ de *Meloidogyne incognita* y definir las dosis preliminares de evaluación de los productos: MCW-2 480CE, producto perteneciente al grupo de los fluoroalquenos, cuyo modo de acción es desconocido, pero que provoca la muerte casi instantánea de los nematodos; y el Temik® 15G (aldicarb), un carbamato de acción sistémica, extremadamente tóxico, que actúa inhibiendo a la enzima acetilcolinesterasa.

4.3.2.1. Descripción de la unidad experimental

La unidad experimental estuvo conformada por dispositivos de vidrio conocidos como discos (microsiracusas) de 1 cc de capacidad (Figura 35A), donde se colocaron diez nematodos J₂ de *Meloidogyne incognita*, extraídos de un suelo infestado procedente de Celaya, Guanajuato, mediante la técnica de tamizado-centrifugado de Cobb descrita anteriormente.

Se colocaron los nematodos en el interior de las microsiracusas (Figura 35B), que contenían 1 mL de solución nematocida en las dosis correspondientes (Cuadro 18). Finalmente, se taparon con un cubreobjetos para evitar la evaporación del agua y se dejaron en condiciones protegidas.

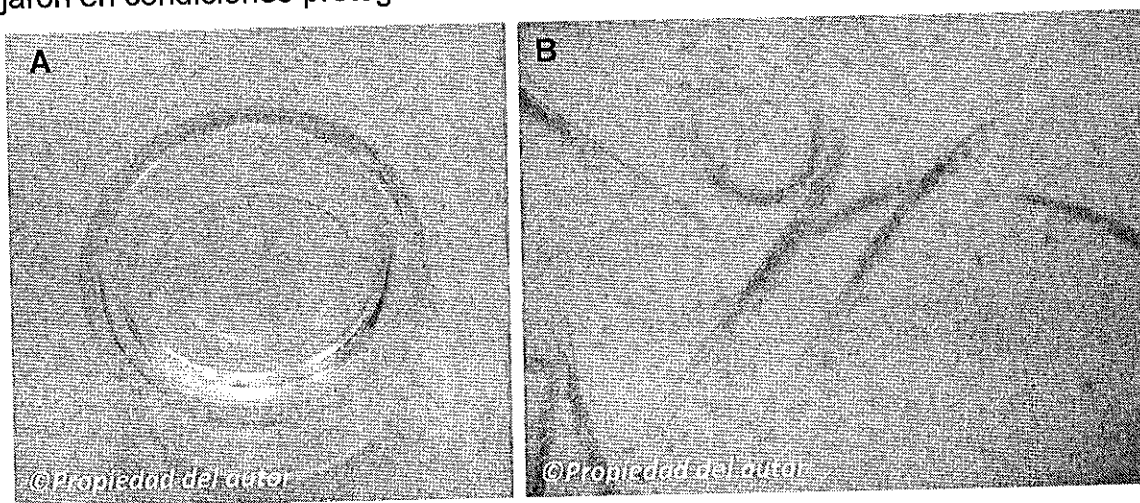


Figura 35. Microsiracusas (1 cc) utilizados en el bioensayo *in vitro* (A) y juveniles (J₂) del género *M. incognita* en el interior de la microsiracusa vistos a 10x (B).

La parcela experimental estuvo constituida por 18 microsiracusas, es decir, tres microsiracusas por tratamiento, distribuidos aleatoriamente (Figura 36).

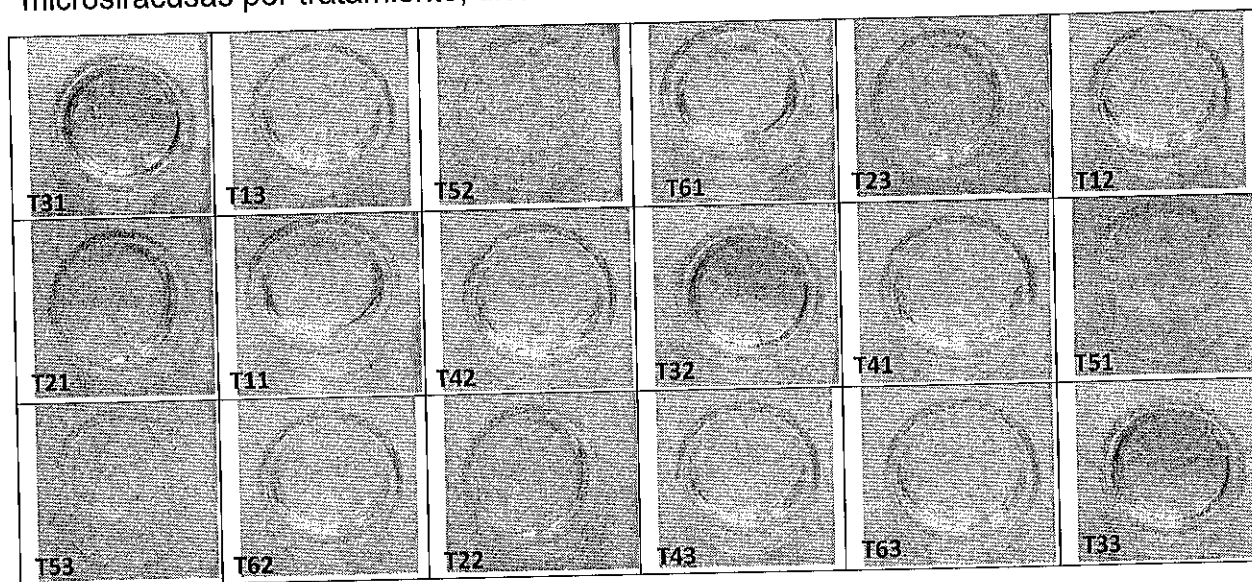


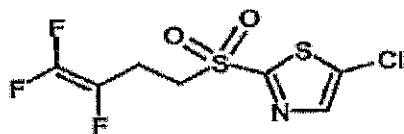
Figura 36. Distribución de los tratamientos en el ensayo *in vitro*.

4.3.2.2. Características del material experimental

Los productos nematicidas que fueron usados en el experimento se describen a continuación:

a) *Nematicida MCW-2 480CE.*

Es un producto nematicida del grupo de los fluoroalquenos, cuyo modo de acción se desconoce, pero se sabe que actúa de manera letal al hacer contacto con los nematodos, principalmente del género *Meloidogyne* spp., *Radopholus* spp., y *Pratylenchus* spp, en cultivos frutales, cucurbitáceas y algunas solanáceas. Se formula como un concentrado emulsionable al 48%. Presenta una LD₅₀ oral >500 <1000 mg·kg⁻¹ y una LD₅₀ dermal >4000 mg·kg⁻¹ en ratas. Su formula química es la siguiente:



Una muestra de 500 mL, fue donada por los desarrolladores del producto, para realizar los estudios de eficacia biológica.

b) Temik® 15G (aldicarb).

Es un insecticida y nematicida, perteneciente al grupo de los carbamatos, que controla juveniles y adultos ecto y endonematodos, en cultivos anuales y perennes. Presenta muy buena acción sistémica y un largo efecto residual. Está formulado como granulado (GR) y contiene 150 g del ingrediente activo (aldicarb) por kg de producto comercial. Actúa controlando una amplia gama de nematodos, por contacto e ingestión, inhibiendo la acetilcolinesterasa, enzima que destruye la acetilcolina que es un mediador químico de actividades neurotransmisoras. Por ello, se ha observado que inhibe la eclosión de los huevos, disminuye el movimiento de larvas en el suelo, evitando el apareamiento, impidiendo la entrada de las larvas a las raíces, y/o interrumpiendo la evolución del ciclo biológico. También, interfiere en la reproducción y desorientación de los machos. El estado de huevo y quiste son menos susceptibles al aldicarb. Se recomienda no hacer aplicaciones foliares en las plantas, ya que podría generar problemas de fitotoxicidad. El efecto residual varía de 30 a 60 días dependiendo de la temperatura, a mayor temperatura menor efecto residual y viceversa. La acción de Temik® 15 G comienza al momento de aplicarlo. El gránulo al entrar en contacto con la humedad del suelo se disuelve y su ingrediente activo, aldicarb, es absorbido por las raíces y transportado a toda la planta a medida que ésta se va desarrollando (Bayercropscience, 2002).

4.3.2.3. Tratamientos y diseño experimental

Se evaluaron seis tratamientos con tres repeticiones cada uno (Cuadro 18), los cuales se establecieron bajo un diseño completamente al azar.

Cuadro 18. Productos nematicidas y dosis evaluadas para determinar el porcentaje de inmovilización en especímenes de *Meloidogyne incognita*.

Tratamientos	Observaciones
MCW-2 480 CE a 40 ppm	Una sola aplicación. Se agrego 1 mL de solución nematicida en el interior de las microsirasas y posteriormente los nematodos.
MCW-2 480 CE a 20 ppm	
MCW-2 480 CE a 10 ppm	
MCW-2 480 CE a 5 ppm	
Aldicarb a 5ppm	Microsiracusa con 1 mL de agua destilada estéril.
Testigo absoluto	

Cada repetición estuvo representada por una microsiracusa, con diez nematodos cada una, dando un total de 180 nematodos J₂ de *M. incognita* en observación. Los nematodos inmovilizados se retiraron de la solución nematicida, y se depositaron en un microsiracusa que contenía 1 mL de agua destilada aireada, para observar alguna posible recuperación motriz de los especímenes.

4.3.2.4. Variable a evaluar

Se evaluó el porcentaje de inmovilización de nematodos en cada microsiracusa, a las 24h y 48h. En cada periodo de tiempo se observaron los nematodos bajo el microscopio compuesto para determinar su estado fisiológico, y cerciorarse de la movilidad de los nematodos.

4.3.3. Bioensayo en invernadero

Esta fase de la investigación se realizó en los invernaderos del departamento de Parasitología Agrícola con el objeto de determinar el porcentaje e índice de agallamiento en las raíces de plantas de jitomate provocadas por *Meloidogyne incognita*. Para llevar acabo lo anterior, se uso el suelo donde se incrementaron las poblaciones de *M. incognita*, el cual se mezcló con suelo estéril para incrementar el volumen de sustrato.

4.3.3.1. Descripción de la unidad experimental

La unidad experimental estuvo constituida por recipientes de unicel de 250 mL de capacidad, los cuales fueron llenados con suelo infestado de nematodos y posteriormente se transplantó una plántula de jitomate variedad Río grande de 10 días de edad.

4.3.3.2. Tratamientos y diseño experimental

Se evaluaron seis tratamientos que consistieron en cuatro dosis del nematicida MCW-2 480 CE, una dosis de Temik® 15G (aldicarb) y el testigo absoluto (Cuadro 19), los cuales se establecieron bajo un diseño completamente al azar con cinco repeticiones (Figura 37).

Cuadro 19. Productos nematocidas y dosis evaluadas para determinar el porcentaje e índice de agallamiento en plantas de jitomate variedad Río grande.

Tratamientos	Observaciones
MCW-2 480 CE a 30 ppm	Una sola aplicación de 20 mL de solución nematocida por unidad experimental, antes del transplante.
MCW-2 480 CE a 15 ppm	
MCW-2 480 CE a 10 ppm	
MCW-2 480 CE a 5 ppm	
Aldicarb a 5ppm	Aplicación de agua de la llave.
Testigo absoluto	

Los productos se aplicaron al suelo tres días antes del transplante, humedecido a capacidad de campo antes de aplicar los productos y se dejó en reposo durante tres días, esto para lograr una mayor difusión de los nematocidas en todo el volumen del recipiente, minimizar variaciones y obtener mejores resultados.

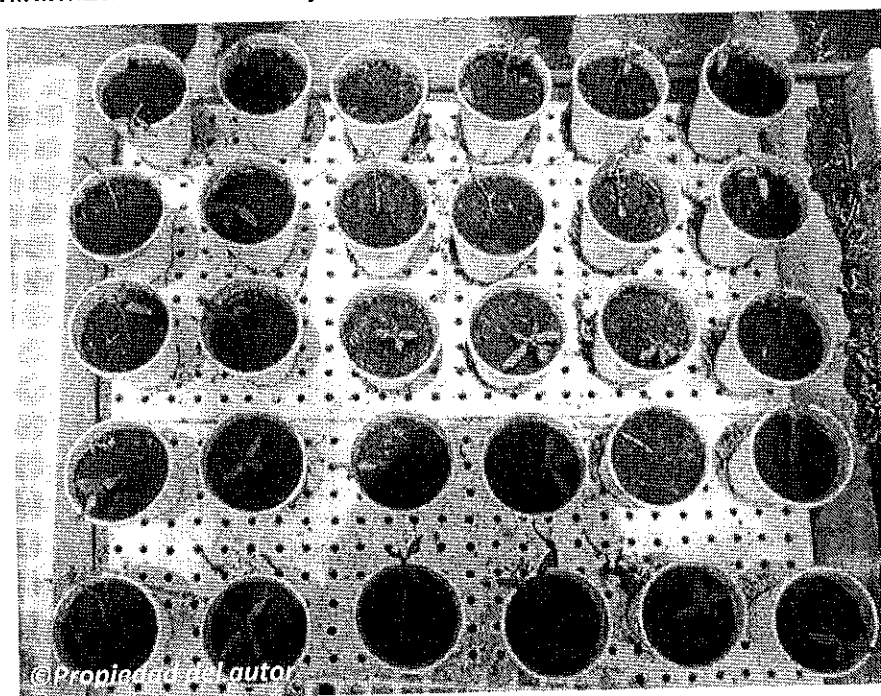


Figura 37. Parcela experimental del ensayo realizado en invernadero.

4.3.3.3. Variables a evaluar

Se evaluó el porcentaje e índice de agallamiento a los 45 días después de la aplicación de los tratamientos, para lo cual se realizó un análisis visual de las raíces de las plantas de jitomate.

a) Porcentaje de agallamiento

Para determinar el porcentaje de agallamiento se cuantificó el número de raíces que presentaban agallamiento con respecto al total de raíces presentes en la planta, y se aplicó la fórmula siguiente:

$$\% \text{ de agallamiento} = \left(\frac{\text{Número de raíces con agallas}}{\text{Total de raíces}} \right) 100$$

b) Índice de agallamiento

El índice de agallamiento se determinó utilizando los valores de porcentaje de agallamiento y la escala siguiente propuesta por Taylor *et al* (1978) la cual maneja seis unidades (Cuadro 20).

Cuadro 20. Escala visual usada para determinar el índice de agallamiento en raíces de jitomate.

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 *et al* (1978).

c) Efectividad biológica de los productos nematicidas

Para determinar la eficacia biológica de los productos nematicidas evaluados, se utilizaron los valores del porcentaje de agallamiento, y se aplicó la formula siguiente:

$$\text{Eficacia del tratamiento} = \frac{\% \text{ de agallas en el testigo} - \% \text{ de agallas en el tratamiento}}{\% \text{ de agallas en el testigo}} (100)$$

4.3.4. Análisis estadístico

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

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. EXPERIMENTO I. Manejo químico de *Fusarium oxysporum* Schlecht. f. sp. *lycopersici* (Sacc.)).

5.1.1. Prueba de inoculación y susceptibilidad

Se encontró que la mejor técnica de inoculación fue la de inmersión de raíces en plantas de jitomate variedad Española, presentando una incidencia promedio de 70% (Cuadro 21). Los síntomas inducidos por este patógeno en las plantas de jitomate, fueron clorosis en las hojas inferiores que se extiende a las hojas superiores de la planta, marchitamiento vascular generalizado, un ligero aclaramiento intervenal de las hojas superiores, necrosis marginal en hojas inferiores y decoloración vascular marrón oscuro en corte transversal del tallo y pecíolo (Figura 38 y 39), todos estos síntomas coinciden con los descritos por Ray (2005), Gabor (1997), Agrios (1999) y De la Garza (1996). Esta incidencia fue significativamente diferente al testigo absoluto, pero igual estadísticamente a las demás técnicas evaluadas. Así mismo, las plantas inoculadas de manera directa en ambos cultivares, con un 25 y 30% de incidencia, fueron estadísticamente iguales al testigo sin inoculación, en este último, las plantas no presentaron síntomas de la enfermedad. Resultados similares se obtuvieron por Avendaño *et al* (2006), en pruebas de patogenicidad en plantas de frijol, donde se confirmó el carácter patogénico de la cepa de *F. oxysporum* f. sp. *phaseoli*, obteniendo un 70% de infección y un índice de severidad entre 5 y 7, inoculando el patógeno al sustrato, dos días antes de la siembra.

Cuadro 21. Incidencia de la marchitez del jitomate var. Española y Río grande de 40 días de edad, inoculadas en inmersión y al cuello con *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* en invernadero, en Texcoco, Edo. de México. 2008.

Tratamientos	Incidencia (%)*	
Inoculación por inmersión de raíces en var. Española	70	a
Inoculación directa (al cuello) en var. Española	40	ab
Inoculación por inmersión de raíces en var. Río grande	30	ab
Inoculación directa (al cuello) en var. Río grande	25	ab
Testigo sin inoculación	0	b

*Valores con la misma letra, son estadísticamente iguales ($\alpha=0.05$).

La técnica de inmersión de raíces fue más efectiva, debido a que el patógeno estuvo en contacto directo con las raíces del hospedante, las cuales al momento de separarlos del cepellón, sufrieron algunas heridas, las cuales facilitaron la penetración del agente fitopatógeno y con ello, una rápida y severa infección. Al contrario, de la técnica de inoculación directa, en la cual se depositó la solución infectiva al cuello de la planta, esto predispone al hongo patógeno a microorganismos antagonistas presentes en el suelo, así como a un lavado al momento de aplicar los riegos, lo cual probablemente redujo la concentración final del hongo en contacto con las raíces. Por otro lado, la susceptibilidad de los cultivares, fue un factor importante en la ocurrencia de la enfermedad. Teniendo que, la variedad Española fue la más susceptible a *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici*, en ambas inoculaciones. Razón por la cual, se decidió usarla en el ensayo de evaluación de fungicidas, para asegurar una incidencia mayor de la enfermedad.

5.1.2. Ensayo de evaluación de fungicidas para el control de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*

5.1.2.1. Incidencia inicial de la enfermedad

La incidencia de la marchitez del jitomate se incremento, fue mayor y directamente proporcional al prolongarse el tiempo después de la inoculación, es decir, a mayor número de días transcurridos a partir de la inoculación mayor número de plantas enfermas, lo cual coincide con lo planteado por De la Garza (1996), que afirmó que los primeros síntomas de la enfermedad aparecen a mayor edad de la planta.

Los primeros síntomas de la marchitez del jitomate aparecieron a partir de los 14 días con un valor promedio de 3.3% de incidencia, en las plantas tratadas con el benzimidazol ($1 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$), carbamato + etilfosfato ($2 \text{ L} \cdot \text{ha}^{-1}$) y triazol ($0.3 \text{ L} \cdot \text{ha}^{-1}$); a partir de esta fecha la incidencia de la enfermedad fue en aumento con un máximo de 16.6%, en las aplicaciones de imidazol ($1.5 \text{ L} \cdot \text{ha}^{-1}$) a los 28 ddi; y un 43 a 50% de plantas enfermas en las aplicaciones de carbamato + etilfosfato ($3 \text{ L} \cdot \text{ha}^{-1}$) y carbamato + etilfosfato ($2 \text{ L} \cdot \text{ha}^{-1}$) aplicados a los 42 ddi, respectivamente; hasta alcanzar un máximo del 85.5% en las plantas testigo a los 56 ddi. Estos datos son muy parecidos a los obtenidos por García (2008), que trabajando con enfermedades

de raíz y cuello en céspedes de campos de golf, encontró que *Fusarium oxysporum* presentó un periodo de incubación de 7 ddi en césped *Agrostis palustris*, en invernadero; con una severidad de 15, 20 y 35% a los 7, 14 y 21 ddi, respectivamente (Cuadro 22).

Cuadro 22. Incidencia inicial promedio (%) de la marchitez del jitomate var. Española, inoculadas por inmersión con *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* antes de aplicar los tratamientos en invernadero, en Texcoco, Edo. de México. 2008.

Tratamientos	INC (%)	NS*	Tratamientos	INC (%)	NS*
TESTIGO (56ddi)	85.5	a	EST (1L) (14ddi)	0	c
TRIA (0.3L) (56ddi)	73.3	a	EST (2L) (14ddi)	0	c
EST (2L) (56ddi)	60.0	ab	TRIA (0.3L) (14ddi)	0	c
C+E (2L) (56ddi)	60.0	ab	IMI (1.5L) (14ddi)	0	c
IMI (1.5L) (56ddi)	56.6	ab	C+E (2L) (4hdi)	0	c
BENZ (1kg) (56ddi)	56.6	ab	C+E (3L) (4hdi)	0	c
EST (1L) (56ddi)	56.6	ab	IMI (1L) (4hdi)	0	c
IMI (1L) (56ddi)	50.0	ab	IMI (1.5L) (4hdi)	0	c
C+E (2L) (42ddi)	50.0	ab	EST (1L) (4hdi)	0	c
BENZ (1kg) (42ddi)	46.6	b	EST (2L) (4hdi)	0	c
IMI (1.5L) (42ddi)	43.0	b	TRIA (0.3L) (4hdi)	0	c
C+E (3L) (56ddi)	43.3	b	BENZ (1kg) (4hdi)	0	c
IMI (1L) (42ddi)	43.3	b	C+E (2L) (24hdi)	0	c
EST (1L) (42ddi)	43.3	b	C+E (3L) (24hdi)	0	c
TRIA (0.3L) (42ddi)	43.3	b	IMI (1L) (24hdi)	0	c
EST (2L) (42ddi)	43.3	b	IMI (1.5L) (24hdi)	0	c
C+E (3L) (42ddi)	43.0	b	EST (1L) (24hdi)	0	c
IMI (1.5L) (28ddi)	16.6	b	EST (2L) (24hdi)	0	c
EST (1L) (28ddi)	13.3	c	TRIA (0.3L) (24hdi)	0	c
IMI (1L) (28ddi)	13.3	c	BENZ (1kg) (24hdi)	0	c
C+E (3L) (28ddi)	13.3	c	C+E (2L) (7ddi)	0	c
BENZ (1kg) (28ddi)	10.0	c	C+E (3L) (7ddi)	0	c
C+E (2L) (28ddi)	6.6	c	IMI (1L) (7ddi)	0	c
EST (2L) (28ddi)	6.6	c	IMI (1.5L) (7ddi)	0	c
TRIA (0.3L) (28ddi)	3.3	c	EST (1L) (7ddi)	0	c
C+E (3L) (14ddi)	3.3	c	EST (2L) (7ddi)	0	c
BENZ (1kg) (14ddi)	3.3	c	TRIA (0.3L) (7ddi)	0	c
C+E (2L) (14ddi)	0	c	BENZ (1kg) (7ddi)	0	c
IMI (1L) (14ddi)	0	c			

*Valores con la misma letra, son estadísticamente iguales ($\alpha=0.05$). INC: Porcentaje de incidencia; NS: Nivel de significancia; C+E: carbamato + etilfosfato; IMI: imidazol; EST: estrobirulina; TRIA: triazol; BENZ: benzimidazol. ddi: días después de la inoculación; hdi: horas después de la inoculación. Entre paréntesis la dosis evaluada (1L: un litro por hectárea).

Estadísticamente, los porcentajes de incidencia mayores se presentaron en los tratamientos aplicados a los 42 y 56 días, variando la incidencia de 43 a 73.3%, respectivamente. Las aplicaciones de fungicidas antes de que se manifestaran los síntomas de la marchitez del jitomate (14 días después de la inoculación), se realizaron con el propósito de evaluar la eficacia de estos en etapas tempranas de infección (preventiva); mientras que, las aplicaciones efectuadas cuando la enfermedad estaba avanzada, sirvieron para evaluar la acción curativa de los fungicidas sobre la marchitez del jitomate.

Los primeros síntomas consistieron en pequeñas áreas amarillentas en las hojas inferiores (Figura 38A), que al colapsarse, formaron áreas amarillentas más grandes hasta cubrir completamente la hoja, extendiéndose a las hojas superiores, lo que ocasionó un marchitamiento vascular en toda la planta, provocando la muerte de las primeras hojas infectadas (Figura 38B). A los 56 ddi se observó un marchitamiento vascular generalizado en la mayoría de las plantas; estos síntomas coinciden con lo observado por Rodríguez (2008) en plantas de chile jalapeño.

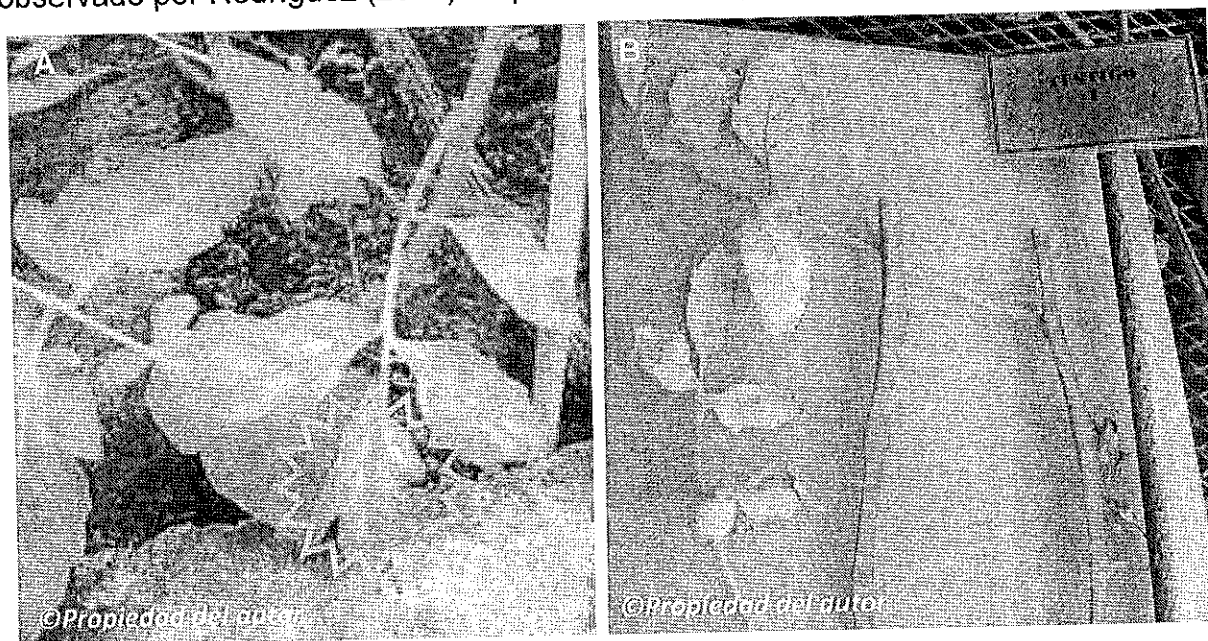


Figura 38. Síntomas iniciales de marchitez del jitomate var. Española inoculadas por inmersión con 6×10^6 unidades infectivas de *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* a los 14 ddi (A) y la misma planta 30 ddi (B), en plantas testigo, en invernadero, en Texcoco, Edo. México. 2008.

5.1.2.2. Incidencia final de la enfermedad

Las plantas testigo presentaron el porcentaje de incidencia mayor de la enfermedad a los 56 ddi, con un 86%, con lo que se afirmó el carácter patogénico de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* en plantas de jitomate var. Española, inoculadas por inmersión de raíces con una solución de 6×10^6 unidades infectivas.

Las aplicaciones de carbamato + etilfosfato ($3 \text{ L} \cdot \text{ha}^{-1}$) a los 14 ddi, detuvo completamente el avance de la incidencia de la marchitez del jitomate, a los 15 días después efectuar la aplicación. El carbamato + etilfosfato a 2 y $3 \text{ L} \cdot \text{ha}^{-1}$, aplicados a los 7 y 28 ddi, respectivamente, solo permitieron un 3.3% más de plantas enfermas, después de aplicarlos; mientras que, las aplicaciones de carbamato + etilfosfato ($2 \text{ L} \cdot \text{ha}^{-1}$) a los 28 ddi, solo lo hizo en un 6.7% (Cuadro 23). Las plantas mostraban un ligero amarillamiento en las hojas inferiores, con severidades no mayores al 3% (Cuadro 24). Este producto presento una excelente acción fungicida sobre *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*, al inhibir el avance de la incidencia de la marchitez del jitomate, debido probablemente a su doble sistemicidad y al inhibir la formación de la membrana celular del hongo, además de activar de manera indirecta los mecanismos internos de defensa de la planta (BayerCropscience, 2009).

Por otro lado, las aplicaciones de carbamato + etilfosfato ($2 \text{ L} \cdot \text{ha}^{-1}$) a las 24 hdi, 14 ddi y 42 ddi, y estrobirulina ($2 \text{ L} \cdot \text{ha}^{-1}$) aplicado a los 14 ddi, permitieron el avance de la incidencia de la marchitez en 13.3%, y las aplicaciones de carbamato + etilfosfato ($3 \text{ L} \cdot \text{ha}^{-1}$) a las 24 hdi y 7 ddi, solo lo hicieron en 16.6%.

Las aplicaciones de benzimidazol ($1 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$) a los 7 ddi, 4 hdi, 24 hdi y 14 ddi, e imidazol ($1 \text{ L} \cdot \text{ha}^{-1}$) aplicado a los 28 ddi, permitieron el avance de la incidencia de la marchitez del jitomate en 73.3%, 70%, 63.3%, 60% y 60%, respectivamente; por lo que bajo las condiciones del ensayo, no ejercieron buena acción sobre *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*, en etapas tempranas de infección.

El resto de los productos fungicidas, incrementaron el número de plantas enfermas, en un 17 a 56.6%, a los 15 días después de aplicar los productos.

El aumento de la incidencia final de la marchitez del jitomate, en la mayoría de los tratamientos, pudo deberse al carácter sistémico de *Fusarium*, así como a la concentración de inóculo empleado, la técnica de inoculación, a la variedad muy

susceptible utilizada y al incremento del inóculo, al contar con las condiciones ambientales favorables para su desarrollo; por lo que, una vez en el interior de la planta, obstruyó la conducción de agua y nutrientes, provocando un marchitamiento vascular generalizado.

Los fungicidas aplicados a los 56 días después de la inoculación, no permitieron evaluar el efecto de los productos sobre la incidencia de la enfermedad, debido al grado de avance de la marchitez al momento de aplicar los productos (Figura 39A-B), por lo que se omitió en el análisis estadístico.

Cuadro 23. Incidencia final ajustada de la marchitez del jitomate var. Española, inoculadas por inmersión con *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*, 15 días después de aplicar los tratamientos en invernadero, en Texcoco, Edo. México. 2008.

Tratamientos	INC (%)	ARM (%)	Tratamientos	INC (%)	ARM (%)
TESTIGO (56ddi)	85.5 a	0	IMI (1.5L) (24hdi)	50.0 abcde	50.0
BENZ (1kg) (7ddi)	73.3 ab	73.3	IMI (1L) (24hdi)	50.0 abcde	50.0
IMI (1L) (28ddi)	73.3 ab	60.0	EST (1L) (7ddi)	50.0 abcde	50.0
IMI (1L) (42ddi)	73.3 ab	30.3	IMI (1L) (7ddi)	50.0 abcde	50.0
BENZ (1kg) (4hdi)	70.0 ab	70.0	IMI (1.5L) (28ddi)	46.6 abcde	30.0
IMI (1.5L) (42ddi)	70.0 ab	27.0	TRIA (0.3L) (7ddi)	46.6 abcde	46.6
EST (2L) (42ddi)	70.0 ab	26.7	EST (2L) (24hdi)	43.3 abcde	43.3
BENZ (1kg) (24hdi)	63.3 abc	63.3	EST (2L) (4hdi)	43.3 abcde	43.3
BENZ (1kg) (14ddi)	63.3 abc	60.0	IMI (1.5L) (7ddi)	43.3 abcde	43.3
EST (1L) (42ddi)	63.3 abc	20.0	IMI (1L) (4hdi)	36.6 abcde	36.6
C+E (2L) (42ddi)	63.3 abc	13.3	IMI (1.5L) (14ddi)	33.3 abcde	33.3
BENZ (1kg) (42ddi)	63.3 abc	16.7	EST (2L) (7ddi)	33.3 abcde	33.3
EST (1L) (28ddi)	60.0 abcd	46.7	C+E (2L) (4hdi)	30.0 abcde	30.0
EST (2L) (28ddi)	60.0 abcd	53.4	C+E (3L) (4hdi)	23.3 bcde	23.3
TRIA (0.3L) (42ddi)	60.0 abcd	16.7	C+E (3L) (28ddi)	16.6 bcde	3.3
C+E (3L) (42ddi)	60.0 abcd	17.0	C+E (3L) (7ddi)	16.6 bcde	16.6
EST (1L) (14ddi)	56.6 abcde	56.6	C+E (3L) (24hdi)	16.6 bcde	16.6
TRIA (0.3L) (24ddi)	56.6 abcde	56.6	EST (2L) (14ddi)	13.3 cde	13.3
EST (1L) (24hdi)	56.6 abcde	56.6	BENZ (1kg) (28ddi)	13.3 cde	3.3
EST (1L) (4hdi)	56.6 abcde	56.6	C+E (2L) (28ddi)	13.3 cde	6.7
TRIA (0.3L) (14ddi)	53.3 adcde	53.3	C+E (2L) (24hdi)	13.3 cde	13.3
IMI (1L) (14ddi)	53.3 abcde	53.3	C+E (2L) (14ddi)	13.3 cde	13.3
IMI (1.5L) (4hdi)	53.3 abcde	53.3	C+E (3L) (14ddi)	3.3 e	0
TRIA (0.3L) (4hdi)	53.3 abcde	53.3	C+E (2L) (7ddi)	3.3 e	3.3
TRIA (0.3L) (28ddi)	53.3 abcde	50.0			

*Valores con la misma letra, son estadísticamente iguales ($\alpha=0.05$). INC: Porcentaje de incidencia; NS: Nivel de significancia; C+E: carbamato + etilfosfato; IMI: imidazol; EST: estrobirulina; TRIA: triazol; BENZ: benzimidazol. ddi: días después de la inoculación; hdi: horas después de la inoculación. Entre paréntesis la dosis evaluada (1L: un litro por hectárea). ARM: Avance real de la enfermedad después de aplicar los fungicidas, en porcentaje.



Figura 39. Apariencia final de las plantas de jitomate var. Española inoculadas en inmersión con *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* a los 56 ddi (A) y Plantas testigo a los 56 ddi (B), en invernadero, en Texcoco, Edo. de México. 2008.

5.1.2.3. Avance de la enfermedad en número de hojas

Las aplicaciones de benzimidazol ($1 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$) a las 24 hdi e imidazol ($1 \text{ L} \cdot \text{ha}^{-1}$) a los 42 ddi no detuvieron el avance de la enfermedad de manera significativa, permitiendo el avance de la misma hasta las hojas 10 y 8, respectivamente. Las hojas de estas plantas, presentaron marchitamientos vasculares severos a los 56 días después de la inoculación. El carbamato + etilfosfato ($2 \text{ L} \cdot \text{ha}^{-1}$) aplicado a las 4 hdi y a los 14 ddi detuvo la enfermedad en la hoja 3 y 2, respectivamente; mientras que, carbamato + etilfosfato ($3 \text{ L} \cdot \text{ha}^{-1}$) a las 24 hdi mantuvo la enfermedad en la hoja 3, a los 15 días después de aplicar el producto. Las plantas mostraron amarillamiento ligero en las hojas inferiores, a los 56 ddi (Cuadro 24).

Las plantas testigo, mostraron síntomas de amarillamiento y marchitamiento vascular, manifestándose en la hoja número 7; que a pesar de no ser las plantas con el mayor avance de la enfermedad, si fueron las que mostraron un amarillamiento y marchitez muy severos.

El resto de los tratamientos fungicidas mantuvieron a la enfermedad en las hojas de la 4 a la 7.

Los tratamientos aplicados a los 42 y 56 ddi, mostraron el avance de la enfermedad en las hojas número 7, en las que no pudo manifestarse de manera significativa el efecto de los productos fungicidas, dado el avance de la enfermedad al momento de efectuar la aplicación, ya que las plantas manifestaban daños irreversibles.

Cuadro 24. Avance de la marchitez del jitomate, en número de hojas, en plantas de jitomate var. Española, inoculadas con *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici*, 15 días después de aplicar los tratamientos, en invernadero, Texcoco, Edo. Méx. 2008.

Tratamientos	Severidad*	Tratamientos	Severidad*
BENZ (1kg) (24hdi)	10.0 a	IMI (1.5L) (14ddi)	5.66 abcd
IMI (1L) (42ddi)	8.16 ab	EST (1L) (14ddi)	5.66 abcd
C+E (2L) (56ddi)	7.50 abc	TRIA (0.3L) (7ddi)	5.66 abcd
EST (2L) (42ddi)	7.33 abcd	C+E (3L) (56ddi)	5.50 abcd
EST (1L) (7ddi)	7.33 abcd	EST (2L) (24hdi)	5.33 abcd
IMI (1.5L) (56ddi)	7.33 abcd	IMI (1L) (28ddi)	5.16 bcd
TRIA (0.3L) (56ddi)	7.33 abcd	EST (2L) (14ddi)	4.83 bcd
BENZ (1kg) (56ddi)	7.16 abcd	IMI (1L) (4hdi)	4.83 bcd
TESTIGO (56ddi)	7.16 abcd	C+E (3L) (42ddi)	4.66 bcd
IMI (1.5L) (28ddi)	7.00 abcd	C+E (2L) (28ddi)	4.66 bcd
TRIA (0.3L) (42ddi)	7.00 abcd	IMI (1.5L) (24hdi)	4.50 bcd
EST (1L) (56ddi)	7.00 abcd	IMI (1L) (7ddi)	4.50 bcd
TRIA (0.3L) (28ddi)	6.83 abcd	EST (1L) (42ddi)	4.33 bcd
TRIA (0.3L) (25hdi)	6.83 abcd	IMI (1.5L) (7ddi)	4.16 bcd
BENZ (1kg) (42ddi)	6.66 abcd	IMI (1.5L) (42ddi)	4.16 bcd
EST (1L) (28ddi)	6.66 abcd	IMI (1L) (24hdi)	4.16 bcd
BENZ (1kg) (4hdi)	6.50 abcd	C+E (3L) (28ddi)	4.00 bcd
EST (2L) (7ddi)	6.33 abcd	C+E (2L) (24hdi)	3.83 bcd
BENZ (1kg) (7ddi)	6.33 abcd	C+E (3L) (7ddi)	3.83 bcd
IMI (1L) (56ddi)	6.33 abcd	IMI (1L) (14ddi)	3.83 bcd
EST (2L) (28ddi)	6.16 abcd	C+E (3L) (4hdi)	3.66 bcd
BENZ (1kg) (14ddi)	6.16 abcd	IMI (1.5L) (4hdi)	3.66 bcd
EST (1L) (24hdi)	6.16 abcd	C+E (3L) (14ddi)	3.33 cd
BENZ (1kg) (28ddi)	6.16 abcd	C+E (2L) (7ddi)	3.25 cd
EST (1L) (4hdi)	6.00 abcd	C+E (2L) (42ddi)	3.16 cd
TRIA (0.3L) (4hdi)	6.00 abcd	C+E (2L) (4hdi)	3.00 cd
TRIA (0.3L) (14ddi)	6.00 abcd	C+E (3L) (24hdi)	3.00 cd
EST (2L) (4hdi)	5.83 abcd	C+E (2L) (14ddi)	2.66 d
EST (2L) (56ddi)	5.83 abcd		

*Valores con la misma letra, son estadísticamente iguales ($\alpha=0.05$). C+E: carbamato + etilfosfato; IMI: imidazol; EST: estrobirulina; TRIA: triazol; BENZ: benzimidazol. ddi: días después de la inoculación; hdi: horas después de la inoculación. Entre paréntesis la dosis evaluada (1L: un litro por hectárea).

5.1.2.4. Avance de la enfermedad en centímetros

El avance de la enfermedad en centímetros, no tuvo una relación directamente proporcional con el avance en número de hojas, esto se debió a la diferencia de longitud de los entrenudos en las plantas, ya que el crecimiento de estas no fue uniforme, por efecto de la incidencia de la enfermedad; así también, como por la pérdida de hojas senescentes antes de efectuar la evaluación.

Las aplicaciones de carbamato + etilfosfato ($2 \text{ L}\cdot\text{ha}^{-1}$) aplicado a los 14 ddi, 42 ddi y 4hdi, detuvieron el avance de la enfermedad a una altura de 17, 25 y 27 cm, respectivamente. Lo cual indicó, la eficacia del producto en detener el avance de la marchitez del jitomate en etapas tempranas y avanzadas de infección.

Todas las aplicaciones de carbamato + etilfosfato (2 y $3 \text{ L}\cdot\text{ha}^{-1}$), en todas las fechas de aplicación, no permitieron el avance de la enfermedad por arriba de los 30 cm.

El imidazol ($1.5 \text{ L}\cdot\text{ha}^{-1}$) aplicado a los 7 ddi, detuvo la enfermedad a los 31 cm de altura; mientras que, el resto de las aplicaciones de este producto, permitieron el avance de la marchitez por arriba de los 34 cm, esto no coincide con los datos de avance de la enfermedad en número de hoja, donde la aplicación mejor de imidazol ($1.5 \text{ L}\cdot\text{ha}^{-1}$) fue a las 4 hdi, esto se debe a que estas plantas mostraban síntomas de marchites severos y en muchos de los casos las hojas inferiores ya se habían caído, por lo que no fue posible cuantificarlas (Cuadro 25).

Los tratamientos aplicados a los 42 y 56 días, estadísticamente no mostraron diferencias significativas con el tratamiento testigo, ya que el avance de la enfermedad estuvo por arriba de los 60 cm. En la mayoría de estos casos, no se pudo determinar el efecto de los fungicidas, dado el avance de la enfermedad al momento de hacer las aplicaciones.

Cuadro 25. Avance de la marchitez del jitomate (cm) var. Española, inoculadas con *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*; 15 días después de aplicar los tratamientos en invernadero, en Texcoco, Edo. de México. 2008.

Tratamientos	Severidad (cm)*	Tratamientos	Severidad (cm)*
IMI (1L) (42ddi)	76.66 a	TRIA (0.3L) (14ddi)	51.66 abcdefghij
EST (2L) (42ddi)	71.50 ab	EST (2L) (24hdi)	49.33 abcdefghij
C+E (2L) (56ddi)	70.16 abc	EST (2L) (14ddi)	49.16 abcdefghij
TRIA (0.3L) (56ddi)	69.16 abcd	C+E (3L) (56ddi)	48.50 abcdefghij
BENZ (1kg) (56ddi)	67.33 abcd	TRIA (0.3L) (7ddi)	47.83 abcdefghij
EST (1L) (7ddi)	66.83 abcdef	IMI (1.5L) (14ddi)	47.00 abcdefghij
IMI (1.5L) (56ddi)	66.16 abcdefg	IMI (1L) (28ddi)	45.83 abcdefghij
BENZ (1kg) (42ddi)	65.66 abcdefg	C+E (2L) (28ddi)	43.66 abcdefghij
EST (1L) (28ddi)	64.83 abcdefgh	C+E (3L) (42ddi)	43.50 abcdefghij
IMI (1.5L) (28ddi)	63.50 abcdefghi	IMI (1L) (4hdi)	41.66 abcdefghij
EST (1L) (56ddi)	63.00 abcdefghi	IMI (1.5L) (24hdi)	40.66 abcdefghij
BENZ (1kg) (7ddi)	62.00 abcdefghi	EST (1L) (42ddi)	39.33 abcdefghij
TESTIGO (56ddi)	61.16 abcdefghi	IMI (1L) (7ddi)	39.00 abcdefghij
BENZ (1kg) (24hdi)	61.16 abcdefghi	IMI (1L) (24hdi)	37.83 abcdefghij
BENZ (1kg) (14ddi)	60.83 abcdefghi	IMI (1.5L) (42ddi)	34.50 bcdefghij
TRIA (0.3L) (42ddi)	60.16 abcdefghi	IMI (1L) (14ddi)	34.50 bcdefghij
BENZ (1kg) (28ddi)	60.00 abcdefghi	IMI (1.5L) (4hdi)	34.00 bcdefghij
BENZ (1kg) (4hdi)	59.83 abcdefghi	C+E (2L) (24hdi)	32.50 bcdefghij
TRIA (0.3L) (4hdi)	59.66 abcdefghi	C+E (3L) (28ddi)	31.83 cdefghij
IMI (1L) (56ddi)	59.00 abcdefghi	IMI (1.5L) (7ddi)	31.83 cdefghij
TRIA (0.3L) (24hdi)	58.33 abcdefghi	C+E (3L) (7ddi)	30.16 defghij
EST (1L) (24hdi)	57.16 abcdefghi	C+E (2L) (7ddi)	29.50 efghij
TRIA (0.3L) (28ddi)	56.66 abcdefghi	C+E (3L) (14ddi)	29.50 efghij
EST (2L) (28ddi)	55.66 abcdefghij	C+E (3L) (4hdi)	28.00 fghij
EST (2L) (7ddi)	53.83 abcdefghij	C+E (2L) (4hdi)	27.16 ghij
EST (2L) (56ddi)	53.83 abcdefghij	C+E (2L) (42ddi)	25.66 hij
EST (1L) (14ddi)	53.66 abcdefghij	C+E (3L) (24hdi)	24.33 ij
EST (2L) (4hdi)	53.00 abcdefghij	C+E (2L) (14ddi)	17.16 j
EST (1L) (4hdi)	52.50 abcdefghij		

*Valores con la misma letra, son estadísticamente iguales ($\alpha=0.05$). C+E: carbamato + etilfosfato; IMI: imidazol; EST: estrobirulina; TRIA: triazol; BENZ: benzimidazol. ddi: días después de la inoculación; hdi: horas después de la inoculación. Entre paréntesis la dosis evaluada (1L: un litro por hectárea).

5.1.2.5. Eficacia biológica de los productos fungicidas

De las aplicaciones realizadas a las 4 hdi, el carbamato + etilfosfato (3 L·ha⁻¹) presento la mejor eficacia de control con 72.7% con buena acción preventiva de la marchitez del jitomate; mientras que el benzimidazol (1 kg·ha⁻¹), lo hizo en un 18.1% con mala acción fungicida en etapas tempranas de infección. El carbamato + etilfosfato (2 y 3 L·ha⁻¹) aplicado a las 24 hdi controló la marchitez del jitomate en 84.4% y 80.6% y aplicado a los 7 ddi las eficacias fueron del 96.1% y 80.6,

respectivamente. Las aplicaciones de carbamato + etilfosfato a 2 y 3 L·ha⁻¹ a los 14 ddi proporcionaron eficacias de control del 84.4% y 100%. Estos resultados respaldan lo obtenido por Rodríguez (2008), que evaluando aplicaciones de carbamato + etilfosfato (2.5 mL·L⁻¹ de agua) sobre la marchitez del chile en invernadero aplicado en etapas tempranas de infección, no permitió el desarrollo de la enfermedad, controlando en un 100% a los agentes causales de la enfermedad, entre ellos *Fusarium oxysporum*. Este producto presentó una excelente acción fungicida sobre *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*, en las condiciones de este ensayo, debido probablemente a su doble sistemicidad y al inhibir la formación de la membrana celular del hongo, además de activar de manera indirecta los mecanismos internos de defensa de la planta y afectar la producción y germinación de esporas, penetración, esporulación y crecimiento micelial (BayerCropscience, 2009) y de acuerdo a Corwin (2007) estos productos están registrados para el control de *F. oxysporum*, con eficacias altas al momento de aplicarlos, en cultivos solanáceas.

Las aplicaciones de benzimidazol (1 kg·ha⁻¹) a los 28 ddi y 42 ddi dieron eficacias de control de la marchitez del jitomate del 96.1% y 80.5%, presentando un excelente control de la enfermedad. Estos resultados coinciden con lo obtenido por Strider (1985), que evaluando la eficacia biológica de varios fungicidas sobre la marchitez del crisantemo ocasionado por *F. oxysporum* f. sp. *chrysanthemi*, encontró que las aplicaciones de benzimidazol en dosis de 0.21-1.68 i.a·L⁻¹ (3-24 g PC·L⁻¹) de agua, aplicado 10 días después de la inoculación dieron un excelente control de la enfermedad, sin causar fitotoxicidad.

La estrobirulina (2 L·ha⁻¹) aplicado a los 14 ddi, controló la marchitez del jitomate en un 84.4%; al aplicarlo a los 42 ddi en dosis de 1 L·ha⁻¹, solo lo hizo en un 76.6%, mostrando buena actividad fungicida sobre el patógeno. Estos resultados son parecidos a los obtenidos por García (2008) que obtuvo eficacias del 71 al 100% en el control de *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*, con una estrobirulina a dosis de 96 a 1440 ppm con 4 aplicaciones (24 hdi, 7, 14 y 21 ddi). En general, las eficacias obtenidas con las aplicaciones de estrobirulina en 1 y 2 L·ha⁻¹, fueron bajas (33.8%-68.8%), lo cual respalda lo obtenido por Mullenborn *et al* (2008) al evaluar fungicidas del grupo de las estrobirulinas, en condiciones *in vitro*, para inhibir el crecimiento

micelial de varias especies de *Fusarium*, encontrando una alta ineffectividad de estos productos.

Las aplicaciones de triazol ($0.3 \text{ L}\cdot\text{ha}^{-1}$) a los 42 ddi, controlaron la marchitez del jitomate en un 80.5%, mostrando un buen control de la enfermedad. Estos resultados coinciden con lo obtenido por Formento *et al* (2001), que evaluaron la eficacia de varios fungicidas y mezclas de estos sobre la fusariosis de la espiga del trigo (*Fusarium graminearum*), encontrando que el triazol al 25% ($750 \text{ mL}\cdot\text{ha}^{-1}$) aplicado al momento de la antesis controló la enfermedad en un 50.5%; mientras que cuando se aplico en dos ocasiones, al momento de la antesis y siete días después, en dosis dividida ($350 + 350 \text{ mL}\cdot\text{ha}^{-1}$) la eficacia se incremento al 83.3%. Por su parte Rodríguez (2008) logró evitar el desarrollo de la enfermedad en plantas de chile jalapeño inoculadas con *Fusarium oxysporum* en invernadero, con tres aplicaciones de triazol a dosis de $0.5 \text{ mL}\cdot\text{L}^{-1}$ de agua; obteniendo eficiencias de control del 100% a los 70 días después de la inoculación. Las eficacias obtenidas por Rodríguez (2008) fueron excelentes, valores similares a los conseguidos en este estudio, diferencia debida muy probablemente al número de aplicaciones en este ensayo.

El imidazol (1 y $1.5 \text{ L}\cdot\text{ha}^{-1}$) aplicado a los 42 ddi y 28 ddi controló la enfermedad en un 68.4%, 64.4% y 64.9%, respectivamente, con acción regular sobre *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*; valores similares a los obtenidos por García (2008) que evaluó un imidazol (56.3 a 900 ppm) para el control de *F. oxysporum* f. sp. *cubense* en céspedes de campo de golf en invernadero, obteniendo eficacias del 78 al 100% con 4 aplicaciones (24 hdi, 7, 14 y 21 ddi). Mientras que Hyeong *et al* (2003), al evaluar ocho fungicidas incluidos el imidazol y el triazol para controlar la pudrición de raíz y bulbo en orquídeas orientales provocada por *Fusarium oxysporum*, encontraron que estos fungicidas previnieron la aparición de la enfermedad en un 80-92% y 84-88%, respectivamente; sin embargo el efecto curativo en orquídeas infectadas fue relativamente bajo. Los resultados obtenidos por Hyeogn *et al* (2003) son respaldados por los obtenidos en este estudio; lo cual nos indica, que el imidazol y el triazol pueden ser usados en el control de la marchites del jitomate, aunque aplicado en etapas tempranas de infección el control es bajo con eficacias menores al 60% aplicado a las 14 ddi y 4 hdi.

Cuadro 26. Eficacia biológica de los productos fungicidas evaluados en plantas de jitomate var. Española, inoculadas con *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici*, en invernadero, en Texcoco, Edo. de México. 2008.

Tratamientos	Eficacia (%)*	Tratamientos	Eficacia (%)*
C+E (2L) 42 ddi	84.4	C+E (2L) 7 hdi	96.1
C+E (3L) 42 ddi	80.1	C+E (3L) 7 hdi	80.6
IMI (1L) 42 ddi	64.4	IMI (1L) 7 hdi	41.5
IMI (1.5L) 42 ddi	68.4	IMI (1.5L) 7 hdi	49.4
EST (1L) 42 ddi	76.6	EST (1L) 7 hdi	41.5
EST (2L) 42 ddi	68.8	EST (2L) 7 hdi	61.1
TRIA (0.3L) 42 ddi	80.5	TRIA (0.3L) 7 hdi	45.5
BENZ (1kg) 42 ddi	80.5	BENZ (1kg) 7 hdi	14.3
C+E (2L) 28 ddi	92.2	C+E (2L) 24 hdi	84.4
C+E (3L) 28 ddi	96.1	C+E (3L) 24 hdi	80.6
IMI (1L) 28 ddi	29.8	IMI (1L) 24 hdi	41.5
IMI (1.5L) 28 ddi	64.9	IMI (1.5L) 24 hdi	41.5
EST (1L) 28 ddi	45.4	EST (1L) 24 hdi	33.8
EST (2L) 28 ddi	37.5	EST (2L) 24 hdi	49.4
TRIA (0.3L) 28 ddi	41.5	TRIA (0.3L) 24 hdi	33.8
BENZ (1kg) 28 ddi	96.1	BENZ (1kg) 24 hdi	26.0
C+E (2L) 14 ddi	84.4	C+E (2L) 4 hdi	64.9
C+E (3L) 14 ddi	100	C+E (3L) 4 hdi	72.7
IMI (1L) 14 ddi	37.7	IMI (1L) 4 hdi	57.2
IMI (1.5L) 14 ddi	61.1	IMI (1.5L) 4 hdi	37.7
EST (1L) 14 ddi	33.8	EST (1L) 4 hdi	37.7
EST (2L) 14 ddi	84.4	EST (2L) 4 hdi	33.8
TRIA (0.3L) 14 ddi	37.7	TRIA (0.3L) 4 hdi	49.4
BENZ (1kg) 14 ddi	29.8	BENZ (1kg) 4 hdi	18.1

*Valores con la misma letra, son estadísticamente iguales ($\alpha=0.05$). C+E: carbamato + etilfosfato; IMI: imidazol; EST: estrobirulina; TRIA: triazol; BENZ: benzimidazol. ddi: días después de la inoculación; hdi: horas después de la inoculación. Entre paréntesis la dosis evaluada (1L: un litro por hectárea).

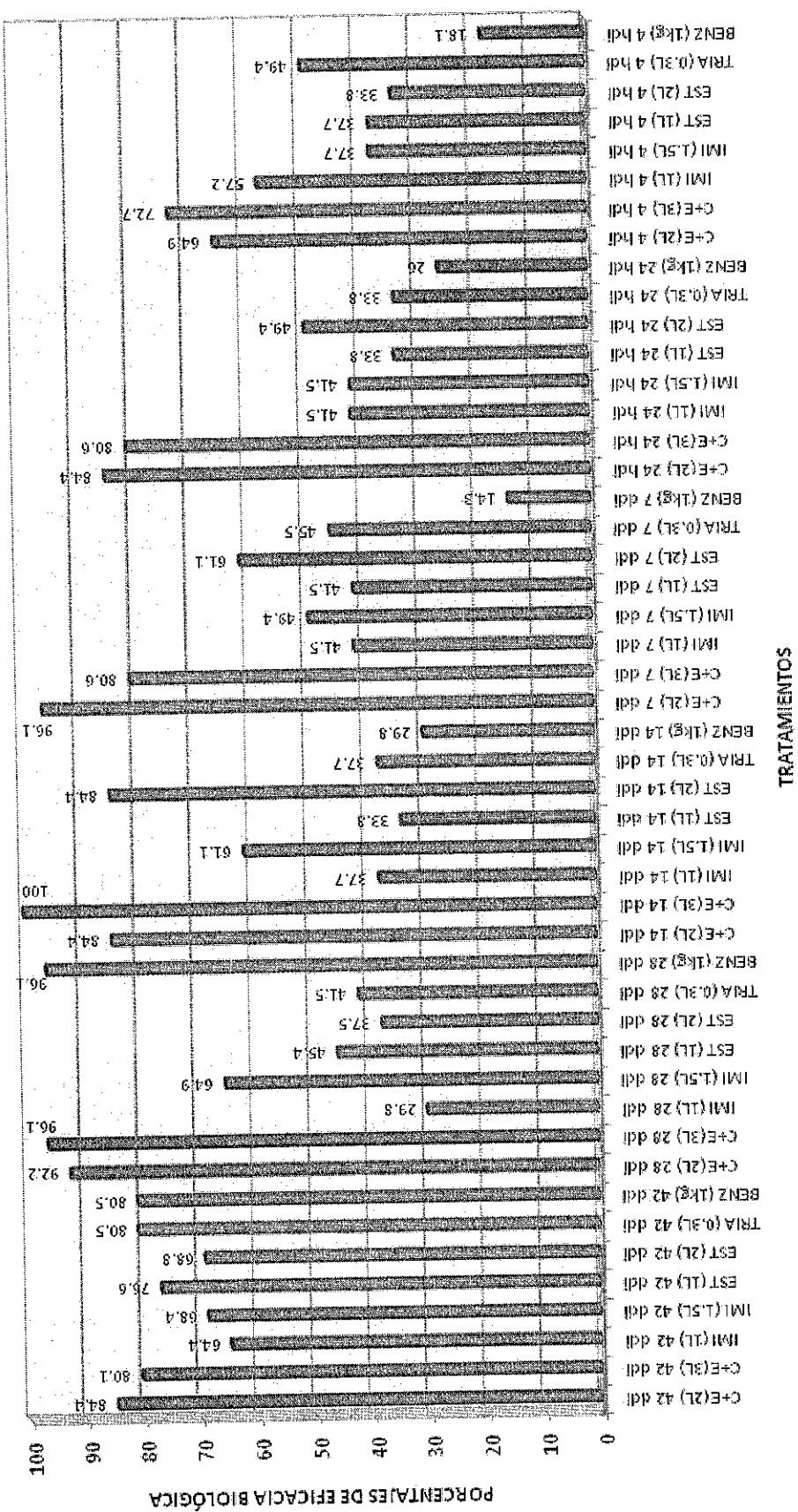


Figura 40. Eficacia biológica de los fungicidas en el manejo de la marchitez del jitomate causado por *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* en invernadero, en Texcoco, Estado de México. 2008.

5.2. EXPERIMENTO II. Manejo químico del nematodo agallador (*Meloidogyne incognita*)

5.2.1. Evaluación del porcentaje de inmovilización

5.2.1.1. Primera observación: A las 24 horas.

Las dosis de 40 y 20 ppm del producto nematicida MCW-2 480CE inmovilizaron el 100% de los J₂ de *Meloidogyne incognita*, en las primeras 24 horas de observación, al igual que el aldicarb a 5 ppm. El MCW-2 (10 y 5 ppm), inmovilizó el 86% y 56% de los especímenes de *M. incognita* a las 24 h después de aplicar los productos (Figura 41). En el testigo absoluto, los nematodos se comportaron de manera normal, es decir, presentaban actividad motriz normal durante este período de observación (Cuadro 27). La reacción fisiológica en los nematodos a causa del producto MCW-2 (40 y 20 ppm) y aldicarb (5 ppm), ocurrió de manera instantánea, provocando ligeras contracciones a nivel del metacorpus, seguido de una inmovilidad total del espécimen. Las dosis restantes del producto MCW-2 (10 y 5 ppm), provocaron una limitada movilidad en los J₂ de *Meloidogyne incognita*, caracterizados por movimientos robóticos e impulsivos.

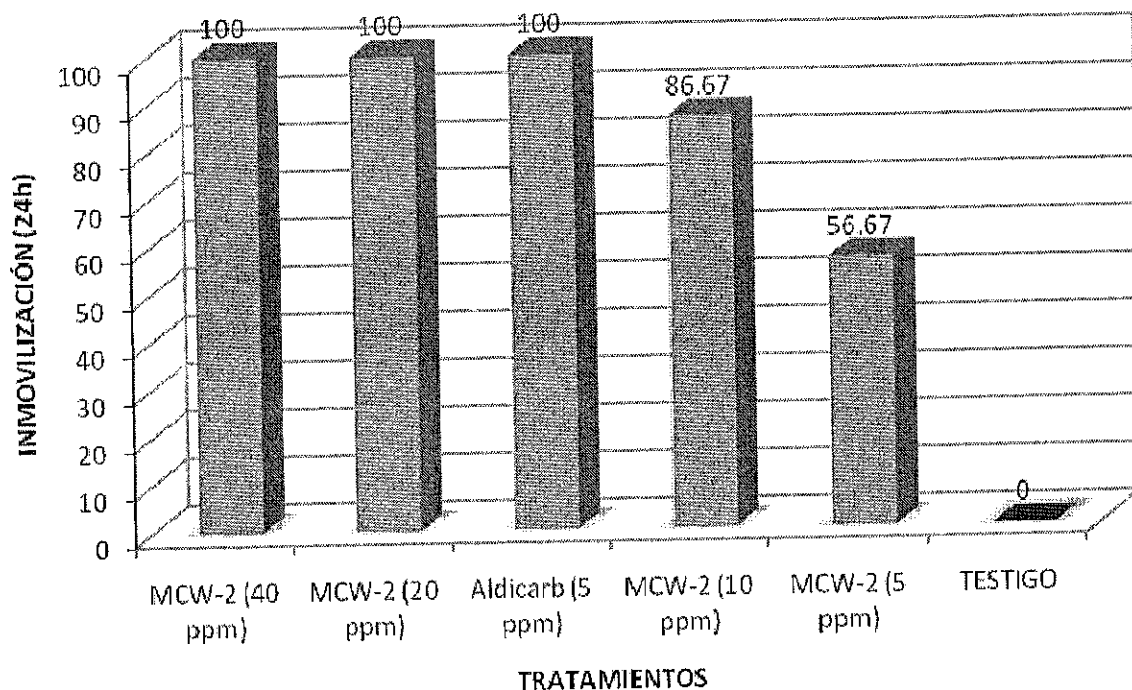


Figura 41. Inmovilización de J₂ de *M. incognita* a las 24 h después de aplicar los productos en condiciones *in vitro* en Texcoco, Edo. de México. 2008.

Cuadro 27. Inmovilización de J₂ de *M. incognita* a las 24 h después de aplicar los productos en condiciones *in vitro* en Texcoco, Edo. de México. 2008.

Tratamientos	Porcentaje de inmovilización (%)	Nivel de significancia ($\alpha=0.05$)*
MCW-2 (40 ppm)	100	a
MCW-2 (20 ppm)	100	a
Aldicarb (5 ppm)	100	a
MCW-2 (10 ppm)	86.67	b
MCW-2 (5 ppm)	56.67	bc
TESTIGO	0	d

*Valores con la misma letra, son estadísticamente iguales ($\alpha=0.05$).

5.2.1.2. Segunda y tercera observación: A las 48 horas.

A las 48 horas después de aplicar los nematicidas, el producto MCW-2 en todas las dosis evaluadas y el aldicarb (5 ppm) inmovilizaron el 100% de los juveniles de *Meloidogyne incognita* (Figura 42). Los nematodos presentaban una apariencia rígida y erecta, además de un aclaramiento del intestino. Los nematodos testigo, se comportaban de manera normal a las 48h de observación (Cuadro 28).

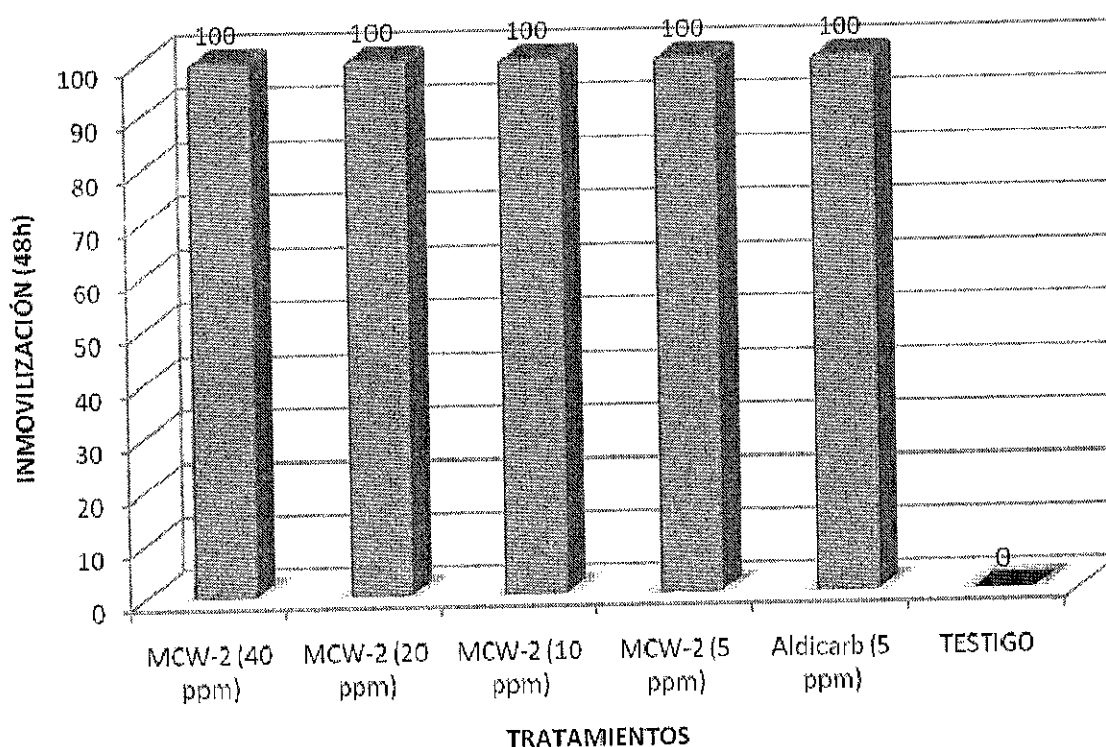


Figura 42. Inmovilización de J₂ de *M. incognita* a las 48 h después de aplicar los productos en condiciones *in vitro* en Texcoco, Edo. de México. 2008.

Cuadro 28. Inmovilización de J₂ de *M. incognita* a las 48 h después de aplicar los productos en condiciones *in vitro* en Texcoco, Edo. de México. 2008.

Tratamientos	Porcentaje de inmovilización (%)	Nivel de significancia ($\alpha=0.05$)*
MCW-2 (40 ppm)	100	a
MCW-2 (20 ppm)	100	a
MCW-2 (10 ppm)	100	a
MCW-2 (5 ppm)	100	a
Aldicarb (5 ppm)	100	a
TESTIGO	0	b

*Valores con la misma letra, son estadísticamente iguales ($\alpha=0.05$).

5.2.1.3. Recuperación de los nematodos

Para propiciar la recuperación de los especímenes, una vez inmovilizados, se sometieron a un lavado en agua destilada durante 5 minutos, transcurrido el tiempo de lavado se colocaron en el interior de un microsiracusa que contenía agua destilada aireada durante 24 horas. Transcurrido el tiempo de recuperación se observaron bajo el microscopio compuesto, obteniendo lo siguiente:

- ✖ No se tuvo recuperación motriz en ninguno de los especímenes tratados con el nematicida MCW-2 480 CE (5-40 ppm) y aldicarb (5 ppm), por lo que podemos decir, que este nematicida ejerce acción biocida sobre los J₂ del genero *Meloidogyne incognita*.

Marbán (1985) señaló que los carbamatos, grupo químico al que pertenece el aldicarb, afecta la actividad motriz de los nematodos, además de otros aspectos de comportamiento, tales como: eclosión, emergencia, defecación, osmoregulación, etc.; sin embargo, podría no causar directamente la muerte de estos. Recuérdese, que los nematodos no dependen de su movimiento para realizar el intercambio gaseoso y que aún los inmóviles pueden soportar prolongados periodos de hambruna. Es por ello, que en este ensayo al someter a los nematodos inmovilizados a recuperación, pudimos observar una escasa movilidad cuando fueron tratados con aldicarb (5 ppm); caso contrario, a los especímenes tratados con el nematicida MCW-2, el cual debe actuar sobre alguna actividad muy específica del organismo, lo

que evita su recuperación al someterlos a condiciones idóneas de oxigenación en agua destilada limpia.

5.2.2. Evaluación del porcentaje e índice de agallamiento

Después de evaluar repetidas veces las dosis preliminares del producto nematicida MCW-2 480 CE a nivel de laboratorio, se seleccionaron las dosis a evaluar en el ensayo de invernadero. El nematicida MCW-2 (30 ppm) proporcionó un 4.8% de agallas, a los 45 días después de aplicar los tratamientos, dando un excelente control. Las aplicaciones de aldicarb (5 ppm) redujeron el agallamiento en un 8%; mientras que las aplicaciones de MCW-2 (15, 10 y 5 ppm) disminuyeron el porcentaje de agallamiento en 18%, 20% y 46%, respectivamente (Figura 43).

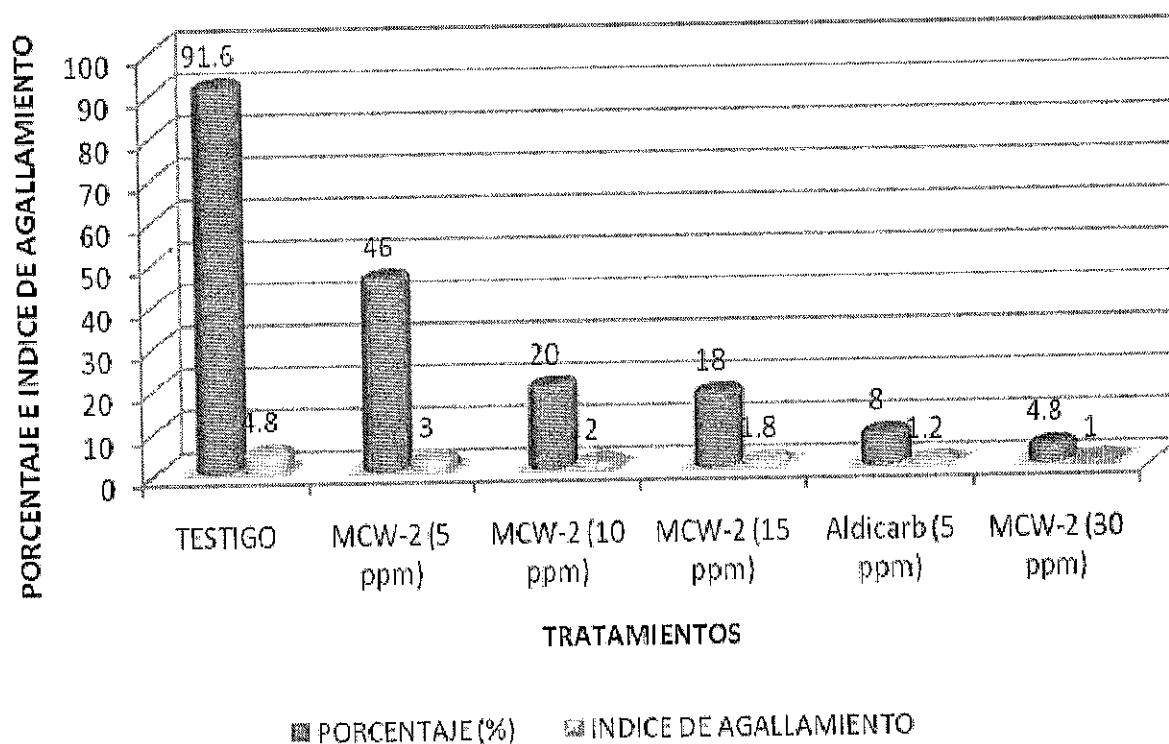


Figura 43. Porcentaje e índice de agallamiento de *Meloidogyne incognita* en raíces de jitomate var. Río Grande, a los 45 días después de aplicar los productos en invernadero en Texcoco, Edo. de México. 2008.

Las plantas del tratamiento testigo presentaron un 91% de agallamiento, las cuales presentaron síntomas aéreos de achaparramiento y clorosis foliar, síntomas descritos

por Arias *et al* (1998) y deformaciones radiculares, así como una reducción en el número y longitud de raíces, en comparación con los tratamientos nematicidas. Las aplicaciones que disminuyeron de manera significativa el índice de agallamiento en raíces de jitomate variedad Río grande, fueron MCW-2 a dosis de 30 ppm y aldicarb (5 ppm) con 1.0 y 1.2, respectivamente (Cuadro 29).

Cuadro 29. Porcentaje e índice de agallamiento de *Meloidogyne incognita* en raíces de jitomate var. Río Grande, a los 45 días después de aplicar los productos en invernadero en Texcoco, Edo. de México. 2008.

Tratamientos	% de agallamiento*	Índice de agallamiento* (Escala 0-5 ^a)
TESTIGO	91.6 a	4.8 a
MCW-2 (5 ppm)	46.0 b	3.0 b
MCW-2 (10 ppm)	20.0 c	2.0 bc
MCW-2 (15 ppm)	18.0 c	1.8 c
Aldicarb (5 ppm)	8.0 c	1.2 c
MCW-2 (30 ppm)	4.8 c	1.0 c

^a Escala propuesta por Taylor *et al* (1978). Ver cuadro 20.

*Valores con la misma letra son estadísticamente iguales según la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$)

Se observaron diferencias en el tamaño de las agallas, a pesar de no haber sido una variable en estudio; sin embargo, es importante considerarlas, ya que podría indicarnos el grado de avance del daño en las células radiculares; es decir, a mayor tamaño de agalla significa que el nematodo llevaba más tiempo alimentándose de las células corticales. Por otro lado, también puede indicar que hay un mayor número de estos en las células afectadas, como lo indica Taylor *et al* (1983) al mencionar que una raíz puede presentar nódulos pequeños causados por una sola hembra incrustada y/o nódulos grandes como resultado del ataque de varias hembras en su interior. De ahí, tenemos que las agallas de mayor tamaño se presentaron en las plantas testigo; mientras que las agallas presentes en las raíces de las plantas tratadas con los nematicidas, fueron de menor tamaño (Figura 44).

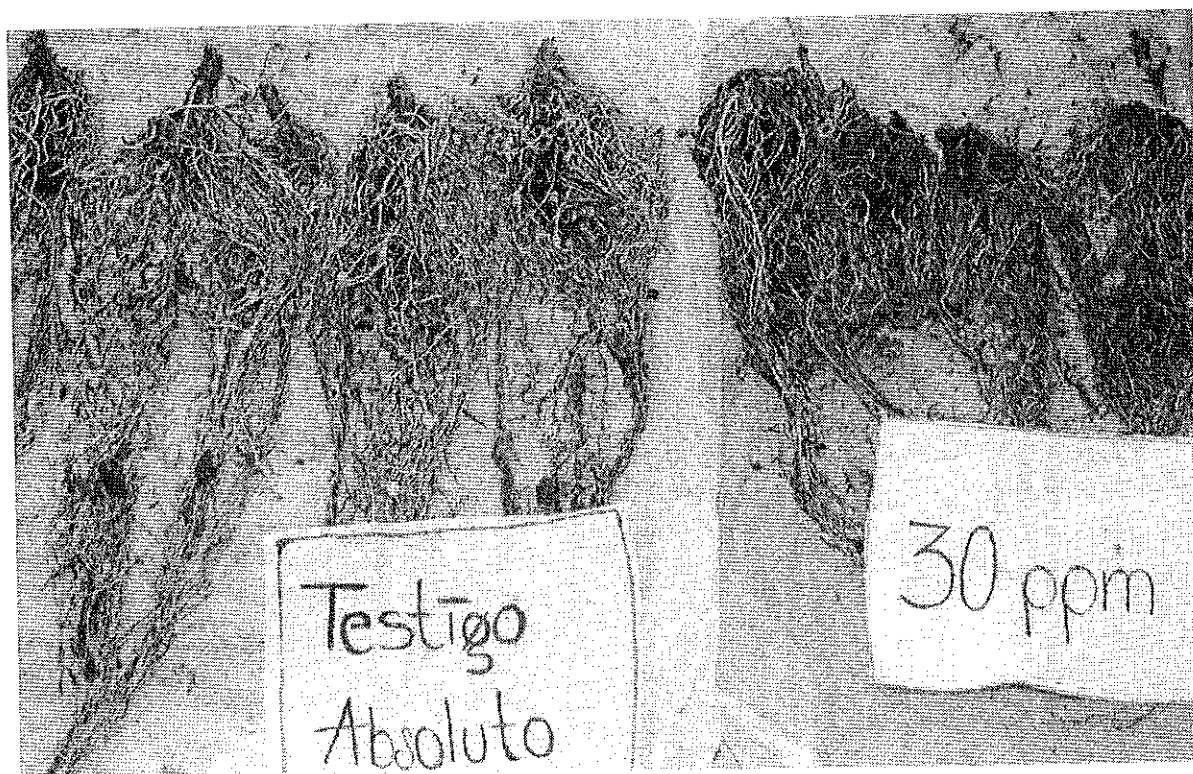


Figura 44. Raíces agalladas en las plantas testigo (A) y planta con MCW-2 (30 ppm) (B) a los 45 días después de aplicar los tratamientos.

5.2.3. Efectividad biológica de los productos nematicidas

Las aplicaciones de MCW-2 (30 ppm) antes del transplante, controló excelentemente el agallamiento en plantas de jitomate variedad Río grande con un 94.55%; mientras que, el aldicarb lo hizo en un 91% (Figura 45). El MCW-2 en dosis de 15 ppm, proporcionó eficacias del 80%; en dosis de 10 ppm, un 78% y a 5 ppm, un 49% (Cuadro 30). Resultados similares obtuvieron los desarrolladores del producto, al evaluar el nematicida MCW-2 (0.25 a 2 mL^{-1} de suelo) sobre *Meloidogyne incognita*, obteniendo una excelente reducción del índice de agallamiento, con valores de 0% de agallas en plantas inoculadas (MANA, 2008).

Por lo general, los carbamatos actúan inhibiendo la actividad neuromuscular reduciendo la capacidad de movimiento, infección y alimentación de los nematodos y con ello afectando la tasa de desarrollo y reproducción de estos (Nelson *et al.*, 1973 y Bunt, 1975; Citados por Marbán, 1985); razón por la cual, productos como el aldicarb, perteneciente a este grupo químico, proporcionó una excelente reducción

del agallamiento en las plantas de jitomate inoculadas con *Meloidogyne incognita*, al afectar la capacidad motriz de los nematodos presentes en el suelo, con la desventaja de ser extremadamente tóxico, con una LD_{50} oral de $0.9 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$. Mientras que, el nematicida MCW-2 actúa en algún sitio específico desconocido que provoca la muerte de los nematodos, lo cual se comprobó al no obtener recuperación de los especímenes tratados en la prueba de laboratorio; y a su vez, presenta una LD_{50} oral muy generosa para los mamíferos, según los desarrolladores del producto entre 500 y $1000 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$, lo cual es 500 veces menos tóxico que el aldicarb; esto representa una ventaja de aplicación sobre los nematicidas de uso común.

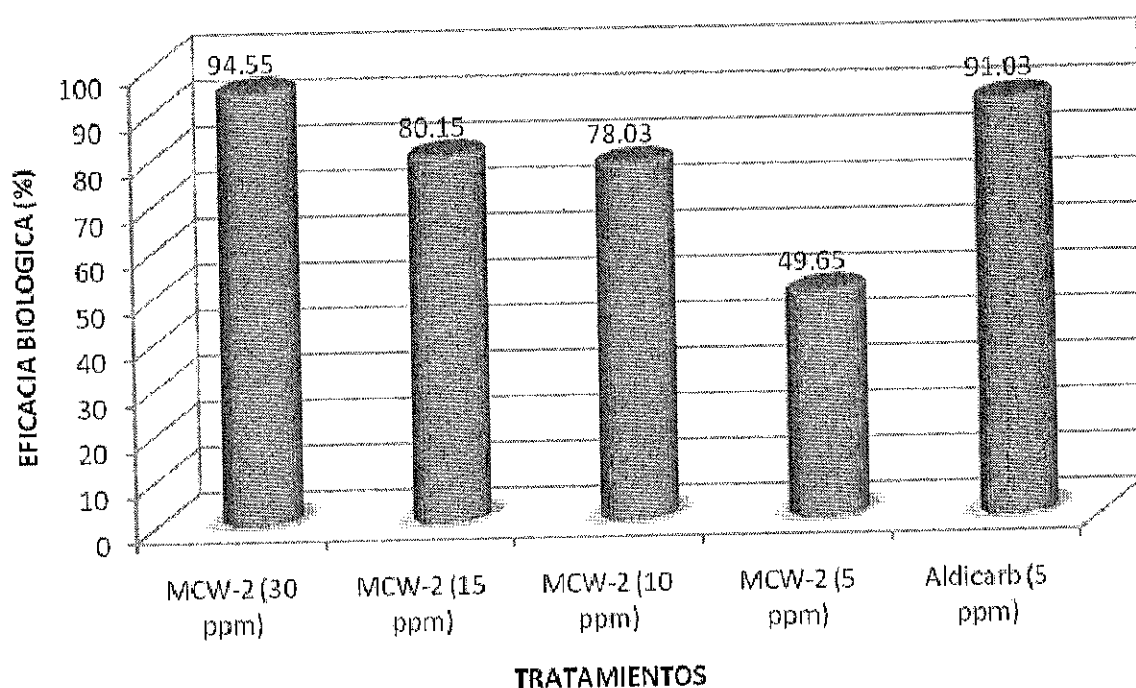


Figura 45. Eficacia biológica de los productos nematicidas sobre el porcentaje de agallamiento en raíces de jitomate var. Río grande.

Cuadro 30. Porcentajes de eficacia biológica de los productos nematicidas.

Tratamientos	Porcentaje de agallamiento (%)	Eficacia biológica (%)
MCW-2 (30 ppm)	4.99	94.55
MCW-2 (15 ppm)	18.20	80.15
MCW-2 (10 ppm)	20.14	78.03
MCW-2 (5 ppm)	46.16	49.65
Aldicarb (5 ppm)	8.22	91.03

FUENTE: Elaboración propia.

Los nematicidas no fumigantes, carbamatos y organofosforados principalmente, son productos útiles en programas de manejo integrado de plagas (MIP) por: ser efectivos para suprimir niveles altos de nematodos, ser solubles en agua, se distribuyen relativamente bien en el suelo, no son fitotóxicos usándolos correctamente y pueden aplicarse cuando el cultivo esta en pie. Casi siempre son viables económicamente y a no ser de las restricciones ambientales estos productos también son parte de los productos químicos alternantes al uso del bromuro de metilo (www.unep.methylbromide.com).

Nuestros experimentos son promisoros para el producto experimental MCW-2 480 CE, en virtud de que su eficacia fue relativamente superior al nematicida aldicarb, uno de los nematicidas no fumigantes, de mayor uso comercial desde los años 60's. El producto parece ser un verdadero nematicida, ya que no hubo recuperación de la movilidad de los nematodos, una vez que se incubaron hasta las concentraciones de 5 a 40 ppm. Las pruebas *in vitro* también mostraron que la eficacia se mantenía en suelo infestado con *Meloidogyne incognita*, por lo menos en las condiciones de nuestros experimentos.

Es probable que el producto funcione mejor con dosis más pequeñas y con presiones de inóculo más elevados al inicio del ciclo del cultivo. Esto debería probarse en el futuro y mejor aún con otros nematodos de importancia económica, como *Nacobbus aberrans*, *Ditylenchus dipsaci* y otros que se encuentran en la zona y otras regiones agrícolas del país.

VI. CONCLUSIONES

- ✧ La variedad Española fue la más susceptible a la marchitez del jitomate, ocasionada por el hongo fitopatógeno *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*, con un 70% de incidencia, manifestándose los daños más severos a los 25 días después de la inoculación (ddi).
- ✧ La técnica de inoculación “por inmersión de raíces” fue más eficaz al desarrollar la enfermedad de la marchitez del jitomate en más del 70% de las plantas inoculadas con *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*, a los 25 ddi.
- ✧ *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* a 6×10^6 propágulos mL^{-1} provocó síntomas de amarillamiento y marchitamiento vascular visibles en las plantas inoculadas a los 14 ddi, con incidencias del 86% en las plantas testigo a los 56 días después de la inoculación.
- ✧ Los síntomas provocados por *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* en las plantas de jitomate fueron pequeñas áreas cloróticas en hojas inferiores a los catorce días después de la inoculación que al colapsarse ocasionaron un amarillamiento general en la hoja, posteriormente los síntomas se observaron en las hojas subsecuentes hasta afectar en un 86% las plantas a los 56 días después de la inoculación, expresando un amarillamiento y marchitamiento vascular generalizado.
- ✧ El periodo de incubación de *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* en las condiciones prevalecientes durante el ensayo fue de 14 días.
- ✧ Para el manejo de *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici*, las aplicaciones de carbamato + etilfosfato ($3 \text{ L} \cdot \text{ha}^{-1}$) a los 14 ddi controlaron en un 100% la marchitez del jitomate.
- ✧ Las aplicaciones de carbamato + etilfosfato ($2 \text{ L} \cdot \text{ha}^{-1}$) a los 7 ddi, benzimidazol ($1 \text{ kg} \cdot \text{ha}^{-1}$) y carbamato + etilfosfato ($3 \text{ L} \cdot \text{ha}^{-1}$) aplicados a los 28 ddi, controlaron la enfermedad de la marchitez del jitomate en un 96% mostrando buena acción preventiva y curativa de la enfermedad.
- ✧ Eficacias regulares se obtuvieron con las aplicaciones de carbamato + etilfosfato ($2 \text{ L} \cdot \text{ha}^{-1}$) a las 24 hdi, 14 ddi y 42 ddi y estrobirulina ($2 \text{ L} \cdot \text{ha}^{-1}$) aplicado a los 14 ddi, con valores de 84.4%.

- ✧ El producto MCW-2 en dosis de 5 a 40 ppm, inmovilizaron el 100% de los nematodos, a las 48 horas después de aplicar los tratamientos sin recuperación motriz en condiciones *in vitro*.
- ✧ El producto MCW-2 en dosis de 30 ppm, fue más eficaz para disminuir el porcentaje de agallamiento en raíces de jitomate en comparación con el aldicarb en dosis de 5 ppm; con una eficacia biológica del 94% a los 45 días después de aplicar los productos.
- ✧ Las dosis de 10 y 15 ppm del nematicida MCW-2, redujeron el agallamiento de manera aceptable con eficacias del 78 y 80%, respectivamente, a los 45 días después de aplicar los tratamientos.
- ✧ El índice de agallamiento se redujo en un 400%, con las dosis de 30 ppm del nematicida MCW-2 y 5 ppm de aldicarb, con respecto al tratamiento testigo.
- ✧ Bajo las condiciones experimentales de los nuestros ensayos no se observaron efectos fitotóxicos con ninguna de las dosis evaluadas.

VII. LITERATURA CITADA

- Abbott, W. S. 1925. A method for computing the effectiveness of the insecticide. *Journal of Economic Entomology*. 18:265-267.
- Acosta, R. M. 2007. Apuntes del Curso de Hongos Fitopatógenos. Posgrado en Protección Vegetal. UACH. Chapingo, México. s/p.
- Agrios, N. G. 1999. Fitopatología. Ed. Limusa, S. A. de C. V. Grupo Noriega Editores. 2ª. México, D. F. 838 p.
- Ahmed, K. M., and Reddy, C. 1993. A pictorial guide to the identification of seedborne fungi of sorghum, pear millet, finger, chickpea, pigeonpea and groundnut. ICRISAT. India. 14p.
- Ainsworth, D. L. 1973. Introduction and keys to higher taxa. *In*: Ainsworth, D. L., Sparrow, K. F. and Sussman, S (eds.). *The fungi an advanced treatise*. Academic Press. New York, USA. pp 2-3.
- Alarcón, M. S., y Bolkan, H., 1994. Situación y Perspectiva del Tomate en México. Campbell's Sinalopasta S.A. de C.V., Sinaloa, México. Informe Interno. 57p.
- Alexopoulos, J. C., and Mims, W. C. 1979. *Introductory mycology*. John Wiley and sons. Third edition. New York, USA. 632p.
- Álvarez, M. V. J. 2000. Los Extractos de Algas Marinas en el Rendimiento y Calidad del Tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill). T. L. Buenavista, Saltillo, Coahuila. 59p.
- Anaya, R. S., Romero, N. J., y Colaboradores. 1999. Hortalizas: Plagas y enfermedades. Editorial Trillas S. A. de C. V. México, D. F. 544p.

- Apodaca, S. M. A., Zavaleta, M. E., García, E. R., Osada, K. S. T., y Valenzuela, U. J. G. 2002. Frecuencia de campos Infestados con *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici* en Sinaloa, México y su control. *Revista Mexicana de Fitopatología*. 20:1-17.
- Arias, M., Bello, A., Escuer, M., y González, J. A. 1998. Nematodos asociados al cultivo del tomate. *In*: J. de Moral, A. Mejías (Eds). *Sanidad del cultivo del tomate*. Phytoma-España. Valencia. pp: 129-166.
- Armstrong, G. and Armstrong, J. 1975. Reflections on the wilt *Fusarium*. *Ann. Rev. Of Phytopathology*. 13:95-103.
- Atherton, J. G., and Rudich, J. 1986. The biology and control of some important pests. Nematodes, roundworms. *In*: J. G. Atherton, J. Rudich (Eds) *The tomato crop. A scientific basis for improvement*. University Press. Cambridge. pp: 404-409.
- Avendaño, C., Arbeláez, G., y Rondón, G. 2006. Control biológico del marchitamiento vascular causado por *Fusarium oxysporum* f. sp. *phaseoli* en frijol *Phaseolus vulgaris* L., mediante la acción combinada de *Entrophospora colombiana*, *Trichoderma* sp. y *Pseudomonas fluorescens*. *Agro. Colomb.* 24(1): 62-67.
- Bautista, N. M., y Alvarado, L. J. 2005. Producción de jitomate en invernadero. COLPOS. Montecillo, México. 135p.
- Blancard, D. 2005. Enfermedades del tomate: Observar, Identificar, Luchar. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. 212p.
- Bello, A. 1998. Biofumigation and integrated pest management. *In*: A. Bello, J. A. González, M. Arias, R. Rodríguez-Kábana (Eds.). *Alternatives to methyl bromide for the Southern European Countries*. International workshop. 9-12

- April. 1997. Arona, Tenerife, Canary Islands, Spain. CE DG XI-CSIC. Valencia. pp. 99-126.
- Bello, A., López, P. J. A., Sanz, M., Escuer, M., and Herrero, J. 2000. Biofumigation and organic amendments. Methyl Bromide Alternatives for North African and Southern European Countries. United Nations Environment Programme (UNEP). Francia. pp: 113-141.
- Bello, A., López, P. J. A., y García, A. 2003. Biofumigación en agricultura extensiva de regadío: Producción integrada de hortalizas. CSIC. Fundación Rural Caja Alicante. Mundi-Prensa. Madrid, España. 670p.
- Bohn, G. M., and Tucker, C. M. 1940. Studies of *Fusarium* wilt of the tomato, immunity in *Lycopersicum pimpinellifolium* and its inheritance in hybrids. Mo. Agr. Exp. Sta. Res. Bulletin. 311p.
- Booth, C. 1971. The genus *Fusarium*. Commonwealth Mycological Institute. Kew, Surrey. England. 237p.
- Camacho, F. F. 2003. Técnicas de producción en cultivos protegidos. Tomo II. Instituto Cajamar. Caja Rural Intermediterránea, Cajamar. 776p.
- Cepeda, S. M. 1996. Nematología agrícola. Ed. Trillas. México, D. F. 305p.
- Christie, J. R. 1936. The development of root- knot nematode galls. Phytopathology 26: 1-22.
- Cobb, N. A. 1918. Estimating the nema population of the soil. Agric. Tech. Circ. I. Bur. Plant. Industr. U.S. Depart. Agric: 48 p.
- Corwin, B., Tisserat, N., and Fresenburg, B. 2007. Identification and management of Turagrass diseases. University of Missouri Extension. United States.

- Davies, K. G., and Danks, C. 1993. Carbohydrate/protein interactions between the cuticle of infective juveniles of *Meloidogyne incognita* and spores of the obligate hyperparasite *Pasteuria penetrans*. *Nematologica*, 39: 53-64.
- Del Prado, V. I. C., Tovar, S. A., y Hernández, J. A. 2001. Distribución de especies y razas de *Meloidogyne* en México. *Revista Mexicana de Fitopatología*. 19:32-39.
- De la Garza, G. J. L. 1996. Fitopatología general. Universidad Autónoma de Nuevo León. Facultad de Agronomía. Marín, N. L. 515p.
- Dropkin, V. H. 1980. Introduction to Plant Nematology. Ed. Jhon Wiley and Sons, Inc. USA. 293p.
- Esquivel, A. 1997. Efecto de algunas variables sobre la precisión del muestreo de *Meloidogyne incognita* (Nemata: Heteroderidae) en fincas tabacaleras. *Agronomía Costarricense* 21(2): 163-170.
- Faulkner, L. R. and Skotland, C. B. 1965. Interaction of *V. dahliae* and *Pratylenchus mynyus* in *Verticillium* wilt of peppermint. *Phytopathology*. 55: 583-586.
- Fisher, N. L. and Toussoun, T. A. 1983. Sut inoculations do not incite *Fusarium* wilt of chrysanthemum caused *Fusarium oxysporum* f. sp. *chrysanthemi*. *Plant diseases* 67(5):532-533.
- Forsberg, J. L. 1976. Diseases of ornamental plants. 2nd edition. University of Illinois Press. Urbana, Chicago, USA. 220p.
- Formento, A.N., y De Souza, J. 2001. Control químico de la fusariosis de la espiga del trigo (*Fusarium graminearum* y *Fusarium* spp.). Momentos, dosis y eficacia biológica. Grupo Factores Bióticos y Protección Vegetal. INTA. Paraná, Costa Rica.

- Gabor, B., y Wiebe, W. 1997. Enfermedades del tomate. Seminis Vegetable Seeds, Inc. Saticoy, California. USA.
- García, E. 1987. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Koppen. 4ª edición. México, D.F. 64 p.
- García, M. A. M. 2008. Determinación morfológica, molecular, patogénica y manejo de enfermedades de raíz y cuello en céspedes de campos de golf. Tesis maestral. Departamento de Parasitología Agrícola, UACH. Chapingo, México. 164p.
- Garza, U. E. 2002. Manejo integrado de las plagas del jitomate en la Planicie Huasteca. INIFAP-CIRNE. Campo experimental Ebano. Folleto técnico núm. 9. SLP, México. 31p.
- Gautam, A., Siddiqi, Z. A., and Mahmood, I. 1995. Integrated management of *Meloidogyne incognita* on tomato. Nematología mediterránea, 23: 245-247.
- Gil, V. I., y Miranda, V. I. 2000. Producción de tomate rojo en hidroponía bajo invernadero. Manual de manejo. Serie de publicaciones AGRIBOT. Chapingo, México. 63p.
- Gil, V. I., Sánchez, C. F., y Miranda, V. I. 2003. Producción de jitomate en hidroponía bajo invernadero. Manual de manejo. Serie de publicaciones AGRIBOT. Preparatoria Agrícola-UACH. Chapingo, México. 90p.
- González, I. A. 1991. El jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). Aspectos relevantes para su cultivo en México. Departamento de Fitotecnia. UACH. Chapingo, México. 708p.

- Guenkov, G. 1974. Fundamentos de la Horticultura Cubana. Instituto Cubano del Libro. 335p.
- Haware, M. P. 1998. Diseases of chickpea. *In*: Allen, D. J., and J. M. Lenne. The Pathology of Food and Pasture Legumes. CAB Internacional. U.K. pp: 473-509.
- Hyeong, J. J., Lee, S. M., and Cho, W. D. 2003. Effects of imidazol and triazol on control of fusarium bulb and root rot of oriental orchids, *Cymbidium goeringii*. Plant pathology. 441-707.
- Jarvis, W. R., Dirks, V. A. Johnson, P. W., and Thorpe, H. J. 1977. No interaction between root-knot nematode and *Fusarium* foot and root rot of greenhouse tomato. Plant Disease Reporter. 61: 251-254.
- Jenkins, W. R., and Coursen, B. W. 1957. The effect root-knot nematodes, *Meloidogyne incognita acrita* and *M. hapla* on *Fusarium* wilt of tomato. Plant Diseases Reporter. 41: 182-186.
- Jepson, S. B. 1987. Identification of Root-Knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). International Institute of Parasitology. St. Albans. Herts. U. K. pp: 3-10.
- Jiménez, D. F., 2003. Enfermedades del Tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) Ed. Limusa. México, D. F.
- Jiménez, L. M. 1986. Evaluación de la interacción entre *Fusarium solani* y *Meloidogyne incognita* en garbanzo blanco (*Cicer arietinum* L.) y alteraciones histológicas causadas en la raíz, por este nematodo. Tesis de maestría. Centro de Fitopatología. COLPOS. Montecillos, México. 100p.

- Jones, J. B., Jones, J. P., Stall, R. E., and Zitter, T. A. 2001. Plagas y enfermedades del tomate. The American Phytopathological Society. Editorial Mundi-Prensa. Barcelona, España. 74p.
- Kuch, K. H., Scheinpflug, H., Puntzen, R. 1995. DMI fungicides. pp. 205-258. *In: Modern Selective fungicides: Properties, applications, mechanisms of action.* Lynn, H. (Ed.). VEB Gustav Fischer Verlag. Jena, Germany. 421p.
- Lacasa, A., Guerrero, M. M., Guirao, P., y Ros, C. 2002. Alternatives to methyl bromide in sweet pepper crops in Spain. International Conference on Alternatives to Methyl Bromide, 5-8 march, 2002. Sevilla, España. pp: 172-177.
- León, G. H. M. 1978. Enfermedades de cultivos en el estado de Sinaloa. CIAPAN-INIA-SARH. Culiacán, Sinaloa. 213p.
- León, J. 1987. Botánica de los cultivos tropicales. Ed. IICA. San José, Costa Rica. 485p.
- León, G. H. M. 2006. Guía para el cultivo de jitomate en invernadero. 2ª ed. México, D.F. 257p.
- Luc, M., Sikora, R. A., and Bridge, J. 1990. Plant Parasitic Nematodes in subtropical and Tropical Agriculture. CAB International. Int. Of Parasitology. London. 629p.
- Mai, F. W., Mulli, G. P., Lyon, H. H. and Loeffler, K. 1996. Plant-parasitic nematodes: A pictorial key to genera. 5ª ed. Comstock Publishing Associates-Cornell University Press. Ithaca, New York. 269 p.
- Marbán, M. N. 1985. Quimioterapia en nematodos. pp: 259-286. *In: Fitonematología avanzada I.* Marbán, M. N, y Thomason, J. I. (Eds). 1985. Fitonematología avanzada I. COLPOS, Montecillo, Estado de México. 345p.

- Marlatt, M., Correll, J. and Kaufman, P. 1996. Two genetically distinct populations of *Fusarium oxysporum*. sp f. *lycopersici* race 3 in the United States. Plant. Dis. 80:1336-1342.
- Maroto, B. J. 1986. Horticultura herbácea especial. Editorial Mundi-Prensa. 3ª ed. Madrid, España. 533p.
- McGrath, D., Gillespie, G. and Vawdrey, L. 1987. Inheritance of resistance to *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* race 2 and 3 of *Lycopersicon pennellii*. Aust. J. Agric. Res. 38:729-733.
- Mendoza, Z. C. 1996. Enfermedades fungosas de hortalizas. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 85p.
- Moreno, J. J., Verdejo, M. E., Pérez, J. A., Arias, A., Martínez de Velasco, D., y Balvin, M. D. 1994. Comparación de nematocidas en el cultivo de tabaco durante tres años. Bol. San. Veg. Plagas. 20:941-954.
- Mullenborn, C., Steiner, U., Ludwig, M, and Oerke, E-C. 2008. Effect of fungicides on the complex of *Fusarium* species and saprophytic fungi colonizing wheat kernels. J. Plant Pathol. 120: 157-166.
- Namesny, A. 2004. Tomates: Producción y Comercio. Compendios de hortalizas. Ediciones de horticultura, S. L. Barcelona, España. 253p.
- Nelson, P. E. 1981. Life cycle and epidemiology of *Fusarium oxysporum*. 51-80. In: M. E. Mace, A. A. Bell, y C. H. Beckman (Eds.). Fungal wilt diseases of plants. Academic Press.

- Nelson, P. E., Toussonum, T. A., and Marasas, W. F. O. 1983. *Fusarium* species an illustrated manual for identification. The Pennsylvania State University. Press University Park and London. USA. 193p.
- Nuez, F. 2001. El cultivo del tomate. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. 793p.
- 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. ENA-UACH. Chapingo, México. 89p.
- Pérez, G. M., y Castro, B. R. 1999. Guía para la producción intensiva de jitomate en invernadero. Boletín de divulgación # 3. Departamento de Fitotecnia. UACH. Chapingo, México. 58p.
- Rahendran, G., and Nagathan, T. G. 1978. Control of root knot nematode in grapes. *Vitis*. 17: 271-273.
- Ramos, S. O. J., 2007. Evaluación económica de la producción y comercialización de jitomate saladette (*Lycopersicum esculentum* Mill.) de invernadero en el municipio de Oaxaca de Juárez, Oaxaca. Universidad Tecnológica de la Mixteca. Huajuapán de León, Oaxaca. 129p.
- Rao, M. S., Reddy, P. P. and Nagesh, M. 1997. Management of root-knot nematode, *Meloidogyne incognita* on tomato by integration of *Trichoderma harzianum* with nemm cake. *Zeitschrift fur pflanzenkrankheiten and pflanzenschutz*. 104 (4):423-425.
- Ray, C. 2005. Tomato diseases: Fusarium wilt. AVRDC-The World Vegetable Center. In: www.avrdc.org.
- Rick, C. M. 1978. The tomato. *Science American*. 239:67-76.

- Roberts, D. A., and Boothroyd, C. W. 1972. Fundamentos de Patología vegetal. Traducido por Filomena Díaz Celayeta. Acriba. Zaragoza, España. 392p.
- Rodríguez, C. E. 2008. Manejo químico de la marchitez del chile jalapeño (*Capsicum annuum* L.) var. M en suelo franco y franco arenoso en invernadero. Tesis de maestría. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 80p.
- Rodríguez, R. R., Tabares, R. J. M., y Medina, J. J. A. 1984. Cultivo moderno del tomate. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. 206p.
- Rodríguez, K., Boube, R. D., and Young, R. W. 1989. Chitinous materials from blue crab for control of root-knot nematode. Effect of urea and enzymatic studies. *Nematropica*. 19:53-74.
- Rodríguez, R. 1989. Los nematodos del género *Meloidogyne* en hortícolas, biología, daños y control. II Jornadas Nacionales de Cultivos Protegidos. Colegio Oficial de Ingenieros Técnicos Agrícolas y Peritos Agrícolas de Almería. pp 201-220.
- Romero, C. S. 1993. Hongos fitopatógenos. Universidad Autónoma Chapingo. Dirección del patronato universitario, A. C. Chapingo, México. 347p.
- Ros, C., Guerrero, M. M., Lacasa, A., Guirao, P., González, A., Bello, A., López, J. A., y Martínez, M. A. 2004. El injerto en pimiento. Comportamiento de patrones frente a hongos y nematodos. Desinfección de suelos en invernaderos de pimientos. II Jornadas sobre alternativas viables al bromuro de metilo en pimiento en invernadero. Consejería de Agricultura, Agua y Medioambiente de la Región de Murcia. Jornadas y Congresos. 16:279-311.
- Ruíz, C. J. A. Medina, G. G., González, A. I. J., Ortiz, T. C., Flores, L. H. E., Martínez, P. R. A., y Byerly, M. K. F. 1999. Requerimientos agroecológicos de cultivos. INIFAP. Libro técnico No. 3.

- Sasser, J. N. and Carter, C. C. 1985. Overview of the International *Meloidogyne* Project 1975-1984. An Advanced Treatise on *Meloidogyne*. Vol. 1: 19-24.
- Serrano, C. Z. 1978. Tomate, pimiento y berenjena en invernadero. Publicaciones de extensión agraria. Madrid, España. 248p.
- Siddiqi, M. R. 2000. Tylenchida: Parasites of Plants and Insects. CABI Publishing. 2^a ed. London, UK. 833p.
- Sifuentes, I. A., Urbano, C. N., y Byerly, K. F. 1991. Ciclo biológico, fluctuación poblacional de mosquita blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae), y evaluación de insecticidas para su control en el algodón en la Comarca Lagunera. XXVI Congreso Nacional de Entomología. Veracruz, México. p 156.
- Sosa, M. C. 1985. Los de los cultivos básicos en México. VI Simposium Nacional de Parasitología Agrícola. IAP. Monterrey, Nuevo León. 98p.
- Steel, R. D. G., y J. M. Torrie. 1986. Bioestadística. Principios y procedimientos. 2^a Edición. Ed. Mc Graw Hill. México D. F. p 622.
- Stirling, G. R. 1991. Mode of action of organic amendments against nematodes. Biological control of plant parasitic nematodes. Progress, problems and prospects, CABI. Wallingford, Oxon. pp. 170-185.
- Strider, D. L. 1985. Fusarium wilt of chrysanthemum: Cultivar susceptibility and chemical control. Plant Disease. 69:564-568.
- Tanda, A. S., Atwal, A. S., y Bajaj, Y. P. S. 1989. In vitro inhibition of root-knot nematode *Meloidogyne incognita* by sesame root exudates and its amino acids. Nematologica. 35:115-124.

- Taylor, A. L. y Sasser, J. N. 1983. Biología, identificación y control de los nematodos del nódulo de la raíz (especies de *Meloidogyne*). Proyecto Internacional de Carolina del Norte, Raleigh, USA. 111p.
- Thorne, G. 1961. Principles of nematology. McGraw-Hill Book Co. Inc., New York, USA. 553p.
- Torres, J. M., Díez, R. M. A., Robertson, L., López, P. J. A., De Cara, M., Tello, J, y Bello, A. 2007. Nematodos fitoparásitos del género *Meloidogyne* Goeldi, 1982 y su manejo en cultivos enarenados de Almería. Ministro de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid, España. 189p.
- Velasco, H. E., y Nieto, A. R. 2006. Cultivo de jitomate en hidroponía e invernadero. Departamento de Fitotecnia. Chapingo, México. 100p.
- Velásquez, V. R., y Medina, A. M. M. 2004. Enfermedades bacterianas del jitomate en Aguascalientes y Zacatecas. INIFAP-CIRNE. Campo experimental Pabellón. Folleto técnico núm. 35. Aguascalientes, México. 22p.
- Venegas, B. A. 1999. Evaluación de tácticas para el combate de nematodos agalladores del género *Meloidogyne* spp. asociados al cultivo de sandía (*Citrullus vulgaris* Sharad) en la Región Mixteca del Estado de Puebla. Tesis de maestría. Departamento de Parasitología Agrícola. UACH. Chapingo, México. 93p.
- Webster, J. M. 1985. Interaction of *Meloidogyne* with fungion crop plants, pp. 183-192. In: An advanced Treatise on *Meloidogyne*. Biology and control. Vol. I. Ed. J. N. Sasser and C.C. Carter. Raleigh: North Carolina State Univ. Graphic. 422p.

Whitehead, A. G. 1968. Taxonomy of *Meloidogyne* (Nematodea: Heteroderidae) with descriptions of four new species. Transactions of the Zoological Society of London. 31:263-401.

Zuckerman, B. M. and Esnard, J. 1994. Biological control of plant nematodes current status and hypotheses. Journal nematology. 24:1-13.

Zuckerman, B. M., Mai, W. F., y Harrison, M. B. 1985. Fitonematología. Manual de laboratorio. Versión en español: Marbán, M. N. 1985. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 248p.

PÁGINAS ELECTRÓNICAS

BayerCropscience México. 2005. Boletín técnico sobre Paratricia (*Bactericera cockerelli* (Sulc.)). México, D.F. In: www.bayer.com.mx. Consultada el 16 de febrero de 2009.

BayerCropscience México. 2009. Información técnica de productos fungicidas y nematocidas. In: http://www.bayer.com.mx/bayer/cropscience/bcsmexico.nsf/id/Productos_BCS Consultada el 05 de marzo de 2009.

BASF mexicana, 2009. Información técnica de producto fungicida. In: <http://www.basf.com.mx/Mexico/home/home.jsp> Consultada el 05 de marzo de 2009.

ASERCA. 1998. El jitomate, hortaliza de excelencia en exportación. Revista claridades agropecuarias. México, D. F. 62:1-18. In: <http://www.infoaserca.gob.mx/claridades/marcos.asp?numero=62>

Productores de hortalizas. 2006. Plagas y enfermedades del tomate: Guía de identificación y manejo. In: <http://vegetablemdonline.ppath.cornell.edu>

Talavera, M. 2003. Manual de nematología agrícola. Introducción al análisis y control nematológico para agricultores y técnicos de agrupaciones de defensa vegetal. Conselleria d'Agricultura i Pesca de les illes Balears. In: [http://dgagric.caib.es/experimentacio vegetal/publicaciones_index.ct.htm](http://dgagric.caib.es/experimentacio_vegetal/publicaciones_index.ct.htm)

Alternativas al Bromuro de metilo. www.unep.methylbromide.com Consultada el 05 de marzo de 2009.

MANA (Makhteshim Agan of North America, Inc.). 2008. In: <http://ir4.rutgers.edu/FoodUse/FUWorkshop/Industry%20Talks/Disease/MANA.ppt>. Consultada el 28 de marzo de 2009.

www.faostat.fao.org Consulta de bases de datos de producción, exportación e importación mundial de jitomate. 16/febrero/2009.

www.siap.sagarpa.gob.mx Consulta de indicadores de producción nacional de jitomate. 16/febrero/2009.

www.secofi.sniim.gob.mx Consulta de precios mensuales del jitomate. 16/febrero/2009.