



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSGRADO DE FITOSANIDAD

FITOPATOLOGÍA

ETIOLOGÍA Y MANEJO DE LA MARCHITEZ DEL CHILE DE ÁRBOL (*Capsicum annuum* L.) EN SUELOS DE LA VEGA DE METZTITLÁN, HIDALGO, MÉXICO

NANCI LOZANO ALEJO

T E S I S

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRA EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MEXICO

2014

La presente tesis titulada: **Etiología y manejo de la marchitez del chile de árbol (*Capsicum annuum* L.) en suelos de la Vega De Metztitlan, Hidalgo, México**, realizada por la alumna: **Nanci Lozano Alejo**, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

**MAESTRA EN CIENCIAS
FITOSANIDAD
FITOPATOLOGÍA**

CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO



DR. REMIGIO A. GUZMÁN PLAZOLA

ASESOR



DRA. EMMA ZAVALA MEJÍA

ASESOR



DR. VÍCTOR HEBER AGUILAR RINCÓN

ASESOR



M.C. VICTORIA AYALA ESCOBAR

Montecillo, Texcoco, Estado de México, Octubre 2014

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el apoyo financiero para el desarrollo de esta investigación.

Al Colegio de Postgraduados por la oportunidad otorgada para realizar mis estudios de Maestría en el programa de Fitosanidad-Fitopatología.

A los integrantes de mi Consejo Particular: Dr. Remigio A. Guzmán Plazola, Dra. Emma Zavaleta Mejía, Dr. Víctor Heber Aguilar Rincón y M.C. Victoria Ayala Escobar, por el tiempo, apoyo y paciencia que me brindaron para concluir de la mejor manera esta investigación.

Al Comité Académico de Fitopatología por el apoyo brindado para la culminación de la investigación.

Al Dr. Carlos de León, por contribuir en mi formación profesional, por sus valiosas sugerencias y acertados consejos para superar los retos profesionales.

Al Dr. Roney Solano Vidal por sus sugerencias y apoyo.

A los Académicos del Colegio de Postgraduados quienes contribuyeron en mi formación profesional.

DEDICATORIAS

A mis Padres: Lino Lozano Sánchez y Eufemia Alejo Pérez, por los esfuerzos y sacrificios realizados para cumplir las metas en la vida, por el apoyo incondicional y sabios consejos en cada momento,

A mis hermanos: Hugo y Uriel por el apoyo brindado y por demostrarme que siempre puedo contar con ustedes.

A mis sobrinos: Hugo y Jared por el amor puro y sincero.

A mis primas: Mary Cruz y Zaira, por su cariño y apoyo incondicional.

A mi cuñada Guadalupe, por el apoyo brindado.

A mi tía Teresa, por su cariño sincero.

A mis amigos: Adrián, Liliana, Dulce y Rubicela, por su apoyo en situaciones difíciles y por compartir conmigo momentos de felicidad.

A Dios por darme fortaleza para seguir adelante y compartir con ustedes este logro.

Con cariño

Nanci

CONTENIDO

LISTA DE CUADROS.....	VIII
LISTA DE FIGURAS	VIII
RESUMEN.....	XIII
SUMMARY	XIV
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. OBJETIVOS E HIPÓTESIS.....	3
2.1 Objetivo general	3
2.2 Objetivos específicos.....	3
3. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
3.1 El cultivo de chile	4
3.1.1 Importancia	4
3.1.2 Origen y distribución	4
3.1.3 Descripción botánica.....	4
3.1.4 Requerimientos ambientales	5
3.2 Marchitez del chile por <i>Phytophthora capsici</i> Leonian.....	5
3.2.1 Distribución.....	6
3.2.2 Importancia	6
3.2.3 Morfología del pseudohongo	6
3.2.4 Ciclo de vida	7
3.2.5 Síntomas.....	7
3.3 Manejo de la marchitez del chile.....	8
3.3.1 Control genético.....	9
3.3.1.2 Resistencia vertical.....	10
3.3.1.3 Resistencia horizontal.	10
3.3.1.4 Resistencia genética a <i>Phytophthora capsici</i> Leonian.	11
3.3.2 Control químico	12
3.3.2.1 Clasificación de fungicidas.	12
3.3.2.2 El fumigante metam sodio.....	14
3.3.2.3 Fungicidas en el control de <i>Phytophthora capsici</i> Leonian.	15
3.3.3 Control biológico	17

3.3.3.1 <i>Bacillus</i> sp.	18
3.3.3.2 <i>Trichoderma</i> sp.	19
4. MATERIALES Y METODOS.....	20
4.1 Etiología del agente causal de la marchitez en la Vega de Metztlán, Hidalgo.....	20
4.1.1 Área de estudio	20
4.1.2 Aislamiento en material vegetal.....	20
4.1.3 Aislamiento y purificación.....	20
4.1.4 Pruebas de patogenicidad.....	21
4.1.4.1 Material vegetal.....	21
4.1.4.2 Obtención del inóculo para la prueba de patogenicidad	21
4.1.5 Identificación taxonómica.....	22
4.2 Evaluación de la resistencia de la marchitez de diferentes colectas de chile de árbol	23
4.2.1 Germoplasma y siembra	23
4.2.2 Obtención del inóculo de <i>Phytophthora capsici</i>	23
4.2.3 Establecimiento del experimento.....	24
4.2.4 Evaluación de la enfermedad	25
4.3. Efectividad de productos químicos disponibles en el mercado nacional para el control de la marchitez.	26
4.3.1 Germoplasma y siembra	26
4.3.2 Obtención del inóculo de <i>Phytophthora capsici</i>	26
4.3.3 Establecimiento del experimento.....	26
4.3.4 Germoplasma y siembra	28
4.4. Evaluación de productos biológicos disponibles en el mercado nacional para el control de <i>Phytophthora capsici</i>	28
4.4.1 Germoplasma y siembra	28
4.4.2 Obtención del inóculo de <i>Phytophthora capsici</i>	29
4.4.3 Establecimiento del experimento.....	29
4.4.4 Evaluación de la enfermedad	30
5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	31
5.1 Etiología del agente causal de la marchitez en la Vega de Metztlán, Hidalgo.....	31
5.1.1 Aislamiento de posibles patógenos	31

5.1.2 Pruebas de patogenicidad.....	31
5.1.3 Identificación taxonómica.....	31
5.2 Evaluación de la resistencia a la marchitez de diferentes colectas de chile de árbol.	34
5.2.1 Severidad de la enfermedad	34
5.2.2 Área bajo la curva del progreso de severidad (ABCPS).....	35
5.2.3 Número acumulado de plantas muertas	39
5.2.4. Peso seco de la parte aérea.....	40
5.2.5. Discusión.....	43
5.3. Efectividad de productos químicos disponibles en el mercado nacional para el control de la marchitez.	45
5.3.1. Severidad de la enfermedad	45
5.3.2 Área bajo la curva del progreso de la severidad (ABCPS).....	46
5.3.3. Peso seco de la parte aérea.....	49
5.3.4. Discusión.....	54
5.4. Evaluación de productos biológicos disponibles en el mercado nacional para el control de <i>Phytophthora capsici</i>	55
5.4.1 Severidad de la enfermedad	55
5.4.2 Área bajo la curva del progreso de la severidad (ABCPS).....	56
5.4.3 Peso seco de la parte aérea.....	57
5.4.4 Discusión.....	59
6. CONCLUSIONES.....	60
7. LITERATURA CITADA	61
8. ANEXOS	78

LISTA DE CUADROS

Cuadro	Página
Cuadro 1. Clasificación de fungicidas por el modo de acción en el hospedante y patógeno*.....	13
Cuadro 2. Productos químicos utilizados en México para el control de <i>Phytophthora capsici</i> *..	14
Cuadro 3. Productos biológicos para el control de <i>Phytophthora</i> spp., en México*.....	18
Cuadro 4. Genotipos de chile de árbol utilizados en la evaluación de resistencia.	24
Cuadro 5. Tratamientos para la evaluación de resistencia en diez colectas de chile de árbol.	25
Cuadro 6. Productos químicos para el control de <i>Phytophthora capsici</i>	27
Cuadro 7. Productos biológicos para el control de <i>Phytophthora capsici</i>	30

LISTA DE FIGURAS

Figura	Página
Figura 1. Colonia de <i>Phytophthora capsici</i> Leonian en medio de cultivo V8-Agar (A); Esporangios papilados (40X) (B); Esporangio con pedicelo (40X) (C).	33
Figura 2. Severidad de la marchitez de colectas de chile de árbol (<i>Capsicum annuum</i> L) del experimento 1, cultivadas en sustrato estéril a base de turba-agrolita, 1:1, e inoculadas con una cepa de <i>Phytophthora capsici</i> (A), cultivadas en sustrato estéril a base de turba-agrolita, 1:1, no inoculados (B), cultivadas en suelo no tratado de la Vega de Metztlán e inoculadas con una cepa de <i>P. capsici</i> (C) y cultivadas en suelo no tratado de la Vega de Metztlán, Hidalgo (VMH) sin aplicación de inóculo (D). La cepa fue aislada de chile de árbol de la Vega de Metztlán, Hidalgo. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas por planta, 3 y 15 días después del trasplante. Valores de severidad de la marchitez por <i>P. capsici</i> Leonian de acuerdo a Sanogo (2006). Cada punto es el promedio de cuatro repeticiones.....	36
Figura 3. Severidad de la marchitez de colectas de chile de árbol (<i>Capsicum annuum</i> L) del experimento 2, cultivadas en sustrato estéril a base de turba-agrolita, 1:1, e inoculadas con una cepa de <i>Phytophthora capsici</i> (A), cultivadas en sustrato estéril a base de turba-agrolita, 1:1, no inoculadas (B), cultivadas en suelo no tratado de la Vega de Metztlán e inoculadas con una cepa de <i>P. capsici</i> (C) y cultivadas en suelo no tratado de la Vega de Metztlán, Hidalgo (VMH) sin aplicación de inóculo (D). La cepa fue aislada de chile de árbol de la Vega de Metztlán, Hidalgo. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas por planta, 3 y 15 días después del trasplante. Valores	

de severidad de la marchitez por *P. capsici* Leonian de acuerdo a Sanogo (2006). Cada punto es el promedio de cuatro repeticiones.37

Figura 4. Área bajo la curva del progreso de la severidad de la marchitez de diferentes colectas de chile de árbol (*Capsicum annuum*) inoculadas con una cepa de *Phytophthora capsici* aislada de chile de árbol en suelo de la vega de Metztitlan, Hidalgo (VMH). Plantas cultivadas en turba-agrolita estéril, 1:1 y plantas cultivadas en suelo no tratado colectado en la VMH. Experimento 1. Las barras verticales representan el error estándar de la media. Cada valor es el promedio de cuatro repeticiones.....38

Figura 5. Área bajo la curva del progreso de la severidad de la marchitez de diferentes colectas de chile de árbol (*Capsicum annuum*) inoculadas con una cepa de *Phytophthora capsici* aislada de chile de árbol en suelo de la vega de Metztitlan, Hidalgo (VMH). Plantas cultivadas en turba-agrolita estéril, 1:1. y plantas cultivadas en suelo no tratado colectado en la VMH. Experimento 2. Las barras verticales representan el error estándar de la media. Cada valor es el promedio de cuatro repeticiones.....39

Figura 6. Número acumulado de plantas muertas de diferentes colectas de chile de árbol (*Capsicum annuum* L) inoculadas con una cepa de *Phytophthora capsici* aislada de plantas de chile de la Vega de Metztitlán, Hidalgo (VMH). (A) Plantas cultivadas en sustrato estéril a base de turba-agrolita (1:1). (B). Plantas cultivadas en suelo no tratado de la VMH. Experimento 1. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas por planta, 3 y 15 días después del trasplante. Cada punto es el promedio de cuatro repeticiones.....41

Figura 7. Número acumulado de plantas muertas de diferentes colectas de chile de árbol (*Capsicum annuum* L) inoculadas con una cepa de *Phytophthora capsici* aislada de plantas de chile de la Vega de Metztitlán, Hidalgo (VMH). (A) Plantas cultivadas en sustrato estéril a base de turba-agrolita (1:1). (B). Plantas cultivadas en suelo no tratado de la VMH. Experimento 2. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas por planta, 3 y 15 días después del trasplante. Cada punto es el promedio de cuatro repeticiones.....42

Figura 8. Peso seco de la parte aérea de diferentes colectas de chile de árbol (*Capsicum annuum*) cultivadas en turba-agrolita, 1:1 (A) y en suelo de la Vega Metztitlán, Hidalgo (VMH) (B) con y sin inoculación con *Phytophthora capsici* aislada de plantas de chile de árbol de la VMH. Experimento 2. Las barras verticales representan el error estándar de la media. Promedios de cuatro repeticiones.....43

Figura 9. Severidad de la marchitez de chile de árbol (*Capsicum annuum* L) de plantas cultivadas en suelos con o sin inoculación con *Phytophthora capsici* y tratados con metam sodio (Lucafum), metalaxil (Ridomil Gold 480), propamocarb (Previcur N) y fosetil aluminio (Aliette) solos o alternados. Experimento 1 (A) y 2 (B) en suelos de San Pedro Tlatemalco de la Vega de Metztlán, Hidalgo (VMH). Experimento 1 (C) y 2 (D) En suelo de Tres Cruces, VMH. Experimento 1 (E) 2 (F) en suelo de la Paila, VMH. La cepa de *P. capsici* fue aislada de chile de árbol de la VMH. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas por planta. Promedios de cuatro repeticiones. T NI-ST: Testigo no inoculado-suelo tratado; T NI-SNT: Testigo no inoculado-suelo no tratado; TI: Testigo inoculado.47

Figura 10. Área bajo la curva del progreso de la severidad de la marchitez del chile de árbol (*Capsicum annuum* L) de plantas cultivadas en suelos con y sin inoculación con *Phytophthora capsici* y tratados con metam sodio (Lucafum), metalaxil (Ridomil Gold 480), propamocarb (Previcur N) y Fosetil Aluminio (Aliette) solos o alternados. Experimento 1 (A) y 2 (B) en suelos de San Pedro Tlatemalco de la Vega de Metztlán, Hidalgo (VMH). Experimento 1(C) y 2(D) en suelo de Tres Cruces, VMH. Experimento 1 (E) y 2 (F) en suelo de la Paila. La cepa de *P. capsici* fue aislada de chile de árbol de la VMH. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas por planta. Promedios de 4 repeticiones. Las barras verticales representan el error estándar de la media. T NI-ST: Testigo no inoculado-suelo tratado; T NI-SNT: Testigo no inoculado-suelo no tratado; TI: Testigo inoculado.48

Figura 11. Efectos de interacción significativos detectados en el experimento 1 sobre el peso seco de la parte aérea de plantas de chile de árbol inoculadas con *Phytophthora capsici*. (A) interacción metam sodio (Lucafum) X metalaxil (Ridomil Gold 480), (B) interacción propamocarb (Previcur N) X fosetil aluminio (Aliette), ambas en suelo de San Pedro Tlatemalco, Vega de Metztlán, Hidalgo (VMH). (C) Efecto de interacción metam sodio (Lucafum) X metalaxil (Ridomil Gold 480) X fosetil aluminio (Aliette) X propamocarb (Previcur N) en suelo de Tres Cruces, VMH. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas de una cepa aislada de chile de árbol de la VMH. En (C) se agregan resultados de testigos no inoculados: NI-ST=Testigo no inoculado-suelo esterilizado, T NI-SNT = Testigo no inoculado-suelo no esterilizado. TI =Testigo inoculado suelo no esterilizado. Promedios de 16 (A y B), y 4 repeticiones (C). Las barras verticales representan el error estándar de la media.52

Figura 12. Efectos de interacción metam sodio (Lucafum) X fosetil aluminio (Aliette) (A) y metalaxil (Ridomil Gold 480) X fosetil aluminio (Aliette) X propamocarb (Previcur N) (B) en suelo de San Pedro Tlatemalco, Vega de Metztlán, Hidalgo (VMH); efecto de interacción entre metam sodio (Lucafum) y metalaxil (Ridomil Gold 480) en suelo de Tres Cruces, VMH (C) y efecto de interacción entre metalaxil (Ridomil Gold 480) y fosetil aluminio (Aliette) en suelo de la Paila, VMH (D), sobre el peso seco de la parte aérea de plantas de chile de árbol (*Capsicum annuum* L), experimento 2, inoculadas o no con *Phytophthora capsici*. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas de una cepa aislada de chile de árbol de la VMH. Promedios de 16 (A), 8 (B), 16 (C) y 16 (D) repeticiones. Las barras verticales representan el error estándar de la media. T NI-ST: Testigo no inoculado-suelo tratado; T NI-SNT: Testigo no inoculado-suelo no tratado; TI: Testigo inoculado.53

Figura 13. Severidad (Sanogo, 2006) de la marchitez de chile de árbol (*Capsicum annuum* L) de plantas cultivadas en suelos de la Vega de Metztlán, Hidalgo (VMH), con o sin inoculación con *Phytophthora capsici* y tratados con FO=Fus out® (*Trichoderma harzianum*), NC=Natucontrol® (*Trichoderma harzianum*), BK=Baktillis® (*Bacillus subtilis*) y PB=Probac® (*Bacillus subtilis*) solos o combinados en el experimento 1 (A) y 2 (B). La cepa de *P. capsici* fue aislada de chile de árbol de la VMH. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas por planta. Promedios de 12 repeticiones. T NI-ST: Testigo no inoculado-suelo esterilizado; T NI-SNT: Testigo no inoculado-suelo no esterilizado; TI: Testigo inoculado.56

Figura 14. Área bajo la curva del progreso de la severidad de la marchitez de plantas de chile de árbol (*Capsicum annuum* L) cultivadas en suelos con y sin inoculación con *Phytophthora capsici* y tratados con FO=Fus out® (*Trichoderma harzianum*), NC=Natucontrol® (*Trichoderma harzianum*), BK=Baktillis® (*Bacillus subtilis*) y PB=Probac® (*Bacillus subtilis*) solos o combinados en el experimento 1 (A) y 2 (B). T NI-ST: Testigo no inoculado-suelo esterilizado; T NI-SNT: Testigo no inoculado-suelo no esterilizado; TI: Testigo inoculado. La cepa de *P. capsici* fue aislada de chile de árbol de la VMH. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas por planta. Promedios de 12 repeticiones. Medias con la misma letra son estadísticamente iguales.57

Figura 15. Efecto de productos biológicos sobre el peso seco de la parte aérea de plantas de chile de árbol (*Capsicum annuum* L) cultivadas en suelos con y sin inoculación con *Phytophthora capsici* y tratados con FO=Fus out® (*Trichoderma harzianum*), NC=Natucontrol® (*Trichoderma harzianum*), BK=Baktillis® (*Bacillus subtilis*) y PB=Probac® (*Bacillus subtilis*) solos o

combinados en el experimento 1 (A) y 2 (B). T NI-ST: Testigo no inoculado-suelo esterilizado; T NI-SNT: Testigo no inoculado-suelo no esterilizado; TI: Testigo inoculado. La cepa de *P. capsici* fue aislada de chile de árbol de la VMH. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas por planta. Promedios de 12 repeticiones. Medias con la misma letra son estadísticamente iguales.58

ETIOLOGÍA Y MANEJO DE LA MARCHITEZ DEL CHILE DE ÁRBOL (*Capsicum annuum* L.) EN SUELOS DE LA VEGA DE METZTITLAN, HIDALGO, MÉXICO.

Nanci Lozano Alejo, M.C.

Colegio de Postgraduados, 2014

RESUMEN

La marchitez del chile causada por *Phytophthora capsici* Leonian está presente en diferentes regiones productoras de chile en México y ocasiona la disminución en el rendimiento del cultivo. En la Vega de Metztitlan, Hidalgo (VMH) no se han realizado estudios para determinar el agente causal y alternativas de manejo para la enfermedad. Con el objetivo de explorar alternativas de manejo de la marchitez del chile en esta región, en el presente trabajo se determinó al agente causal de la enfermedad, se evaluaron 10 colectas de chile de árbol cultivados en sustrato de turba-agrolita (1:1) y suelo no tratado con y sin inoculación de *Phytophthora capsici* para buscar fuentes de resistencia al patógeno. Se probaron productos químicos formulados con metalaxil, fosetil aluminio, propamocarb y metam sodio solos o alternados para evaluar la efectividad contra *P. capsici* y se evaluaron productos biológicos comerciales aplicados solos o combinados, formulados con *Trichoderma harzianum* (Fus out® y Natucontrol®) y *Bacillus subtilis* (Baktillis® y Probac®) en suelo de tres localidades de la VMH. Los resultados indican que el agente causal de la marchitez del chile en VMH es *Phytophthora capsici* Leonian. Las colectas de chile de árbol que mostraron mayores niveles de resistencia a la enfermedad fueron CP 1261, CP 1264 y CP 1305. La cepa del patógeno evaluada tuvo sensibilidad a las aplicaciones individuales de metalaxil, fosetil aluminio y propamocarb, metalaxil alternado con fosetil aluminio y metalaxil alternado con propamocarb; en todos estos casos no se detectaron síntomas de la enfermedad en las plantas de chile. Todos los productos biológicos evaluados, aunque redujeron la severidad de la enfermedad no impidieron la expresión de síntomas moderados (Severidad 1 a 2, Sanogo 2006). Los productos biológicos que tuvieron mayor efectividad contra la marchitez fueron Baktillis (*Bacillus subtilis*) y la combinación de Fus Out (*Trichoderma harzianum*) con Probac (*Bacillus subtilis*).

Palabras clave: *Phytophthora capsici* L., resistencia, control químico, *Trichoderma harzianum*, *Bacillus subtilis*, metalaxil, fosetil aluminio, propamocarb, metam sodio.

ETIOLOGY AND MANAGEMENT OF “ARBOL” TYPE PEPPER (*Capsicum annuum* L.) WILT IN SOILS FROM VEGA DE METZTITLÁN, HIDALGO, MEXICO.

Nanci Lozano Alejo, M.C.

Colegio de Postgraduados, 2014

SUMMARY

Pepper wilt, caused by *Phytophthora capsici* Leonian occurs in most pepper growing regions of Mexico and cause severe yield losses. In Vega de Metztlán, Hidalgo (VMH) region no studies have been carried out to confirm the causal agent of pepper wilt and no control methods have been tested. In order to explore alternatives for pepper wilt control in this region, in the present work the identity of the causal agent was determined and several control alternatives were tested under greenhouse conditions. Resistance against pepper wilt of 10 “árbol” type accessions was evaluated, and the effectiveness of chemical and biological commercial products available in the mexican market for *Phytophthora* control were tested. Pepper accessions were tested both on a mixture of peat moss-agrolite (1:1) and on untreated soils from VMH, with and without inoculation with a strain of *Phytophthora capsici* isolated from “árbol” type pepper from VMH. Commercial formulations of metalaxyl, fosetyl aluminum, propamocarb and metham sodium alone or alternated, and commercial products containing biological control agents *Trichoderma harzianum* (Fus out® y Natucontrol®) y *Bacillus subtilis* (Baktillis® y Probac®) applied alone or combined were tested in soil from three locations of VMH. Our results indicate that *Phytophthora capsici* Leonian is the causal agent of pepper wilt in VMH. Pepper accessions having the highest resistance against the disease were CP 1261, CP 1264 y CP 1305. The tested strain of the pathogen resulted susceptible to recurrent sprayings of metalaxyl, fosetyl aluminum or propamocarb, and to metalaxil alternated with fosetyl aluminum, and metalaxyl alternated with propamocarb; no disease symptoms were detected in plant protected with these treatments. All biological products tested reduced disease severity regarding inoculated control but did not avoid moderate disease severity levels (1 to 2, Sanogo, 2006). Biological treatments with the lowest disease levels were Baktillis (*Bacillus subtilis*) and the combination of Fus Out (*Trichoderma harzianum*) con Probac (*Bacillus subtilis*).

Additional keywords: *Phytophthora capsici* L., resistance, chemical control, *Trichoderma harzianum*, *Bacillus subtilis*. metalxyl, fosetyl aluminum, propamocarb, metham sodium.

1. INTRODUCCIÓN

El chile pertenece a la familia Solanaceae (Rajput y Parulekar, 2004) y tiene como centro de origen a Sudamérica (Hunziker, 1979). México es considerado el centro de domesticación de la especie *Capsicum annuum* (Pickersgill *et al.*, 1979; Loaiza-Figueroa *et al.*, 1989; Aguilar *et al.*, 2010). Uno de los principales problemas fitosanitarios que enfrenta el cultivo es la marchitez causada por *Phytophthora capsici* (Erwin y Ribeiro, 1996; Ristaino y Johnston, 1999; Lamour y Hausbeck, 2004). *P. capsici* es un patógeno del suelo capaz de diseminarse por corrientes de agua y salpique de gotas de lluvia (Velásquez *et al.*, 2001; Ando *et al.*, 2009). Los síntomas asociados con la marchitez del chile incluyen defoliación, cambio de color, rizado del follaje, daño a estructuras reproductivas, maduración adelantada e irregular, pudrición de la raíz, necrosis del tallo y ocurrencia de rebrotes (Smith *et al.*, 1992; Erwin y Ribeiro, 1996; Chew *et al.*, 2008; Granke *et al.*, 2012). Los factores que favorecen la dispersión son el monocultivo, el exceso de agua, los residuos de cosecha infectados, las labores de cultivo inapropiadas y el intercambio de material vegetal infectado entre los productores (Ristaino *et al.*, 1994; Larkin *et al.*, 1995).

Una alternativa en el control del patógeno es la resistencia genética, considerada como una opción sustentable para enfrentar el problema (Ogundiwin *et al.*, 2005). En la búsqueda de materiales resistentes se ha colectado una diversidad de genotipos de chile; entre ellos 19 criollos del estado de Morelos fueron tolerantes a *P. capsici*, de los cuales sobresale el Criollo de Morelos 334 debido a que ha mostrado de forma consistente un alto grado de resistencia (Guerrero-Moreno y Laborde, 1980). Gutiérrez (2000) encontró que el genotipo Jalapeño Jarocho es material resistente. Santos (2010) reportó como material resistente a CP 1063. Anaya-Lopez *et al.* (2011) reportaron las accesiones BG 102 y BG 107 como resistentes a *P. capsici* y a la mezcla de *R. solani*, *Fusarium* sp. y *P. capsici*.

Para el control de la marchitez se recurre a la aplicación de fungicidas, por ser una estrategia disponible para combatir a *P. capsici* (Kook y Hoe, 1995). Existen estudios que muestran capacidad de control del metalaxil (Silvar *et al.*, 2006), fosetil aluminio (Yandoc *et al.*, 2007; Weiland *et al.*, 2009) y propamocarb (Moorman y Kim, 2004; Hu *et al.*, 2007) sobre oomicetes, así como del fumigante metam sodio (Hausbeck *et al.*, 2012).

El control biológico mediante organismos antagónicos representa una herramienta no química contra fitopatógenos del suelo (Lindow y Wilson, 1998; Podile y Laxmi, 1998; McSpadden y Fravel, 2002; Pal y McSpadden, 2006). Existen bacterias y hongos antagonistas que

inhiben el desarrollo de patógenos; entre ellos se encuentran *Bacillus* sp., *Pseudomonas* sp. y *Trichoderma* sp., que controlan o disminuyen el ataque de *Phytophthora*, *Rhizoctonia*, *Sclerotium*, *Pythium* y *Fusarium* (Ezziyyani *et al.*, 2006). El éxito del control biológico se refleja en la disminución de la incidencia y severidad de la enfermedad. Los resultados de estos agentes dependen de varios factores, como son las condiciones climáticas y el hábitat donde se desarrollan (Garret, 1965; Andrews, 1990). La mayoría de las investigaciones sobre control biológico se han realizado en condiciones de laboratorio (Lagunas-Lagunas *et al.*, 2001; Mojica-Marín *et al.*, 2009) e invernadero (Zavaleta-Mejía y Rojas-Martínez, 1989; Aranda-Ocampo y Fucikovsky, 1996; Gardezi *et al.*, 1999); en campo los estudios son menos comunes (Guillén-Cruz *et al.*, 2006; Fernández-Herrera *et al.*, 2007).

La Vega de Metztlán, Hidalgo es una zona productora de cultivos como jitomate, frijol para grano, frijol ejotero, calabaza y chile. Estos cultivos son susceptibles al ataque de agentes abióticos y bióticos, entre los que se encuentran los fitopatógenos y factores ambientales de la región. Los fitopatógenos han sido un problema constante en los cultivos de la Vega de Metztlán, quienes disminuyen la rentabilidad de los mismos, como es el caso del chile de árbol que frecuentemente es afectado por la marchitez. Debido a que esta enfermedad es uno de los principales problemas del cultivo, los objetivos de esta investigación fueron determinar el agente causal de la enfermedad; evaluar el grado de resistencia de colectas de chile de árbol procedentes de diferentes partes de la República Mexicana, por ser una opción que no afecta al ecosistema y una de las alternativas más viables con posibilidades de ser adoptada. Se evaluó también en invernadero el efecto de los productos químicos y biológicos disponibles en el mercado mexicano para determinar en forma preliminar la mejor opción que permita contribuir al control del agente causal de la enfermedad.

2. OBJETIVOS E HIPÓTESIS

2.1 Objetivo general

1. Identificar el o los agentes causales de la marchitez del chile en la Vega de Metztlán, Hidalgo y evaluar estrategias de manejo de la enfermedad.

2.2 Objetivos específicos

1. Evaluar el efecto del fumigante metam sodio y de tres fungicidas sistémicos: metalaxil, propamocarb y fosetil aluminio para el control de la marchitez del chile en invernadero.
2. Evaluar el efecto de productos biológicos en el control de la marchitez del chile en invernadero.
3. Evaluar la resistencia a la enfermedad de diferentes colectas de chile de árbol.

2.3 Hipótesis

1. La marchitez del chile de árbol en los suelos de la vega de Metztlán, Hidalgo, es causada por el pseudohongo *Phytophthora capsici* Leonian.
2. El metalaxil, fosetil aluminio, propamocarb y metam sodio controlan eficazmente la marchitez del chile de árbol en suelos de la vega de Metztlán, Hidalgo.
3. Los productos biológicos disponibles en el mercado nacional son eficaces como agentes de control de la marchitez del chile de árbol.
4. Al menos una de las accesiones de chile de árbol a evaluar tiene resistencia la marchitez.

3. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1 El cultivo de chile

3.1.1 Importancia

El chile es un alimento básico en la dieta mexicana. Es utilizado como hortaliza fresca o como condimento. En México, el cultivo de chile agrupa a 80 mil productores, genera 30 millones de jornales y más de 125,000 fletes desde el campo hasta los sitios de comercialización del producto (Macías *et al.*, 2010)

Entre los años 2000-2009, el consumo promedio del cultivo fue de 1,584,000 ton. En 2008, siete variedades representaron 90% del volumen total de producción y 66% del valor de la misma (SIAP, 2013). El principal estado productor es Sinaloa con 552,120 ton. Hidalgo ocupa el vigésimo lugar con 14,890 ton (SIAP, 2013).

De 2000 a 2009 la tasa de crecimiento promedio anual del volumen exportado fue de 14.6%. México es el principal exportador de chile verde y ocupa el sexto lugar de ventas de chile seco al extranjero (SIAP, 2013). El comportamiento de los precios del chile verde se ha mantenido desde hace diez años y el de chile seco tiene una tendencia a la alza (SIAP, 2013).

3.1.2 Origen y distribución

El centro de origen del chile es Sudamérica (Hunziker, 1979), pero se reporta a México como el centro de domesticación de la especie *Capsicum annuum* ya que presenta una gran variabilidad de formas cultivadas y silvestres (Pickersgill *et al.*, 1979; Loaiza-Figueroa *et al.*, 1989; Aguilar *et al.*, 2010). El conjunto de variedades cultivadas de chile proviene de cinco especies del género *Capsicum*: *C. annuum*, *C. Chinense*, *C. baccatum*, *C. frutescens* y *C. pubescens* (Rajput y Parulekar, 2004).

3.1.3 Descripción botánica

La planta del chile fue descrita por Linneo en dos especies con base en la duración del ciclo vegetativo; consideró a *C. annuum* como anual y a *C. frutescens* como perenne. Sin embargo, éste hábito de crecimiento depende de las condiciones ambientales. Si son favorables, como en los trópicos, se comportan como perennes, mientras que en regiones frías, con temperaturas bajas o heladas, se comportan como anuales (Cano, 2002).

El chile tiene raíz pivotante, con tallo dicotómico, semileñoso en las plantas silvestres y herbáceo en las plantas cultivadas. Las hojas son laminares, simples, alternas y pecioladas. Las flores son hermafroditas, solitarias, con pedúnculo, cáliz dentado, corola gamopétala, flores blancas de 5 a 11 mm de longitud, androceo libre, anteras con dos sacos polínicos y ovario súpero. El fruto es una baya con pericarpio carnoso (Holman y Robbins, 1961; Weiss, 2002).

3.1.4 Requerimientos ambientales

Capsicum annuum L es una planta anual que mide entre 30 y 80 cm de altura, se adapta a diferentes tipos de suelo pero se desarrolla bien en profundidades de 30 a 60 cm y en suelos franco arenosos, franco limosos o franco arcillosos, con alto contenido de materia orgánica y pH superior a 5.5. El clima para el cultivo del chile debe ser cálido; la planta crece en rangos de 10 a 35 °C (SIAP, 2013).

3.2 Marchitez del chile por *Phytophthora capsici* Leonian

Phytophthora capsici, es un oomiceto causante de la “marchitez o secadera del chile” (García-Rodríguez *et al.*, 2010). Su temperatura óptima de crecimiento es de 26 a 32°C. Entre sus hospedantes se encuentran el tomate, berenjena, calabacín, melón, cacao, fresa, pepino y sandía, pero se le conoce principalmente como el agente causal de la marchitez del chile (Smith *et al.*, 1992; Aragaki y Uchida, 2001; Tian y Babadoost, 2004; Fernández, 2006). El ataque del patógeno tiene lugar en las raíces o en el cuello y la invasión se extiende hacia arriba del tallo; también puede atacar frutos de genotipos susceptibles.

Clasificación taxonómica del patógeno (Crous *et al.*, 2004).

Reino: Chromista

Phylum: Oomycota

Clase: Oomycetes

Orden: Pythiales

Familia: Pythiaceae

Género: *Phytophthora*

Especie: *capsici*

3.2.1 Distribución

Phytophthora capsici fue descrita por primera vez por Leonian en 1922 como el agente causal de la marchitez del chile (*Capsicum annuum*) en Nuevo México. Tiene un amplio rango de hospedantes y se distribuye mundialmente; causa enfermedades en especies vegetales tanto de regiones templadas como tropicales (Erwin y Ribeiro, 1996; Gallegly y Hong, 2008).

3.2.2 Importancia

Este patógeno es responsable de grandes pérdidas a nivel mundial (Sy *et al.*, 2008) y es el factor mas importante que limita la producción de chile (Lamour, 2009); actualmente, se le considera el factor fitosanitario principal de este cultivo (Ristaino y Johnston, 1999; Hausbeck y Lamour, 2004; Granke *et al.*, 2012), ya que puede producir pérdidas hasta del 80% (Li *et al.*, 2007). En México se ha reportado que ocasiona pérdidas de rendimiento de hasta 50% en los estados de Nayarit y Jalisco (García *et al.*, 2010).

3.2.3 Morfología del pseudohongo

Phytophthora capsici forma micelio cenocítico; se reproduce asexualmente por esporangios que producen y liberan zoosporas. Las zoosporas tienen dos flagelos que les permite desplazarse en el agua. El oomiceto produce esporangióforos en simpodio simple. Los esporangios tienen forma ovoide, elongada, elipsoidal, fusiforme y piriforme, de 60 x 36 μm en promedio, variando entre 32.8-65.8 μm de largo por 17.4-38.7 μm de ancho, generalmente papilados, pero en ocasiones con semipapila. En algunas ocasiones, los esporangios pueden tener dos o tres papilas con un grosor que varía de 1.4 a 9.2 μm . (Erwin *et al.*, 1983; Ristaino, 1990; Sanogo, 2007; Silva-Rojas *et al.*, 2009). La producción de clamidosporas es poco común, pero han sido observadas en cepas procedentes de diversos hospedantes como la macadamia y el cacao (Erwin y Ribeiro, 1996; Ristaino, 1990; Islam *et al.*, 2004).

La reproducción sexual ocurre cuando los dos tipos de compatibilidad A₁ y A₂ crecen en proximidad y entran en contacto. Como resultado se forman oosporas de 25-35 μm , de pared gruesa (de 2-6 μm), pleróticas y semitransparentes. El anteridio es anfigino; el oogonio es esférico o subesférico, de 23-50 μm de diámetro. El micelio heterotálico es nudoso y puede llegar a ser densamente toruloso, de 5-8 μm de ancho (Erwin *et al.*, 1983).

3.2.4 Ciclo de vida

Phytophthora capsici es un oomiceto que se reproduce sexual y asexualmente (Erwin *et al.*, 1983; Erwin y Ribeiro, 1996; Gallegly y Hong, 2008). Las fuentes de inóculo son las oosporas, el micelio, esporangios y las zoosporas que pueden germinar e infectar cuando las condiciones son favorables (Granke *et al.*, 2009).

El ciclo asexual se caracteriza por la producción de esporangios. El género *Phytophthora* los forma en medios acuosos. Las zoosporas liberadas nadan en el agua en busca de tejidos vegetales (semillas, raíces, tallos u hojas) en donde establecerse y enquistarse (Granke y Hausbeck, 2010). Los quistes germinan desarrollando un tubo germinal que puede penetrar directamente al hospedante o por medio de la formación de un apresorio o una estructura similar a un apresorio (West *et al.*, 2003; Granke y Hausbeck, 2010). Las hifas del oomicete se ramifican en los tejidos vegetales formando micelio, que produce nuevos esporangios con lo cual se repite el ciclo de infección. La rapidez con que esto ocurre permite a este patógeno repetir múltiples veces su ciclo asexual durante el transcurso del desarrollo de una planta (West *et al.*, 2003). La lluvia y el mal drenaje favorecen el desarrollo de la infección (Sujkowski *et al.*, 2000; Chew *et al.*, 2008; Silva-Rojas *et al.*, 2009).

P. capsici es una especie heterotálica y para que ocurra el ciclo sexual se requieren dos tipos de compatibilidad, A1 y A2 para generar oosporas (Erwin *et al.*, 1983; Hausbeck y Lamour, 2004; Gallegly y Hong, 2008). Las oosporas son de pared celular gruesa y están adaptadas para sobrevivir bajo condiciones ambientales adversas (Erwin *et al.*, 1983; Hausbeck y Lamour, 2004; Gallegly y Hong, 2008). La oosporogénesis involucra la producción y fusión del oogonio (gametangio femenino) y del anteridio (gametangio masculino) que da como resultado el desarrollo de una oospora. Estas pueden permanecer en latencia durante largos periodos de tiempo y suelen sobrevivir en el suelo aun después del invierno, para después germinar cuando las condiciones ambientales sean las adecuadas, formando uno o varios tubos germinales, lo cuales pueden formar esporangios, con lo cual se puede comenzar de nuevo el ciclo de vida asexual del patógeno (Ristaino y Johnston, 1999; West *et al.*, 2003).

3.2.5 Síntomas

Cuando la planta susceptible es infectada por *P. capsici* se marchita total o parcialmente. El daño a la raíz comienza en los tejidos corticales y después en los vasculares. En la etapa inicial se

presenta una marchitez parcial y a los 3 o 4 días la marchitez es total. Si las plantas son inoculadas, los síntomas se presentan a los 9 días y la planta muere en 20 días. Al inocularlas, las hojas pierden turgencia y cuelgan conservando el color verde (Erwin y Ribeiro, 1996). El tallo y el área del cuello presentan necrosamiento muy marcado y al realizar un corte transversal se detecta un color café oscuro. Las plantas enfermas presentan una banda parda oscura que constriñe el cuello, ocasionando la marchitez y muerte de la planta. Las ramas y hojas presentan lesiones como un tizón de color verde-amarillo que se torna café. En los frutos, se presentan manchas acuosas de color verde-claro cubiertas por el micelio del hongo. Los frutos afectados permanecen adheridos a la planta. Las semillas infectadas pueden presentar micelio (Chew *et al.*, 2008; Granke *et al.*, 2012).

La marchitez y muerte de las plantas se debe a que el oomiceto tapa y destruye el xilema y el floema, lo que impide el paso de nutrientes y agua al follaje de la planta. El oomiceto puede secretar toxinas que originan el cierre de estomas de las hojas. Si la infección ocurre en una rama, la marchitez es parcial y en condiciones favorables se extiende a toda la planta. En plántulas puede ocasionar el ahogamiento (damping off) y la pudrición del tallo. Las infecciones ocurren por salpicadura de gotas de agua portadoras de esporangios y zoosporas (Egea *et al.*, 1996).

3.3 Manejo de la marchitez del chile

El manejo de la enfermedad es complejo y para su control se ha practicado el control cultural, químico, biológico, genético e integral (Foster y Hausbeck, 2010; Granke *et al.*, 2012).

Dentro de las estrategias para el manejo de la marchitez del chile se encuentran la sanitización de los viveros, tratamientos a las plantas con fungicidas, el control del agua de riego (Bartual *et al.*, 1991; Lamour *et al.*, 2001) y la rotación de cultivos con hospederos no susceptibles (Lamour *et al.*, 2001). Hausbeck y Lamour (2004) recomiendan variar la altura de los lomillos y la distancia entre surcos, dependiendo de la textura del suelo y nivelar el terreno para favorecer la distribución uniforme del agua evitando que se acumule en el surco. También recomiendan no hacer riegos con agua proveniente de campos infestados, eliminar plantas enfermas y frutos del campo, así como la vigilancia desde el establecimiento del cultivo en campo para detectar cualquier síntoma (Hausbeck y Lamour, 2004). Gamliel y Stapleton (1993) reportaron que la solarización del suelo con películas plásticas y la incorporación de residuos de crucíferas u otras enmiendas aplicadas al suelo pueden ser efectivas para el control de patógenos del suelo. Las enmiendas orgánicas con *Brassica oleracea* reducen en 95% los propágulos de *Sclerotium rolfsii* y de

oomicetos como *P. ultimum* (Gamliel y Stapleton, 1993). Corrales *et al.* (1990) reportaron que la incorporación de abonos orgánicos ha permitido disminuir la incidencia de *Phytophthora capsici* en un 65% y además funcionan como mejoradores de las condiciones del suelo al conferirle propiedades físico-químicas que favorecen el desarrollo del cultivo. También se ha comprobado que la combinación de la incorporación de gallinaza, solarización y acolchado con polietileno negro con o sin asociación de cultivos ha permitido el manejo de la marchitez, agallamiento de raíces y virosis dando lugar a rendimientos altamente redituables (Yáñez *et al.*, 2001). Se ha reportado que el control biológico puede ser eficaz en el control de enfermedades (Martínez, 2009; Roberts *et al.*, 2012). Akgül y Mirik (2008) reportaron que las bacterias del género *Bacillus* permitieron la reducción de la severidad de la enfermedad ocasionada por *P. capsici*. Guillén-Cruz *et al.* (2006) y Mojica-Marín *et al.* (2009) reportaron el control de patógenos como *Fusarium spp.*, *Rhizoctonia solani* Kühn y *Phytophthora capsici* con el uso de cepas del género *Bacillus*. Las cepas de *Trichoderma* son una alternativa reportada como efectiva para el biocontrol de *P. capsici* y para favorecer el incremento en la biomasa radicular y el área foliar (Paulitz y Bélanger, 2001; Ezziyyani *et al.*, 2005; Guigón-López y González-González, 2004). Los hongos micorrízicos favorecen el crecimiento vegetativo y reducen la colonización del patógeno (Gómez-Dorantes *et al.*, 2008; Martínez, 2009). En el control químico, el metalaxil, fosetil aluminio y el propamocarb han sido usados para controlar la marchitez (Erwin y Ribeiro, 1996).

La selección y aprovechamiento de materiales resistentes a *P. capsici* representa una de las estrategias más efectivas para el manejo de la enfermedad (Vargas *et al.*, 1996; Anaya-López *et al.*, 2011). En diversas investigaciones se ha realizado la búsqueda de materiales resistentes a *P. capsici* (Kim *et al.*, 1989; Oelke *et al.*, 2003; Roig *et al.*, 2009; Anaya-López *et al.*, 2011; Kadri y Esiyok, 2011). También proporciona buen control el injerto sobre patrones resistentes (Vargas *et al.*, 1996; García-Rodríguez *et al.*, 2010).

3.3.1 Control genético

De acuerdo a Niks *et al.* (2004) la resistencia es la capacidad de la planta para reducir el crecimiento y desarrollo del patógeno después del contacto entre el hospedante y el patógeno o después que éste ha iniciado su desarrollo y establecimiento. La resistencia se produce a través del mecanismo de defensa del hospedero, lo que restringe al patógeno por la inhibición de la infección, colonización o capacidad de reproducción (Tyler, 2002; Pegg *et al.*, 2008). Las plantas resistentes

a la infección reducen la invasión del patógeno lo que permite una infección menos severa. La resistencia genética a las enfermedades se debe a que el hospedero tiene genes que proporcionan resistencia ante los genes que determinan la virulencia del patógeno en particular (Bartual *et al.*, 1991; Robinson, 2000; Bnejdi *et al.*, 2010).

La tolerancia se refiere a la capacidad del hospedante para seguir creciendo y producir a pesar de un cierto nivel de infección por el patógeno. En otras palabras, el patógeno puede continuar desarrollándose y el hospedante no es afectado considerablemente por las consecuencias nocivas de la infección y se mantiene productivo (Niks *et al.* 2004 y Pegg *et al.* 2008).

3.3.1.2 Resistencia vertical.

La resistencia genética es controlada en algunos casos por uno o pocos genes importantes (monogénica u oligogénica) o por múltiples genes en un sistema poligénico (Paliwal *et al.*, 2001).

En la resistencia vertical existe interacción diferencial entre el genotipo del patógeno y el hospedante debido a que este puede ser resistente a alguna raza del patógeno pero susceptible a otras razas del mismo agente causal (Renfro, 1985; Robinson, 2000; Agrios, 2005). Para que exista resistencia vertical, debe haber genes simples de resistencia en las plantas, y también genes simples de habilidad parasítica en el parásito; este es un fenómeno muy importante conocido como la relación gene a gene, y es el carácter definitivo de la resistencia vertical (Robinson, 2000).

3.3.1.3 Resistencia horizontal.

La resistencia no específica u horizontal, es comparativamente más difícil de manejar porque participan un gran número de genes (Paliwal *et al.*, 2001). La resistencia horizontal se debe a la presencia de diversos genes (poligénica), que originan cierto nivel de resistencia no específica, que funciona para contrarrestar el efecto del patógeno (Robinson, 2000). Las variedades que presenten resistencia horizontal son más estables y cambian su reacción al patógeno en condiciones ambientales diferentes y para que el patógeno pueda vencer por completo la resistencia del hospedero tendrá que pasar por diversas mutaciones (Agrios, 2005).

La resistencia horizontal puede funcionar contra todas las razas de un patógeno, independientemente de las especificidades bioquímicas que puedan poseer y permanece después de que la resistencia vertical ha sido acoplada (Robinson, 2000).

Vanderplank (1984) señaló que tanto la resistencia horizontal como la resistencia vertical pueden coexistir y que la resistencia de cualquier planta puede ser una mezcla de ambos tipos en proporciones variables.

3.3.1.4 Resistencia genética a *Phytophthora capsici* Leonian.

La mejora de la resistencia a *Phytophthora capsici* Leonian en *Capsicum annum* es compleja, debido esencialmente a la naturaleza poligénica del carácter y a la existencia de efectos epistáticos de distintos tipos (Bartual *et al.*, 1993). La importancia relativa de los efectos epistáticos está correlacionada con la agresividad de la cepa y son lo suficientemente relevantes como para sesgar la predicción del comportamiento de los híbridos. En el experimento de Bartual *et al.* (1993) se comprobó que el avance medio de la infección después de nueve días varía entre 3.5 hasta 17.4 mm., dependiendo de la cepa y de las líneas de pimiento evaluadas.

Se ha colectado una alta diversidad de materiales de Chile; entre ellos 19 criollos del estado de Morelos resultaron resistentes a *P. capsici*. Sobresale entre estos el Criollo de Morelos 334 debido a que ha mostrado de forma consistente un alto grado de resistencia (Guerrero-Moreno y Laborde, 1980; Andrés *et al.*, 2005; Foster y Hausbeck, 2010). Gutiérrez (2000) encontró al Jalapeño Jarocho como material resistente. En el estado de Puebla se colectaron 29 poblaciones de chiles de los tipos Miahuateco (23 colectas), Copi (3 colectas) y de Tecamatlán (3); las colectas del tipo Mihuateco y Copi fueron susceptibles y las de Tecamatlán se clasificaron como medianamente resistentes (Morán, 2008). Roig *et al.* (2009) evaluaron 32 introducciones y no encontraron genotipos resistentes pero sí se comportaron con menor susceptibilidad al ataque de *P. capsici* comparado con el testigo resistente SCM334. Santos (2010) evaluó 51 poblaciones de chiles y reportó a CP1063 como un material resistente, mientras que las poblaciones CP1040, CP1030, CP1031, CP1023, CP861, CP1062, CP1039, CP896, CP773, CP1064, CP1062, CP779, CP1023, CP777 no mostraron resistencia completa y el resto de las poblaciones fueron susceptibles. Anaya-Lopez *et al.* (2011) reportaron las accesiones BG 102 y BG 107 como resistentes a *P. capsici* y a la mezcla de *R. solani*, *Fusarium* spp y *P. capsici*.

La mayor susceptibilidad a *Phytophthora capsici* ocurre cuando las plantas son más jóvenes y la resistencia se desarrolla a medida que las plantas se aproximan a la etapa de postpolinización (Kim, 1989; Ando *et al.*, 2009). También, se ha comprobado que los frutos más susceptibles son las calabazas (*Cucurbita pepo*) después de las 24 h de inoculación y que la infección ocurre en la

parte terminal del fruto y no en el pedúnculo (Ando *et al.*, 2009). Tian y Babadoost (2004) reportaron que las cucurbitáceas y los pimientos fueron los hospedantes más susceptibles a *P. capsici*. Otros investigadores reportaron que para la resistencia a la pudrición de la raíz se requiere un gen dominante y para la resistencia en el área foliar se requiere un gen dominante diferente al de la raíz (Walker y Bosland, 1999). Además de éstos dos genes, un tercer gen debe estar presente para la expresión de resistencia a la pudrición de la raíz y tizón foliar (Reifschneider *et al.*, 1992; Walker y Bosland, 1999; Jundae *et al.*, 2012). Por su parte, Roig *et al.* (2009) concluyeron que no hay genotipos resistentes a *P. capsici* dentro del germoplasma criollo de pimiento que evaluaron, pero que sí hubo algunas introducciones que se comportan como menos susceptibles que las variedades más difundidas actualmente.

3.3.2 Control químico

El control químico de *P.capsici* puede estar enfocado a inhibir la germinación o matar las esporas, con acción erradicante, pero puede causar fitotoxicidad.

3.3.2.1 Clasificación de fungicidas.

Para la selección de un producto químico se debe tener conocimientos de las características que cada producto tiene. Dentro de las características que se tienen que considerar se encuentra la toxicidad a los humanos, naturaleza química, momento y sitio de aplicación. En el Cuadro 1 se describe la clasificación de los fungicidas por el modo de acción en el hospedante y el mecanismo de acción en el patógeno.

Cuadro 1. Clasificación de fungicidas por el modo de acción en el hospedante y patógeno*.

Por el modo de acción a nivel hospedante		Por el mecanismo de acción a nivel patógeno	
		Mecanismo	Fungicida
Contacto o protectante	Fungicida que está presente como una barrera protectante antes que el patógeno llegue	Síntesis de ácidos nucleicos	Acidos carboxílicos, heteroaromáticos, fenilamidas
Sistémico	Actúan interrumpiendo el desarrollo del agente causante de la enfermedad después de iniciada la infección.	Mitosis y división celular	Benzimidazoles, tiofanatos, fenilcarbamatos, benzamidas, fenilureas
Mesostémico	Afinidad por la superficie foliar, penetra en el tejido y presenta actividad traslaminar	Respiración	Estrobirulinas, pirimidinas, carboxamidas
		Síntesis de aminoácidos y proteínas	Anilopirimidinas, ácido enopyranurónico, hexopyranosyl, glucopyranosyl
		Biosíntesis de esterol en membranas	Triazoles, imidazoles, pirimidinas, piperazinas.
		Actividad multisitio	Inorgánicos, dithiocarbamatos, cloronitrilos, phthalamidas.

*Fuente: Orozco-Santos (2008); Fungicide Resistance Action Committee (2013).

En México se tienen disponibles varios compuestos fungicidas que vienen desde sus fábricas con los ingredientes activos solos o combinados y que pueden utilizarse para el control de la marchitez (Cuadro 2), de acuerdo a las necesidades específicas del cultivo. Estas composiciones tienen la ventaja de ser estables física y químicamente (Cornell University, 1988; Novartis, 1998). Los productos están clasificados por el grupo químico y hospederos de *Phytophthora capsici*.

Cuadro 2. Productos químicos utilizados en México para el control de *Phytophthora capsici**.

Grupo químico	Mecanismo de acción bioquímico	Ingrediente activo	Cultivo
Derivado del ácido cinámico	Inhibición de la síntesis de celulosa de la pared celular	Dimetomorf	Jitomate, Tomate de cáscara, chile bell, chile
Ditiocarbamato	Actividad multisitio	Mancozeb	Jitomate
Fenilamidas + hidróxido de cobre	Síntesis de ácidos nucleicos + actividad multisitio	Metalaxil + hidróxido de cobre	Chile
Fenilamidas	Síntesis de ácidos nucleicos	Metalaxil	Chile, berenjena
Fenilamidas	Síntesis de ácidos nucleicos	Metalaxil-M	Chile, sandía, pepino, berenjena
Carbamatos	Síntesis de lípidos y membranas	Propamocarb	Chile
Carbamatos + fosfanatos	Síntesis de lípidos y membranas	Propamocarb + fosetil aluminio	Chile, sandía, pepino, calabaza, calabacita, melón
Fosfanatos	Desconocida	Tri(Etilfosfanato) de aluminio	Berenjena, pimienta, calabacín, sandía
Inorgánico	Actividad multisitio	Sulfato de cobre	Chile

*Fuente: PLM (2013); De Liñán (2012); SENASICA (2012)

3.3.2.2 El fumigante metam sodio.

El metam sodio es la sal sódica del ácido metilcarbámico. Cuando se aplica a una temperatura entre 10 y 15°C, se transforma en metilisotiocianato, compuesto responsable de su actividad fungicida, nematicida, herbicida e insecticida. Para su aplicación, se diluye en agua con objeto de que desprenda el isotiocianato de metilo (Peralta, 2006). Es más efectivo cuando el fumigante es distribuido por medio del agua en todo el suelo a tratar (Baines *et al.*, 1957; Roberts *et al.*, 1988; Noling y Becker, 1994).

Este producto ha sido utilizado para disminuir enfermedades ocasionadas por *Fusarium oxysporum* f.sp. *radicis-lycopersici* en *Lycopersicon esculentum* Mill., en el suroeste de Florida, con una reducción en la incidencia de 96% cuando se aplicó en camas preformadas, en comparación con la aplicación al suelo antes de la formación de las camas (McGovern *et al.*, 1998). Yakabe y MacDonald (2010) aplicaron cloropirrina, 1-3 dicloropropano, yodometano, disulfuro de dimetilo y metam sodio; este último se aplicó en una dosis de 350 y 700 L/ha por inyección. Los resultados mostraron que la cloropirrina, yodometano y el metam sodio eliminaron el inóculo de

Phytophthora ramorum después del tratamiento, ya que no se detectaron colonias en cajas Petri con medio de cultivo. En experimentos realizados en tres campos comerciales de cacahuete en Israel redujo significativamente la incidencia de *Pythium*, pero su eficacia se redujo después de dos aplicaciones; para *Verticillium* en papa fue eficaz después de una sola aplicación, (Triky-Dotan *et al.*, 2009). El metam sodio aplicado con sistema de riego por goteo también se ha utilizado para tratar suelos con esclerocios de *Sclerotium rolfsii* y se ha demostrado que se eliminaron a profundidades de 15, 30 y 46 cm (Browne *et al.*, 2002). Para Locascio y Dickson (2001) la efectividad del metam sodio depende del contacto del desinfectante con los organismos objeto de la desinfección, basado en la concentración del producto y el tiempo de exposición. La dosis de aplicación óptima varía entre 500 y 1500 L/ha, aunque cuando se requiere una acción herbicida las dosis requeridas son más elevadas. No obstante, la eficacia disminuye cuando se reitera la aplicación en el mismo suelo de forma continua, ya que al parecer la descomposición microbiológica del compuesto se presenta al cabo de dos o tres aplicaciones (Gamliel *et al.*, 2000).

Hace varios años el metam sodio fue designado como un pesticida de uso restringido por la Agencia de Protección al Ambiente de Estados Unidos, por lo que se ha limitado el fumigante en resiembra para el control de patógenos del suelo, incluyendo a *Phytophthora* (McGovern *et al.*, 2000).

3.3.2.3 Fungicidas en el control de *Phytophthora capsici* Leonian.

Para el control de la marchitez del chile se han usado diversos fungicidas sistémicos como el metalaxil (Ridomil) y fosetil aluminio (Aliette) (Ferrin y Rohde, 1992). Fernández-Herrera *et al.* (2007) evaluaron la eficiencia de control de tres fungicidas sistémicos aplicados en dosis alta y baja en forma curativa y preventiva en plantas de jitomate inoculadas con *Phytophthora capsici*. La dosis alta de metalaxil 46.2 % y fosetil aluminio 80% en aplicación curativa, mostraron una menor incidencia de la enfermedad (16.7%) a los 34 días después de la inoculación con respecto al testigo (100%) y obtuvieron con ambos fungicidas una eficacia de control de 83.3%. La aplicación preventiva de metalaxil 46.2 % y metalaxil 25.3% no permitió el desarrollo de la enfermedad. Fosetil aluminio al 80%, aplicado de manera preventiva tuvo una eficiencia de control de la enfermedad de 83.3%, pero no mostró diferencias estadísticas con respecto a su aplicación curativa. El control de la marchitez del jitomate fue más eficaz cuando los fungicidas se aplicaron de manera preventiva, con respecto a la aplicación curativa (Fernández- Herrera *et al.*, 2007).

Chew (2008) recomienda tratar a las plántulas antes del transplante, sumergiendo las raíces por 1-3 minutos en una mezcla de los fungicidas captán y Ridomil a una dosis de 1 g L⁻¹ de cada uno. Fernández (2006) utilizó Ridomild Gold 4E (metalaxil 48%) a una dosis de 2.5 mL/L, Tokat 240 (metalaxil 25.3%) a 2 mL/L y Alliete WDG (Fosetil aluminio) a 3.5 g/L. los resultados mostraron incidencias de 11, 10, 5.3 y 13.3% y eficiencias de 83.3, 85.7 y 81.0, respectivamente, a los 20 días después de la inoculación y de la primera aplicación. A los 50 días Ridomild Gold 4E (metalaxil 48%) a una dosis de 2.5 mL/L, Tokat 240 (metalaxil 25.3%) a 2 mL/L y Aliette WDG (Fosetil aluminio) a 3.5 g/L mostraron incidencias de 16.7, 33.3 y 13.3 %, respectivamente, después de la tercera aplicación en el cultivo de chile. En otro estudio, se utilizó Ridomil Gold 4E (metalaxil 46.2%) con dosis de 1.5 mL/L en el cultivo de chile y se obtuvo una reducción de la enfermedad del 54.5% (González, 1997).

Guillén-Cruz *et al.* (2006) evaluaron la alternancia de los productos Folpan, Captan y Mancozeb, tal como lo hacen los productores de Dolores Hidalgo, Guanajuato y encontró que los tratamientos no resultaron efectivos. Pérez-Moreno *et al.* (2003) también evaluó un arreglo factorial donde el factor A consistió de los aislamientos del hongo (14 niveles) y el factor B de los fungicidas (5 niveles). Probó azoxistrobin, metalaxil, propamocarb, clorhidrato 2-tiocianometil benzotiazol (TCMTB) y encontraron que el TCMTB inhibió a todos los aislamientos, mientras que el metalaxil, azoxistrobin y propamocarb redujeron el crecimiento radial del patógeno en diferente intensidad. Matheron y Porchas (2006) evaluaron en invernadero la capacidad de algunos fungicidas contra *Phytophthora capsici* en colectas de suelo rizosférico y encontraron que todos los tratamientos aumentaron significativamente la sobrevivencia de plantas de chile. También, mencionan que los datos de crecimiento como peso fresco de brotes no son tan importantes para evaluar la eficacia de los fungicidas. Matheron y Porchas (2011) probaron 12 fungicidas en plantas de chile y reportaron una reducción de la incidencia y severidad comparado con el testigo. Existen reportes de autores que han probado el uso de los fungicidas aplicados de forma individual (Adams *et al.*, 2007; Miller *et al.*, 2010; Ferguson *et al.*, 2002). Miller *et al.* (2010) probaron diversos fungicidas y no detectaron diferencias significativas, sin embargo el tratamiento con Ridomil Gold 480 (metalaxil-M) tuvo el menor número de plantas chile enfermas. Strauss *et al.* (2009) realizaron estudios alternando productos químicos; en este trabajo el Ridomil Gold más Kocide 3000 disminuyeron significativamente la enfermedad.

Babadoost (2003) demostró que la aplicación de Ranman 400 SC (cyazofamid) solo o en combinación con Acrobat 50 WP o Ridomil Gold Copper 65WP podría proteger a las plantas de pimiento contra *P. capsici* bajo presión moderada de la enfermedad. McGrath y Fox (2007) obtuvieron excelente control en plantas de calabaza con dos tratamientos que consistieron en la aplicación de fosfito alternado con aplicaciones de fungicidas foliares convencionales (Presidio y Revus). Ji *et al.* (2007) realizaron tratamientos al suelo con Ridomil Gold 480SL antes del trasplante de plántula de chile en conjunción con tres o cuatro aplicaciones foliares de Revus, Activador, Kocide y dos o tres aplicaciones foliares de Ridomil Gold Copper que redujeron significativamente la enfermedad en comparación con el testigo, sin embargo Ridomil Gold no disminuyó la enfermedad.

Actualmente diversas cepas de *P. capsici* son parcial o totalmente resistentes a mefenoxan (Granke *et al.*, 2012). La alternativa en fungicidas es el uso de los nuevos productos que contienen dimetoform, zoxamida (en mezcla con Mancozeb), fluopicodile, ametoctradin, mandipropamid en combinación con cimoxanil, famoxodona, hidróxido de cobre en mezcla con otro fungicida y la ciazofamida que han demostrado eficacia en el control de *P. capsici* (Kousik *et al.*, 2011).

3.3.3 Control biológico

La utilización de ciertos microorganismos como agentes de control biológico resulta ser una medida muy eficaz en el control de varias enfermedades (Martínez, 2009). Roberts *et al.* (2012) evaluaron Actinovate en tomate, formulado a base de *Streptomyces lydicus* y DT-9 (*Streptomyces violaceusniger*) y detectaron eficiencia en el control de *P. capsici*. Miller *et al.* (2007) evaluaron QRD 300, que contiene *Muscodora albus* y encontraron que no actúa contra *Phytophthora* en los tallos y en el follaje de pimiento.

Se han reportado diversos productos biológicos para el control de fitopatógenos, la mayoría formulados con *Trichoderma*, *Gliocadium*, *Pseudomonas* y *Bacillus*. Estos productos se han reportado como promotores del crecimiento de las plantas, estimuladores de raíces o acondicionadores del suelo y solo algunos están reportados para el control de *Phytophthora* spp., los cuales se mencionan en el Cuadro 3 (PLM, 2013).

Cuadro 3. Productos biológicos para el control de *Phytophthora* spp., en México*.

Producto	Presentación	Organismo benéfico
PRO bac ®	Suspensión concentrada	<i>Bacillus subtilis</i>
Baktillis ®	Líquido	<i>Bacillus subtilis</i> y otras bacterias benéficas
Natu control ®	Polvo humectable	<i>Trichoderma harzianum</i>
Fus-out	Líquido	<i>Trichoderma harzianum</i>
Phc ® rootmate	Polvo humectable	<i>Trichoderma virens</i>

*Fuente: PLM (2013)

3.3.3.1 *Bacillus* sp.

Los mecanismos conocidos del control biológico de fitopatógenos son la competencia por los nutrientes o espacios en la rizosfera de las plantas, la inducción de resistencia sistémica inducida (RSI) y la producción de metabolitos antifúngicos (Reddy *et al.*, 1994; Kloepper *et al.*, 2004). Los *Bacillus* pueden promover cultivos sanos al inducir diferentes mecanismos ya que algunas poblaciones pueden suprimir los patógenos de las plantas al producir antibióticos; también pueden estimular defensas de la planta hospedera previo a la infección y estimular la absorción de nutrientes por las plantas (McSpadden, 2004). Akgül y Mirik (2008) reportaron que la aplicación de *Bacillus megaterium* solo o la combinación de cepas de esta bacteria (M 1-3, M 3-1, H 8-8) disminuyeron la severidad y solo dos incrementaron del 3-28% el diámetro del tallo comparado con el testigo. Guillén-Cruz *et al.* (2006) reportaron que con el uso de cepas de *Bacillus amyloliquefaciens*, *B. licheniformis*, *B. subtilis* en patógenos como *Fusarium sp.*, *Rhizoctonia solani* Kühn y *Phytophthora capsici* Leonian se tuvieron resultados similares a tratamientos con fungicidas; se incrementó la altura de la planta en un 20% y el rendimiento al final del cultivo en 270%, se redujo la incidencia en 80% y la severidad de pudrición de raíz en 39% respecto al testigo. Mojica-Marin *et al.* (2009) evaluaron la capacidad antagónica de 64 cepas de *Bacillus thuringiensis* sobre *Rhizoctonia solani*, *Phytophthora capsici* y *Fusarium oxysporum* y encontraron que 16 cepas de *B. thuringiensis* redujeron significativamente el crecimiento radial micelial de *R. solani*; 19 mostraron efectos en *P. capsici* y ocho en *F. oxysporum*, en semillas de chile variedad Anaheim mediante pruebas de germinación bajo condiciones *in vivo*. *B. subtilis* inhibe al patógeno y también promueve el crecimiento de la raíz y la planta, incrementa el contenido de lípidos, triglicéridos y esterol en las hojas de jitomate (Nemec *et al.*, 1996; Benhamou *et al.*, 1998). En cultivos de frijol se ha demostrado que al tratar las semillas con esta especie de bacteria se

incrementa la emergencia de plántulas del 12 al 100 % (Campo *et al.*, 1994). Podile y Laxmi (1998) mencionaron que *B. subtilis* puede influir en los mecanismos de resistencia al incrementar la cantidad de fenilalanina amonio liasa y la actividad de la peroxidasa en las semillas de chícharo infectadas con *Fusarium udum* Butler.

3.3.3.2 *Trichoderma* sp.

Es un hongo ampliamente distribuido en la naturaleza que actúa como micoparásito y compete por el alimento y el espacio, produce antibióticos y posee un sistema enzimático capaz de atacar a una amplia gama de patógenos (Martínez *et al.*, 1996).

Paulitz y Bélanger (2001) reportaron que *Trichoderma* es capaz de colonizar todo el sistema radical de la planta y persistir durante un largo período de tiempo cuando se aplica a semillas, o al suelo de invernadero mediante aplicaciones granulares, pulverizaciones o mediante el riego. *T. harzianum* tiene numerosos mecanismos de acción, incluyendo el micoparasitismo vía producción de quitinasas, 1-3 y 1-4 gluconasas, antibióticos, competencia, solubilización de nutrientes inorgánicos de las plantas, resistencia inducida e inactivación de las enzimas de los patógenos implicados en el proceso infectivo (Paulitz y Bélanger, 2001).

Existen cinco grupos moleculares dentro de *T. harzianum*, de los cuales sólo tres incluyen cepas consideradas como buenos agentes de control biológico. Algunos autores como Paulitz y Bélanger (2001) reportaron su eficacia contra *Rhizoctonia solani* y *Pythium* en geranios o *Fusarium* en tomate. Ezziyyani *et al.* (2005) reportaron que el tratamiento de las semillas con esporas de *T. harzianum* incrementa el porcentaje de germinación y el peso seco de las plántulas de pimiento.

Guigón-López y González-González (2004), reportaron que las cepas de *Trichoderma* sp en Chile Jalapeño en una concentración de 26×10^7 conidios/mL producen plantas 30% más altas, un 20% más de hojas, área foliar 30% más abundante, tallos 15% más robustos y 60% más biomasa de la raíz y 38% más de biomasa de la parte aérea. *Trichoderma* sp. aislado de la raíz de durazno produjo plantas con 15 a 35% más follaje e incrementó un 40% la materia seca aérea. El número de yemas y flores se incrementó de 40 a 60%. Cepas nativas de *Trichoderma* son una alternativa efectiva para el biocontrol de patógenos y para la biofortificación de cultivos (Guigón-Lopez y González-González, 2004; Woo *et al.*, 2006; Harman *et al.*, 2010).

4. MATERIALES Y METODOS

4.1 Etiología del agente causal de la marchitez en la Vega de Metztlán, Hidalgo.

4.1.1 Área de estudio

El municipio de Metztlán está ubicado en el estado de Hidalgo. Está formado por 114 localidades, con una superficie de 797 km² que representa el 3.83% del estado. Se encuentra ubicado a 98°45'47" longitud oeste, 20°35'46" latitud norte y a 1328 msnm (SNIM, 2010).

Además del suelo de parcelas de chile de árbol (*Capsicum annuum* L), se colectaron tallos y raíces de plantas con síntomas de marchitez en tres localidades de la Vega de Metztlán, Hidalgo. El suelo se utilizó para realizar los experimentos en invernaderos del Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo.

4.1.2 Aislamiento en material vegetal

Los tallos y las raíces de las plantas colectadas se lavaron con agua durante 5 min. Se cortaron secciones de raíz y tallo de acuerdo a lo descrito por Silva-Rojas *et al.* (2009). Posteriormente se desinfectaron en una solución de hipoclorito de sodio al 1.5 % siguiendo una modificación a lo reportado por González-Pérez *et al.* (2004) que a continuación se describe: El material se dejó en la solución de hipoclorito de sodio durante 2 min., se enjuagó tres veces con agua destilada estéril y se realizó una segunda inmersión en solución de hipoclorito de sodio durante 2 min., y finalmente se enjuagó tres veces con agua estéril.

Las secciones de tejido se colocaron en cajas Petri con medio papa dextrosa agar (PDA) (González-Pérez *et al.*, 2004; Anaya-Lopez *et al.*, 2011). En cada caja se colocaron cinco secciones de raíz o cinco secciones de tallo. Se incubaron a temperatura ambiente (25°C). A las 24 h se observó el crecimiento micelial.

4.1.3 Aislamiento y purificación

Los hongos y el oomiceto que crecieron fueron transferidos a medio de cultivo PDA mediante la técnica de corte de punta de hifa. A las 24 horas se transfirieron a medio de cultivo de PDA para los hongos y medio de cultivo V8-agar para el oomiceto mediante la técnica de corte de punta de hifa. Una vez desarrollados los aislamientos purificados, se realizó la identificación morfológica y las pruebas de patogenicidad.

La identificación morfológica a nivel género se realizó utilizando las claves taxonómicas de Barnett y Hunter (1998) para los hongos y de Erwin y Ribeiro (1996), para el caso del oomiceto. Todos los aislamientos se conservaron en tubos con PDA (González-Pérez *et al.*, 2004) y se cubrieron con aceite mineral estéril.

4.1.4 Pruebas de patogenicidad

4.1.4.1 Material vegetal

Las pruebas de patogenicidad se realizaron en cámara de crecimiento. Se sembraron en suelo estéril semillas de chile de árbol (*Capsicum annuum* L.) procedentes del estado de Jalisco. Se utilizaron las plántulas que presentaban de 3 a 4 pares de hojas verdaderas. Las plántulas se sembraron en vasos de unicel de 1 L de capacidad con suelo previamente esterilizado de la Vega de Metztitlan, Hidalgo. Se inocularon 4 plantas por cada género de hongo y el oomicete más un testigo no inoculado. La prueba de patogenicidad se repitió dos veces.

4.4.1.2 Obtención del inóculo para la prueba de patogenicidad

Para los aislamientos de *Fusarium*, se preparó una suspensión de conidios (Silva-Rojas *et al.*, 2009), agregando 30 mL de agua destilada estéril a cada caja de Petri donde previamente se desarrolló la colonia del hongo en estudio. Con una aguja de disección se frotó el micelio para separar los conidios. La suspensión se colectó en un vaso de precipitados. La concentración de inóculo se determinó con una cámara de Neubauer. Se inoculó con una concentración de 1×10^6 esporas/planta (Vásquez *et al.*, 2009). En el caso de *Rhizoctonia* sp., se obtuvo el micelio y se licuó para fragmentar, se determinó la concentración de unidades formadoras de colonias (ufc, fragmentos de micelio) mediante conteo en cámara de Neubauer (Higuera, 2001; Singh *et al.*, 2002; Pineda *et al.*, 2005). Este hongo fue inoculado con una concentración de 1×10^4 unidades formadoras de colonias mL⁻¹. Se aplicaron 10 mL de suspensión del inóculo (100,000 ufc/planta).

La cepa del oomiceto aislada se sembró en medio de cultivo V8-agar y cuando el micelio cubrió completamente la superficie se seccionó en rodajas y se colocó en agua destilada estéril para inducir la formación de esporangios. La metodología para la formación de esporangios y liberación de zoosporas se realizó mediante una modificación de la técnica descrita por Ramírez-Villapudua y Romero-Cova (1980); se estimuló la liberación de zoosporas al colocar las cajas a

4°C durante 30 min. Una vez realizado esto, se procedió a contabilizar las zoosporas en la cámara de Neubauer. La inoculación con el oomiceto se realizó al nivel del cuello, depositando 10 mL de suspensión de zoosporas con una concentración de 10, 000 zoosporas mL⁻¹ en cada una de las plantas tratadas (100,000 zoosporas/planta). Al testigo solo se le agregó agua esterilizada. (Morán-Bañuelos *et al.*, 2010; Santos, 2010).

En cada unidad experimental se evaluó la presencia o ausencia de síntomas. Las evaluaciones se realizaron cada 2 días durante 30 días y se realsló el agente causal para apearse a los postulados de Koch (Agrios, 2005; Vásquez *et al.*, 2009).

4.1.5 Identificación taxonómica

La especie de *Fusarium* se determinó siguiendo las claves taxonómicas de Booth (1977) y *Rhizoctonia* se identificó de acuerdo a lo propuesto por Sneh *et al.* (1991). Para determinar la especie de *Phytophthora* se utilizaron las claves de Gallegly y Hong (2008). Las estructuras reproductivas fueron medidas con una cámara digital (Motic 2300, USA) y una computadora marca Dell, con procesador Intel (R) Core (TM) 2 Duo.

La extracción de DNA se realizó para el agente causal de la marchitez del chile. La cepa de *P. capsici* fue cultivada en medio de cultivo V8-agar durante siete días a temperatura ambiente. El micelio fue raspado con una pinza de relojero estéril y se colocó en un tubo eppendorf para macerar con 1000 µL de solución buffer y se incubó por 30 minutos a temperatura ambiente. Después se centrifugó un minuto a 12,000 rpm, se colectó el sobrenadante y se pasó a un tubo eppendorf estéril. Enseguida se agregaron 500 µL de fenol cloroformo 1:1 volumen:volumen, se agitó suavemente y se centrifugó 3 minutos a 12,000 rpm. Se recuperó la fase acuosa y se transfirió a un tubo eppendorf estéril. Este proceso se repitió dos veces. Se agregaron 500 µL de isopropanol y 50 µL de acetato de amonio 10 M y se agitó. Se centrifugó a 12,000 rpm por 10 minutos. Posteriormente se desechó el sobrenadante, se dejó la pastilla (pellet) y se lavó con 50 µL de etanol al 70%, se centrifugó a 12,000 rpm por 3 minutos y se desechó el etanol (Se repitió este paso dos veces). El tubo se colocó hacia abajo en un papel absorbente estéril y se dejó secar la pastilla. Finalmente se resuspendió la pastilla en 50 µL de agua de ampollita (Sambrook y Russell, 2001).

La mezcla para la reacción en cadena de la polimerasa fue 2.5 µL de amortiguador de reacción, 1.25 µL MgCL₂, 0.5 µL de dNTP's, 1 µL de iniciador ITS4 y 1 µL de iniciador de ITS5, 0.5µL de Taq DNAPol, 2 µL de DNA y 16.25 µL de agua inyectable. Para la amplificación de la

región ITS del DNA se utilizaron los iniciadores universales ITS 5(5'-GGAAGTAAAAGTCGTAACAAGG3') y 4 (5'-TCCTCCGCTTATTGATATGC) (White *et al.*, 1990), sintetizados en el Instituto de Biotecnología de la UNAM (IBT-UNAM). La amplificación se realizó en un termociclador Techne ®, modelo TC-512 con una temperatura de desnaturalización inicial de 95° por 2 minutos; 35 ciclos a 95°C por 1 minuto para la desnaturalización, el alineamiento a 57°C por 1 minuto, y una extensión final a 72°C por 2 minutos: finalmente un ciclo de amplificación a 72°C por 10 minutos (Silva-Rojas *et al.*, 2009).

Para verificar el producto de la amplificación se realizó electroforesis en gel de agarosa al 1% y se adicionó 1 µL de bromuro de etidio. Este proceso se realizó a 90 V por 30 minutos. La secuenciación se realizó por la empresa Macrogen. La secuencia obtenida fue alineada con las depositadas en la base de datos del National Center for Biotechnology Information (NCBI, 2014).

4.2 Evaluación de la resistencia de la marchitez de diferentes colectas de chile de árbol

4.2.1 Germoplasma y siembra

Los genotipos evaluados fueron proporcionados por el Dr. Víctor Heber Aguilar Rincón y proceden de colectas realizadas en los estados de Nayarit-Sinaloa, Jalisco y Puebla (Cuadro 4). Las semillas de chile de árbol se desinfectaron en una solución de hipoclorito de sodio al 1.5 % durante 2 minutos y se enjuagaron tres veces con agua destilada estéril. Se realizó una segunda inmersión en solución de hipoclorito de sodio durante 2 min y finalmente se enjuagaron tres veces con agua estéril. La siembra se realizó en charolas de unicel de 200 cavidades, con sustrato de turba y agrolita 1:1. Se trasplantaron 32 plántulas de cada accesión, con 3 o 4 pares de hojas verdaderas, en macetas de 250 mL con turba-agrolita ó suelo de la de la Vega de Metztlán, Hidalgo, y se mantuvieron en un invernadero del Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo.

4.2.2 Obtención del inóculo de *Phytophthora capsici*

La cepa de *P. capsici* se incubó en medio de cultivo con jugo de verduras V8 y se mantuvo a temperatura ambiente durante 6 a 8 días. Posteriormente, el medio se seccionó en rodajas y se colocó en agua destilada estéril para inducir la formación de esporangios. La metodología para la formación de esporangios y liberación de zoosporas se realizó de acuerdo a Ramírez-Villapudua y Romero-Cova (1980) con la siguiente modificación: Se estimuló la liberación de zoosporas

colocando las cajas de Petri a 4°C durante 30 minutos. Al término de este tiempo las cajas se colocaron a temperatura ambiente. Las zoosporas liberadas se cuantificaron mediante una cámara de Neubauer. Se prepararon suspensiones de 10,000 zoosporas/mL.

Cuadro 4. Genotipos de chile de árbol utilizados en la evaluación de resistencia.

Número	Colecta	Origen
	CP 1305	Jalisco
2	CP 1306	Jalisco
3	CP 1261	Jalisco
4	CP 1265	Jalisco
5	CP 1264	Jalisco
6	CP Compuesto Nayarit	Nayarit
7	CP Compuesto Jalisco 1	Nayarit-Sinaloa-Jalisco
8	CP Compuesto Jalisco 2	Nayarit-Sinaloa-Jalisco
9	CP Compuesto Puebla 1	Puebla
10	CP Compuesto Puebla 2	Puebla

4.2.3 Establecimiento del experimento

Cada genotipo se trasplantó a dos tipos de sustrato (Cuadro 5) 72 horas antes de la inoculación. El primer sustrato consistió en suelo natural proveniente de la Vega de Metztlán, Hidalgo. El segundo sustrato fue una mezcla esterilizada de turba y agrolita (1:1). Antes de la inoculación se aplicó un riego a saturación para crear condiciones óptimas para la infección por *P. capsici*. La inoculación se realizó en la base del tallo de plantas con 3 o 4 pares de hojas verdaderas. A cada sustrato se le aplicó inóculo o agua destilada estéril. Se aplicaron 10 mL de suspensión a cada maceta para tener una concentración de 100,000 zoosporas/unidad experimental. Se realizó una reinoculación a los 15 días después del trasplante, con la finalidad de aumentar la probabilidad de infección (Andrés *et al.*, 2005; Morán-Bañuelos *et al.*, 2010, Santos, 2010; Anaya-López *et al.*, 2011). El experimento tuvo un diseño completamente al azar con cuatro repeticiones. La unidad experimental fue de dos plantas por maceta. Los tratamientos evaluados se especifican en el Cuadro 5. El experimento fue repetido dos veces.

Cuadro 5. Tratamientos para la evaluación de resistencia en diez colectas de chile de árbol.

Número de colectas	Sustrato	Concentración de inóculo/unidad experimental	Plantas por unidad experimental	Repeticiones por colecta
10	Suelo natural	100,000 zoosporas	2	4
10	Suelo natural	Agua destilada estéril	2	4
10	Turba + agrolita	100,000 zoosporas	2	4
10	Turba + agrolita	Agua destilada estéril	2	4

4.2.4 Evaluación de la enfermedad

Se realizaron 16 evaluaciones cada dos días, a partir de la inoculación. Se estimó el peso seco de la parte aérea de las plantas y la severidad de la enfermedad. El peso seco se evaluó como peso constante, de acuerdo a lo descrito por Filippi y Prabhu (1997) y Ramos *et al.* (2003). Para evaluar la severidad se utilizó la escala propuesta por Ristaino (1990) modificada por Sanogo (2006), la cual se describe a continuación: 0 = ausencia de síntomas, 1 = tallo con necrosis sin anillado, 2 = tallo con necrosis con anillado, 3 = tallo con necrosis con defoliación menor al 50%, 4 = Tallo con necrosis, con más de 50% de defoliación, 5 = marchitez y 6 = planta muerta. Los valores para cada unidad experimental se calcularon con base al promedio de las dos plantas en cada vaso de unicel.

Donde fue aplicable, el análisis de varianza se calculó mediante el procedimiento GLM del programa SAS (Statistical Analysis System) v. 9.3 y la comparación de medias se realizó con base en la prueba de Tukey ($p \leq 0.05$). Con los datos de severidad se calculó el Área Bajo la Curva del Progreso de Severidad (ABCPS) (Campbell y Madden, 1990) y el número acumulado de plantas muertas. Cuando se detectó efecto de interacción significativo entre colectas y sustratos de crecimiento, las comparaciones se realizaron con base en el error estándar de la media (Steel *et al.*, 1997).

4.3. Efectividad de productos químicos disponibles en el mercado nacional para el control de la marchitez.

4.3.1 Germoplasma y siembra

Semillas de chile de árbol procedente del estado de Jalisco se desinfectaron mediante la metodología descrita en el punto 4.2.1. La siembra se realizó en charolas de poliestireno de 200 cavidades, con sustrato de turba y agrolita 1:1. Cuando las plántulas tuvieron 5 a 8 pares de hojas verdaderas se trasplantaron a macetas de 250 mL en suelo de San Pedro Tlatemalco, Tres Cruces y la Paila de la Vega de Metztlán, Hidalgo y se mantuvieron en un invernadero del Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo.

4.3.2 Obtención del inóculo de *Phytophthora capsici*.

El procedimiento para la obtención del inóculo de *P. capsici*, la liberación de zoosporas, cuantificación y preparación de la suspensión (10,000 zoosporas/mL) se realizó de acuerdo a lo descrito en el punto 4.2.2. La suspensión con zoosporas se dejó a temperatura ambiente durante 72 horas para inducir a la formación de quistes.

4.3.3 Establecimiento del experimento.

Se evaluaron los productos químicos comerciales Lucafum (metam sodio), Ridomil Gold 480 SL (metalaxil), Aliette (fosetil aluminio) y Previcur N (propamocarb), solos o alternados.

Los tratamientos evaluados se aplicaron en dosis bajas en forma preventiva (Fernández y Herrera *et al.*, 2007), 72 h antes del trasplante al suelo inoculado con zoosporas enquistadas. Los fungicidas se adicionaron de acuerdo con las dosis mínimas y los intervalos de aplicación recomendadas para cada producto comercial (Ellis *et al.*, 1998; Wilcox *et al.*, 1999; Al-Mughrabi *et al.*, 2007; Weiland *et al.*, 2009; Tun *et al.*, 2011; Wasike, 2013).

Para la aplicación del Lucafum, el suelo fue inoculado con zoosporas enquistadas 72 h antes del tratamiento con el fumigante, posteriormente se aplicó el metam sodio y se cubrió con plástico para evitar el escape del producto durante 43 h. A los 45 días después de la aplicación del metam sodio se procedió al trasplante.

Las dosis aplicadas de los productos químicos fueron: metalaxil 45.28 % (Ridomild Gold 480 SL, concentrado soluble, Syngenta) 1.5 L·ha⁻¹; fosetil aluminio 80% (Aliette wdg, granulos

dispersables, Bayer crop science) 2.5 kg·ha⁻¹; propamocarb 64% (Previcur N, solución acuosa, Bayer crop science) 1.5 L·ha⁻¹; metam sodio 42.5 % (Lucafum, solución acuosa, química Lucava) 0.1 L·L⁻¹. También se tuvo un testigo no inoculado, en suelo esterilizado; un testigo no inoculado-suelo no esterilizado de la Vega de Metztlán (suelo estéril sin *P. capsici* y sin producto químico) y un testigo inoculado con *P. capsici* (100,000 zoosporas/planta) en suelo esterilizado. La primera aplicación se realizó 72 horas antes del trasplante y la segunda se realizó respetando los 8 días de residualidad del Ridomild Gold 480 y Aliette, para Previcur N se consideraron 10 días de residualidad. Las aplicaciones individuales se realizaron tres veces y la alternancia de productos se realizó una vez de manera preventiva. Los productos se aplicaron de forma alternada como se indica en el Cuadro 6. Se aplicaron 10 mL de cada dosis del producto por planta. Para calcular el volumen utilizado, se midió la cantidad de agua necesaria para regar cada maceta y se calculó para una hectárea considerando el número de plantas (20,000 plantas) reportado por Soria (1993). El volumen de agua utilizada como vehículo coincide con la cantidad utilizada para fumigaciones en la Vega de Metztlán, Hidalgo (Mendoza, 2013, comunicación personal)¹.

Cuadro 6. Productos químicos para el control de *Phytophthora capsici*.

Núm.	Tratamiento
1	Testigo no inoculado-suelo esterilizado
2	Testigo no inoculado-suelo no esterilizado
3	Testigo inoculado (suelo esterilizado)
4	Metam sodio
5	Metalaxil
6	Fosetil aluminio
7	Propamocarb
8	Metalaxil + Fosetil aluminio
9	Metalaxil + Propamocarb
10	Propamocarb + Fosetil aluminio
11	Metam sodio + Metalaxil
12	Metam sodio + Fosetil aluminio
13	Metam sodio + Propamocarb
14	Metam sodio + Metalaxil + Fosetil Aluminio
15	Metam sodio + Metalaxil + Propamocarb
16	Metam sodio + Fosetil aluminio + Propamocarb
17	Metalaxil + Fosetil Al + Propamocarb
18	Metam sodio + Metalaxil + Fosetil aluminio + Propamocarb

¹ Mendoza, D. 2013. Maestra en ciencias en Fitopatología y distribuidora de productos químicos.

Los plantas fueron regadas de forma alternada con agua y una solución nutritiva (630 g de Nitrofoska 12-12-12 en 20 L de agua: dilución 1:10 (Nitrofoska: agua)) (Villar-Luna *et al.*, 2009).

Todos los productos se aplicaron en un arreglo factorial, más los testigos en suelo con y sin esterilización (Cuadro 6). En los casos donde se utilizó más de un producto, las aplicaciones se hicieron en forma forma alternada, como una estrategia de manejo enfocada a reducir la posibilidad de selección de poblaciones resistentes del patógeno a los fungicidas disponibles.

Se utilizó un diseño completamente al azar con 4 repeticiones. La unidad experimental estuvo formada por una planta por maceta. El experimento fue repetido dos veces.

4.3.4 Evaluación de la enfermedad

Se realizaron 17 evaluaciones de severidad; una cada cinco días, a partir de la inoculación. Se obtuvo el peso seco y severidad siguiendo la metodología descrita en el punto 4.2.4.

Donde fue aplicable, el análisis de varianza se realizó mediante el procedimiento GLM del programa SAS (Statistical Analysis System) v. 9.3. Cuando hubo efectos de interacción significativos la comparación de medias se realizó considerando el error estándar y si hubo diferencia significativa en el efecto principal la comparación se realizó mediante la prueba de Tukey ($\alpha \leq 0.05$) (Steel *et al.*, 1997). Con los datos de severidad se calculó el Área Bajo la Curva del Progreso de Severidad (ABCPS) (Campbell y Madden, 1990).

4.4. Evaluación de productos biológicos disponibles en el mercado nacional para el control de *Phytophthora capsici*

4.4.1 Germoplasma y siembra

Se utilizó semilla de chile de árbol procedente del estado de Jalisco previamente desinfectada mediante la metodología descrita en el punto 4.2.1. La semilla utilizada se sembró en charolas de unicel de 200 cavidades, con sustrato de turba y agrolita 1:1. Cuando las plantas contaban con 8 o 9 pares de hojas verdaderas se trasplantaron a macetas de 250 mL con suelo de San Pedro Tlatemalco, Tres Cruces y La Paila, de la vega de Metztlán, Hidalgo, y se mantuvieron en un invernadero del Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo.

4.4.2 Obtención del inóculo de *Phytophthora capsici*

El procedimiento para la obtención del inóculo de *P. capsici*, la liberación de zoosporas, cuantificación y preparación de la suspensión de 10,000 zoosporas/mL se realizó de acuerdo a lo descrito en el punto 4.2.2.

4.4.3 Establecimiento del experimento

Los tratamientos evaluados se aplicaron en dosis bajas en forma preventiva de acuerdo a las especificaciones de la etiqueta del distribuidor (Lewis y Papavizas, 1991; Yandoc *et al.*, 2007; Wasike, 2013), solos o combinados (Fernández-Herrera *et al.*, 2007; Tun *et al.*, 2011). La primera aplicación se realizó 48 horas previas al trasplante, la segunda aplicación se hizo al momento del trasplante. Cuarenta y ocho horas después del trasplante se aplicaron 10 mL de la suspensión con zoosporas a cada maceta para tener una concentración de 100,000 zoosporas/unidad experimental. 15 d después se realizó la tercera aplicación de los productos biológicos.

Las dosis aplicadas fueron *Trichoderma harzianum* (Natucontrol, polvo humectable, Biokrone) 400 g·ha⁻¹; *Trichoderma harzianum* (Fus out, inoculante líquido, el Vergel) 1 L·ha⁻¹; *Bacillus subtilis* (Baktillis, inoculante líquido, Biokrone) 1 L·ha⁻¹; *Bacillus subtilis* (Probac BS 10, suspensión concentrada, Promotora técnica industrial) 1 L·ha⁻¹ y se utilizaron tres testigos (Cuadro 7). Para calcular el volumen utilizado, se midió la cantidad de agua necesaria para regar cada maceta y se calculó para una hectárea considerando el número de plantas (20,000 plantas/ha) reportado por Soria (1993). El volumen de agua utilizada como vehículo coincide con la cantidad utilizada para las fumigaciones en la Vega de Metztitlan, Hidalgo (Mendoza, 2013, comunicación personal)¹.

Las plantas fueron regadas de forma alternada con agua y una solución nutritiva (630 g de Nitrofoska 12-12-12 en 20 L de agua: dilución 1:10 (Nitrofoska: agua)) (Villar-Luna *et al.*, 2009).

Se utilizó un diseño completamente al azar con 4 repeticiones. La unidad experimental estuvo formada por una planta por maceta. El experimento fue repetido dos veces.

Cuadro 7. Productos biológicos para el control de *Phytophthora capsici*.

Suelos	Producto biológico	Repeticiones
San Pedro Tlatemalco, Tres Cruces, La Paila de la Vega de Metztitlan, Hidalgo.	Natu control (<i>Trichoderma harzianum</i> cepa)	4
	Fus-out (<i>Trichoderma harzianum</i>)	4
	Baktillis (<i>Bacillus subtilis</i> y otras)	4
	Probac (<i>Bacillus subtilis</i>)	4
	Natucontrol (<i>Trichoderma harzianum</i>) + Baktillis (<i>Bacillus subtilis</i> y otras)	4
	Natucontrol(<i>Trichoderma harzianum</i>) + Probac (<i>Bacillus subtilis</i>)	4
	Fus out (<i>Trichoderma harzianum</i>) + Baktillis (<i>Bacillus subtilis</i> y otras)	4
	Fus Out (<i>Trichoderma harzianum</i>) + Probac (<i>Bacillus subtilis</i>)	4
	Testigo no inoculado-suelo tratado	4
	Testigo no inoculado-suelo no tratado	4
	Testigo inoculado suelo esterilizado	4

Las aplicaciones individuales se realizaron para evaluar el efecto antagonista de cada agente de control biológico contra el agente causal de la enfermedad (Vos *et al.*, 2014) y las aplicaciones combinadas se realizaron con la finalidad de utilizar una mezcla de organismos con diferente actividad antagónica, estrategias de colonización y mecanismos de supresión que pudiesen causar un efecto sinergista (Duffy y Weller, 1995; Leibinger *et al.*, 1997; Raupach y Kloepper, 1998; Mathre *et al.*, 1999; Akgül y Mirik, 2008).

4.4.4 Evaluación de la enfermedad

Se realizaron 15 evaluaciones de severidad cada cinco días, a partir de la inoculación. Se estimó el peso seco y severidad siguiendo la metodología descrita en el punto 4.2.4.

Donde fue aplicable, el análisis de varianza se calculó mediante el procedimiento GLM del programa SAS (Statistical Analysis System) v. 9.3 y la comparación de medias se realizó mediante la prueba de Tukey ($\alpha \leq 0.05$) (Steel *et al.*, 1997). Con los datos de severidad se calculó el Área Bajo la Curva del Progreso de Severidad (ABCPS) (Campbell y Madden, 1990).

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1 Etiología del agente causal de la marchitez en la Vega de Metztitlán, Hidalgo.

5.1.1 Aislamiento de posibles patógenos

El mayor número de hongos aislados de las raíces y tallos de chile de árbol corresponden al género de *Fusarium* spp. (9 cepas), pero también se aislaron tres cepas de *Rhizoctonia* sp y una de *Phytophthora* sp.

5.1.2 Pruebas de patogenicidad

A los 7 d después de la inoculación con los tres géneros de hongos antes mencionados, sólo las plantas inoculadas con el oomicete mostraron síntomas de enfermedad. Al inicio las plantas se tornaron cloróticas y gradualmente se manifestó la marchitez y muerte de las plantas. El tallo y el cuello de las plantas mostraron necrosamiento; al realizar un corte transversal se observó una coloración café. Las plantas inoculadas con *Fusarium* sp. y *Rhizoctonia* sp. no mostraron síntomas de enfermedad después de 50 d de haber sido inoculadas.

Estos resultados indican que la marchitez de las plantas de chile de árbol de la Vega de Metztitlán, Hidalgo es causada por oomicetos del género *Phytophthora*, lo cual concuerda para este tipo de síntomas con lo reportado por Ristaino (1990) y Silva-Rojas *et al.* (2009).

En nuestro bioensayo los síntomas ocasionados por *Phytophthora* sp. fueron amarillamiento, marchitez y necrosamiento del tallo, los cuales coinciden con lo descrito para *Phytophthora capsici* por Drenth y Sendall (2001). En un estudio similar reportado por Silva-Rojas *et al.* (2009) no observaron síntomas en plantas de chile inoculadas con *Fusarium* sp, pero sí detectaron marchitez en plantas inoculadas con *Phytophthora capsici*. Los resultados del presente bioensayo sugieren que el agente causal de la enfermedad es *Phytophthora capsici*. Posiblemente, una vez iniciada la infección por el oomiceto, *Fusarium* sp. y *Rhizoctonia* sp., podrían penetrar y contribuir al agravamiento de los síntomas (González *et al.*, 2009), sin embargo, en nuestro trabajo no se realizaron inoculaciones mixtas.

5.1.3 Identificación taxonómica

Al comparar los descrito en las claves taxonómicas de Erwin y Ribeiro, (1996) y Gallegly y Hong (2008) con las características morfológicas del oomiceto causante de la marchitez en

nuestro bioensayo, se concluyó que el pseudohongo pertenece a la especie *Phytophthora capsici* Leonian (Figura 1). Este oomiceto presentó micelio cenocítico de color blanquecino en el medio de cultivo V8-agar. En agua destilada y bajo luz blanca formó esporangios en simpodio simple de forma ovoide, elongada, elipsoide, con una o dos papilas, 20 h después de la exposición. Algunos esporangios tuvieron liberación de zoosporas. El tamaño de los esporangios fue de 35.7 a 64.8 x 19.5 a 25.20 μm . Las longitudes del pedicelo variaron entre 14.9 a 108.4 μm . El grosor apical estuvo en el rango de 1.9 a 4.3 μm .

Todos los aislamientos de *Fusarium* sp. fueron identificados como *Fusarium oxysporum* Schlechtend.:Fr., de acuerdo a las claves de Booth (1977). Los aislamientos de *Rhizoctonia* sp. fueron identificados como *Rhizoctonia solani* Kühn según la clave taxonómica de Sneh *et al.* (1991).

En medio de cultivo PDA *Fusarium oxysporum* presentó micelio septado con tonalidades rosa a púrpura, macroconidios, microconidios y fiálides cortas. Los macroconidios tuvieron forma falcada, con una célula basal en forma de pie y presentaron de 2 a 5 septos. Su tamaño varió entre 5.95 a 14.5 x 2.05 a 4.52 μm . Los microconidios presentaron un septo y medidas en el rango de 4.22 a 8.19 x 1.38 a 3.87 μm . Los microconidios formaron falsas cabezas en fiálides cortas, lo cual concuerda con lo descrito por Barnett y Hunter (1998) y Booth (1977).

En medio de cultivo PDA *Rhizoctonia solani* formó hifas hialinas en la cercanía del medio de cultivo pero el micelio aéreo o superficial mostró una coloración marrón. Esto es debido a la acumulación de melaninas en las paredes celulares (Sneh *et al.*, 1991). Las hifas mostraron ramificaciones en ángulo recto y formación de un septo después de ésta. También se observó la presencia de células monilioides. El diámetro de las hifas fue de 4.2 a 8.96 μm y la longitud 22.81 a 174.55 μm . Las células monilioides tuvieron dimensiones de 10.06 a 16.18 x 20.03 a 39.21 μm , lo que concuerda con lo descrito por Barnett y Hunter (1998) y Sneh *et al.* (1991).

En las pruebas moleculares se amplificó un fragmento de 723 pb mediante PCR y los iniciadores ITS5/ITS4. Mediante el programa BLASTN se confirmó que la cepa de *Phytophthora* que resultó patogénica, procedente de La Paila, Vega de Metztitlan, Hidalgo, corresponde a *Phytophthora capsici* Leonian ya que tuvo un 100 % de identidad con la cepa KJ855326 del GenBank, National Center for Biotechnology Information (NCBI, 2014). La secuencia se registró en esta base con el número de accesoión KM496492.

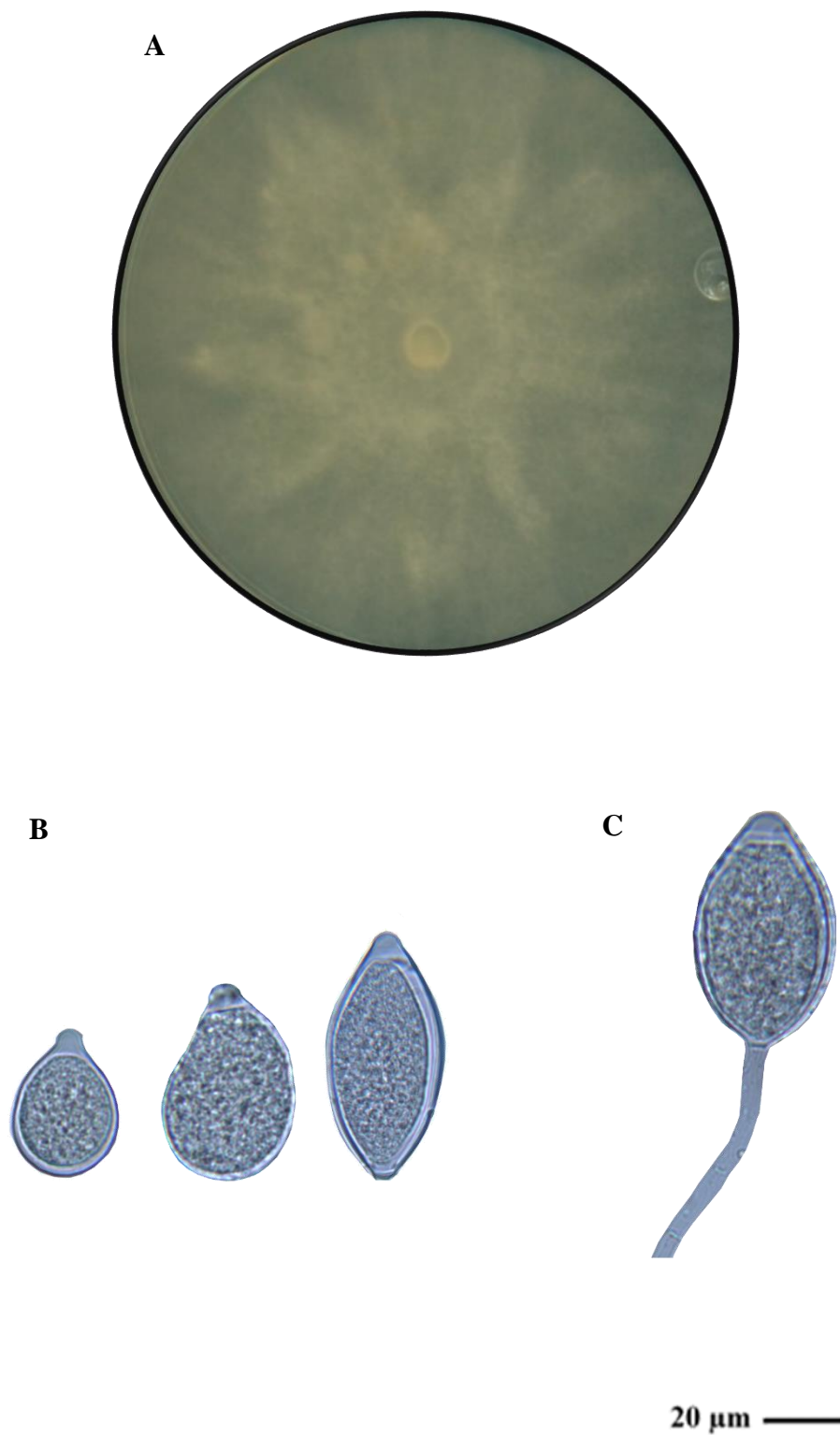


Figura 1. Colonia de *Phytophthora capsici* Leonian en medio de cultivo V8-Agar (A); Esporangios papilados (40X) (B); Esporangio con pedicelo (40X) (C).

5.2 Evaluación de la resistencia a la marchitez de diferentes colectas de chile de árbol.

5.2.1 Severidad de la enfermedad

En el experimento 1 ninguna de las plantas no inoculadas, cultivadas en turba-agrolita mostró síntomas de enfermedad (Figura 2). Cuando las plantas fueron cultivadas sin inoculación en suelo de la Vega de Metztlán únicamente el CP Compuesto Puebla 2 mostró síntomas de enfermedad, pero ésta se observó 30 días después del trasplante (ddt) y solamente se detectó necrosis del tallo sin anillado (severidad 1).

Todas las colectas de chile inoculadas y sembradas en turba-agrolita mostraron algún síntoma de enfermedad. La colecta que mostró el menor nivel de severidad en este grupo fue la CP 1264, mientras que la que tuvo la mayor severidad fue el CP Compuesto Puebla 2 donde todas las plantas murieron a partir del séptimo día después del trasplante.

En el caso de las plantas cultivadas en suelo de la Vega e inoculadas con el pseudohongo los niveles de enfermedad fueron menores en general que los observados en turba-agrolita. Resalta el caso de la colecta CP 1264 que no mostró síntomas durante todo el experimento, mientras que el CP Compuesto Puebla 2 mostró la mayor severidad y todas sus plantas murieron a partir del dieciseisavo día después del trasplante.

En ambos tipos de sustrato se observó consistentemente que los cultivares CP Compuesto Puebla 2, CP Compuesto Puebla 1 y CP Compuesto Nayarit tuvieron la mayor severidad, mientras que el resto de colectas tuvieron valores intermedios de enfermedad.

En las plantas cultivadas en turba la expresión de síntomas ocurrió más rápido que en las plantas cultivadas en suelo de la Vega de Metztlán. En estas últimas se detectó incluso cierto grado de demora en la manifestación de síntomas para algunos cultivares. Resalta el caso de las colectas CP 1306, CP 1264 y CP 1265 donde sólo se detectó necrosis sin anillado a partir del dieciseisavo día después del trasplante.

En el experimento 2 las plantas no inoculadas, cultivadas en turba-agrolita no tuvieron síntomas de enfermedad (Figura 3 B). De las plantas cultivadas sin inoculación en suelo de la Vega de Metztlán sólo el CP Compuesto Puebla 2 mostró síntomas a los 36 ddt, que consistieron en necrosis del tallo sin anillado completo (Severidad 1) (Figura 3 D).

Las diez colectas de chile inoculadas y sembradas en turba-agrolita mostraron síntomas de la enfermedad (Figura 3 A). La colecta CP 1261 tuvo el menor nivel de severidad. El mayor valor de severidad en menor tiempo (22 ddt) fue observado en el CP Compuesto Puebla 1.

Para la mayoría de las colectas cultivadas en suelo de la Vega de Metztlán, con excepción de los accesiones CP Compuesto Puebla 2, CP Compuesto Puebla 1 y CP Compuesto Nayarit, los valores de severidad fueron en general menores que los obtenidos en el sustrato turba-agrolita, pero sólo la colecta CP 1261 mantuvo valores consistentemente bajos. Resalta también el caso de la colecta CP 1305 que mostró necrosamiento ligero a partir del día 16 después del trasplante (Figura 3 C).

Las colectas CP Compuesto Puebla 1 y 2 tuvieron consistentemente los valores más altos de severidad en turba-agrolita y suelo no tratado, cuando se realizó inoculación con *Phytophthora capsici*. La colecta CP Compuesto Nayarit tuvo un comportamiento similar al observado en el experimento 1.

5.2.2 Área bajo la curva del progreso de severidad (ABCPS)

De acuerdo al análisis de varianza de las colectas de chile inoculadas con el pseudohongo en el experimento 1, el ABCPS varió con el tipo de cultivar pero su comportamiento fue diferente dependiendo de si fueron cultivados en turba-agrolita o en suelo no tratado de La Vega de Metztlán (Anexo 1). Resalta el caso de la colecta CP 1264 que al ser cultivado en sustrato turba-agrolita tuvo la menor área aunque mostró un rango de variación considerable; pero al ser cultivado en suelo no tratado los valores del área fueron virtualmente cero en la mayoría de los casos.

Cuando los cultivares CP 1305, CP Compuesto Jalisco 1, CP Compuesto Jalisco 2, CP 1306 CP 1261 y CP 1265 fueron cultivados en turba-agrolita tuvieron valores promedio alrededor de las 80 a 100 unidades, pero al ser cultivadas en suelo de la Vega de Metztlán el valor del área se redujo considerablemente a niveles alrededor de 40 unidades (Figura 4).

En el caso de los cultivares CP Compuesto Nayarit, CP Compuesto Puebla 1 y CP Compuesto Puebla 2 el área bajo la curva fue consistentemente más alto que en el resto de colectas, independientemente del sustrato en que fueron cultivadas las plantas.

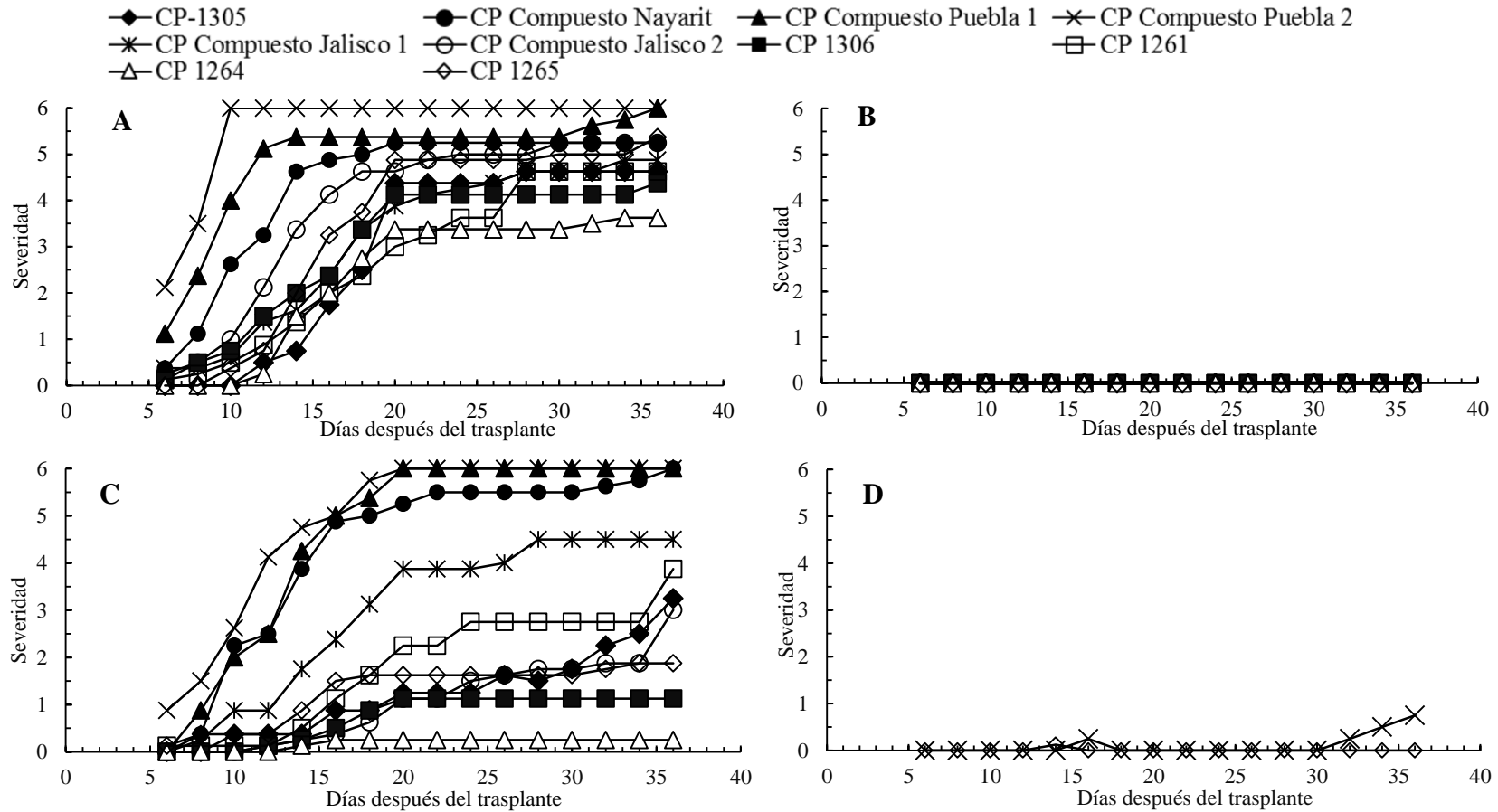


Figura 2. Severidad de la marchitez de colectas de chile de árbol (*Capsicum annum* L) del experimento 1, cultivadas en sustrato estéril a base de turba-agrolita, 1:1, e inoculadas con una cepa de *Phytophthora capsici* (A), cultivadas en sustrato estéril a base de turba-agrolita, 1:1, no inoculados (B), cultivadas en suelo no tratado de la Vega de Metztlán e inoculadas con una cepa de *P. capsici* (C) y cultivadas en suelo no tratado de la Vega de Metztlán, Hidalgo (VMH) sin aplicación de inóculo (D). La cepa fue aislada de chile de árbol de la Vega de Metztlán, Hidalgo. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas por planta, 3 y 15 días después del trasplante. Valores de severidad de la marchitez por *P. capsici* Leonian de acuerdo a Sanogo (2006). Cada punto es el promedio de cuatro repeticiones.

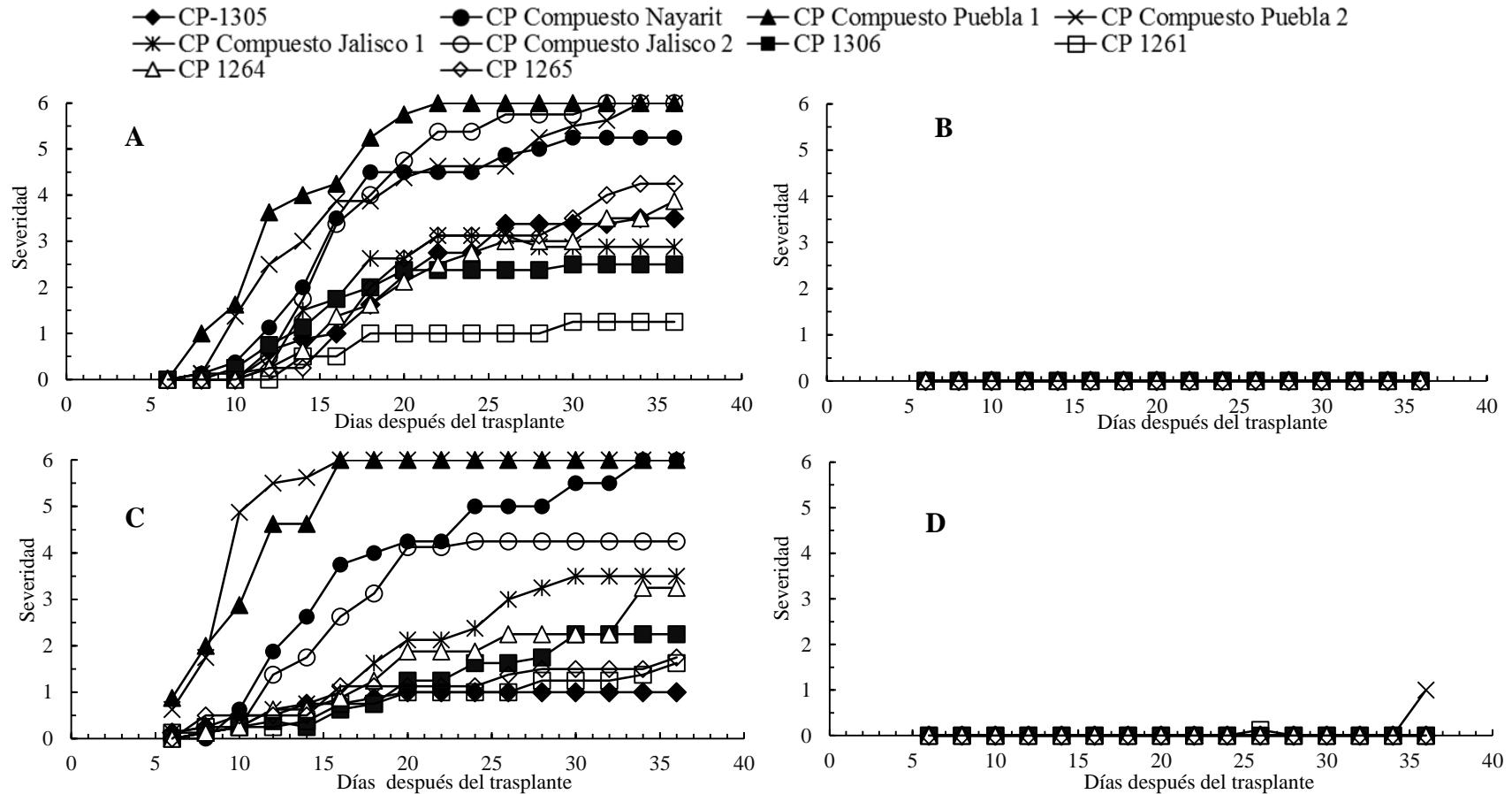


Figura 3. Severidad de la marchitez de colectas de chile de árbol (*Capsicum annuum* L) del experimento 2, cultivadas en sustrato estéril a base de turba-agrolita, 1:1, e inoculadas con una cepa de *Phytophthora capsici* (A), cultivadas en sustrato estéril a base de turba-agrolita, 1:1, no inoculadas (B), cultivadas en suelo no tratado de la Vega de Metztlán e inoculadas con una cepa de *P. capsici* (C) y cultivadas en suelo no tratado de la Vega de Metztlán, Hidalgo (VMH) sin aplicación de inóculo (D). La cepa fue aislada de chile de árbol de la Vega de Metztlán, Hidalgo. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas por planta, 3 y 15 días después del trasplante. Valores de severidad de la marchitez por *P. capsici* Leonian de acuerdo a Sanogo (2006). Cada punto es el promedio de cuatro repeticiones.

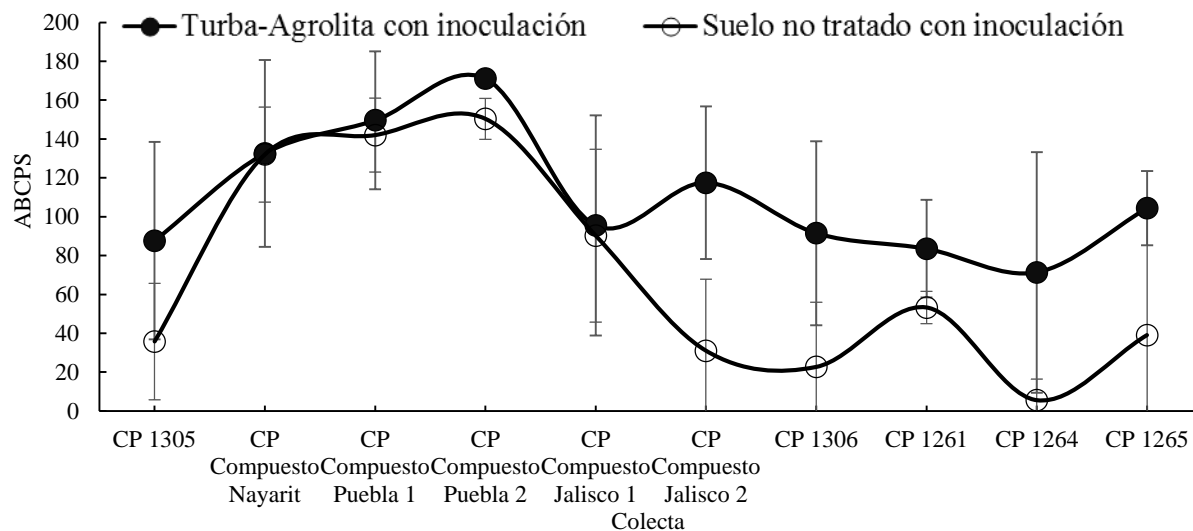


Figura 4. Área bajo la curva del progreso de la severidad de la marchitez de diferentes colectas de chile de árbol (*Capsicum annuum*) inoculadas con una cepa de *Phytophthora capsici* aislada de chile de árbol en suelo de la vega de Metztitlan, Hidalgo (VMH). Plantas cultivadas en turba-agrolita estéril, 1:1 y plantas cultivadas en suelo no tratado colectado en la VMH. Experimento 1. Las barras verticales representan el error estándar de la media. Cada valor es el promedio de cuatro repeticiones.

En el experimento 2, al igual que en el experimento 1, se detectaron cambios en el área bajo la curva en función del sustrato en que fueron cultivadas las colectas, pero en este caso ocho de los diez cultivares evaluados tuvieron un comportamiento similarmente intermedio, independientemente del sustrato; sólo los cultivares CP Compuesto Puebla 1 y CP Compuesto Puebla 2 mostraron interacción con el tipo de sustrato (Anexo 2). En este caso los valores más altos fueron observados cuando se sembraron en suelo no tratado, mientras que la colecta CP 1261, al igual que en el experimento 1, tuvo valores bajos, pero en este caso CP 1305 tuvo la menor área cuando fue cultivado en suelo de la Vega de Metztitlán; sin embargo su rango de variación cayó dentro de lo observado cuando fue cultivado en turba-agrolita (Figura 5).

Los valores de ABCPS en las plantas no inoculadas fueron de cero en la mayoría de los casos, con excepción del CP Compuesto Puebla 2 cultivado en suelo, quien fue el único que mostró síntomas de enfermedad bajo estas condiciones y tuvo valores muy cercanos a cero.

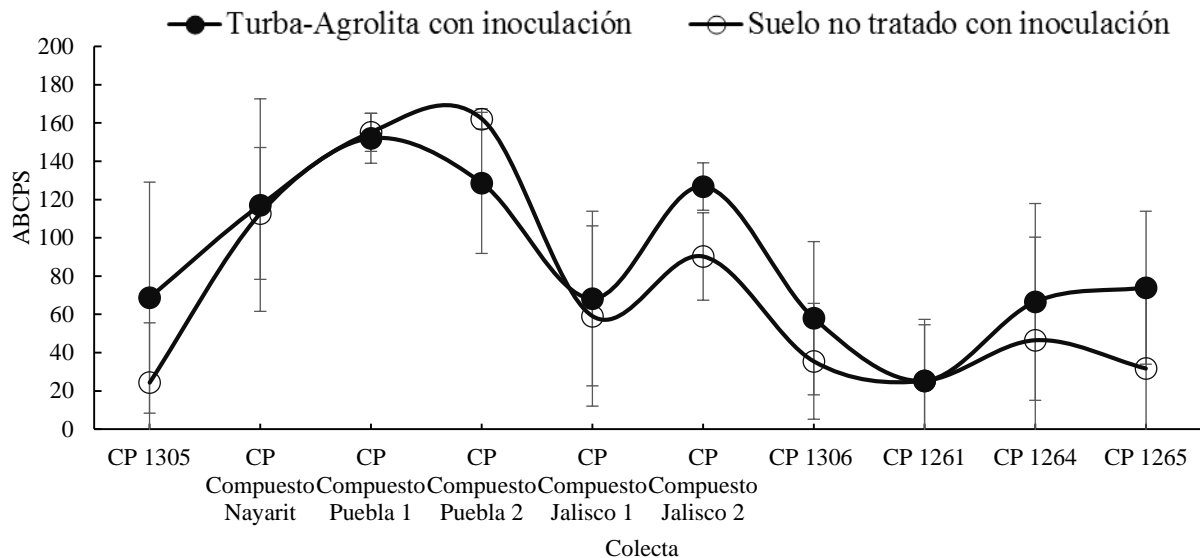


Figura 5. Área bajo la curva del progreso de la severidad de la marchitez de diferentes colectas de chile de árbol (*Capsicum annuum*) inoculadas con una cepa de *Phytophthora capsici* aislada de chile de árbol en suelo de la vega de Metztilan, Hidalgo (VMH). Plantas cultivadas en turba-agrolita estéril, 1:1, y plantas cultivadas en suelo no tratado colectado en la VMH. Experimento 2. Las barras verticales representan el error estándar de la media. Cada valor es el promedio de cuatro repeticiones.

5.2.3 Número acumulado de plantas muertas

En el experimento 1, las colectas CP Compuesto Puebla 1 y 2 fueron las más susceptibles al patógeno ya que ninguna de las plantas sobrevivió hasta el término del experimento (36 ddt, Figura 6). En turba-agrolita y suelo no tratado con inoculación la muerte de las plantas pertenecientes a la colecta CP Compuesto Puebla 2 ocurrió en un tiempo más corto (10 y 20 ddt, respectivamente) que en el resto de las colectas.

En turba-agrolita todas las colectas tuvieron mayor número acumulado de plantas muertas que en suelo, con un mínimo de cuatro en CP 1264 (Figura 6 A). En suelo no tratado e inoculado con el patógeno el número fue menor, además de que ocurrió una demora en la muerte de plantas por causa de la enfermedad (Figura 6 B). Destaca nuevamente la colecta CP 1264 que no tuvo plantas muertas bajo estas condiciones aunque si mostró síntomas de la enfermedad (Figuras 2, 3, 4 y 5).

En el experimento 2 el comportamiento de los cultivares fue similar al experimento 1 ya que se observó un mayor número acumulado de plantas muertas en turba-agrolita y pérdidas de plantas a partir del décimo ddt, con incrementos graduales, particularmente en las colectas CP

Compuesto Puebla 1 y 2. El mayor valor de número para la colecta CP Compuesto Puebla 1 ocurrió a los 20 ddt y para la colecta CP Compuesto Puebla 2 el máximo ocurrió a los 32 ddt. El CP Compuesto Nayarit tuvo el mayor número acumulado de plantas muertas a los 30 ddt. En contraste la colecta CP 1261 solo tuvo 1 planta muerta y la pérdida ocurrió a los 16 ddt (Figura 7 A).

En suelo no tratado e inoculado con el patógeno la muerte de plantas se registró a partir del octavo día en los cultivares procedentes de Puebla pero el máximo número de plantas muertas ocurrió a los 16 ddt. En el caso del el CP Compuesto Nayarit el mayor número ocurrió a los 30 ddt.

Las colectas CP 1261, CP 1306 y CP 1265 tuvieron el menor número acumulado de plantas muertas además de una demora en la ocurrencia de muerte (Figura 7 B). El resto de cultivares colectas tuvo valores intermedios.

5.2.4. Peso seco de la parte aérea

Las variaciones observadas en el peso seco de las plantas del experimento 1 fueron debidas al tipo de sustrato en que fueron cultivadas, ya que no se detectaron diferencias significativas debidas al tipo de colecta o a la interacción entre colecta y sustrato de crecimiento (Anexo 3). Las plantas cultivadas sin inoculación en suelo de la Vega de Metztlán produjeron la mayor cantidad de biomasa (0.44 g); las cultivadas en la mezcla turba-agrolita sin inoculación produjeron la mitad de biomasa (0.2 g) que la observada en el sustrato anterior y las diferencias entre estos grupos fueron estadísticamente significativas (Tukey $\alpha=0.05$). Las plantas cultivadas en sustrato inoculado produjeron la cuarta parte de la biomasa observada en el suelo no tratado (0.12 g en suelo y 0.09 g en turba-agrolita) y las diferencias con respecto a los dos tratamientos anteriores fueron estadísticamente distintas (Tukey $\alpha = 0.05$).

En el caso del experimento 2, a diferencia del experimento 1, sí se observaron diferencias en la producción de materia seca entre colectas, pero la magnitud de esta dependió del tipo de sustrato en que fueron cultivadas las plantas (Anexo 4). En general las plantas cultivadas en suelo no inoculado tuvieron la mayor producción de biomasa, pero los valores fueron relativamente similares en todas las plantas no inoculadas, con excepción de las pertenecientes a la colecta CP 1305 quien mostró los pesos más altos (Figura 8).

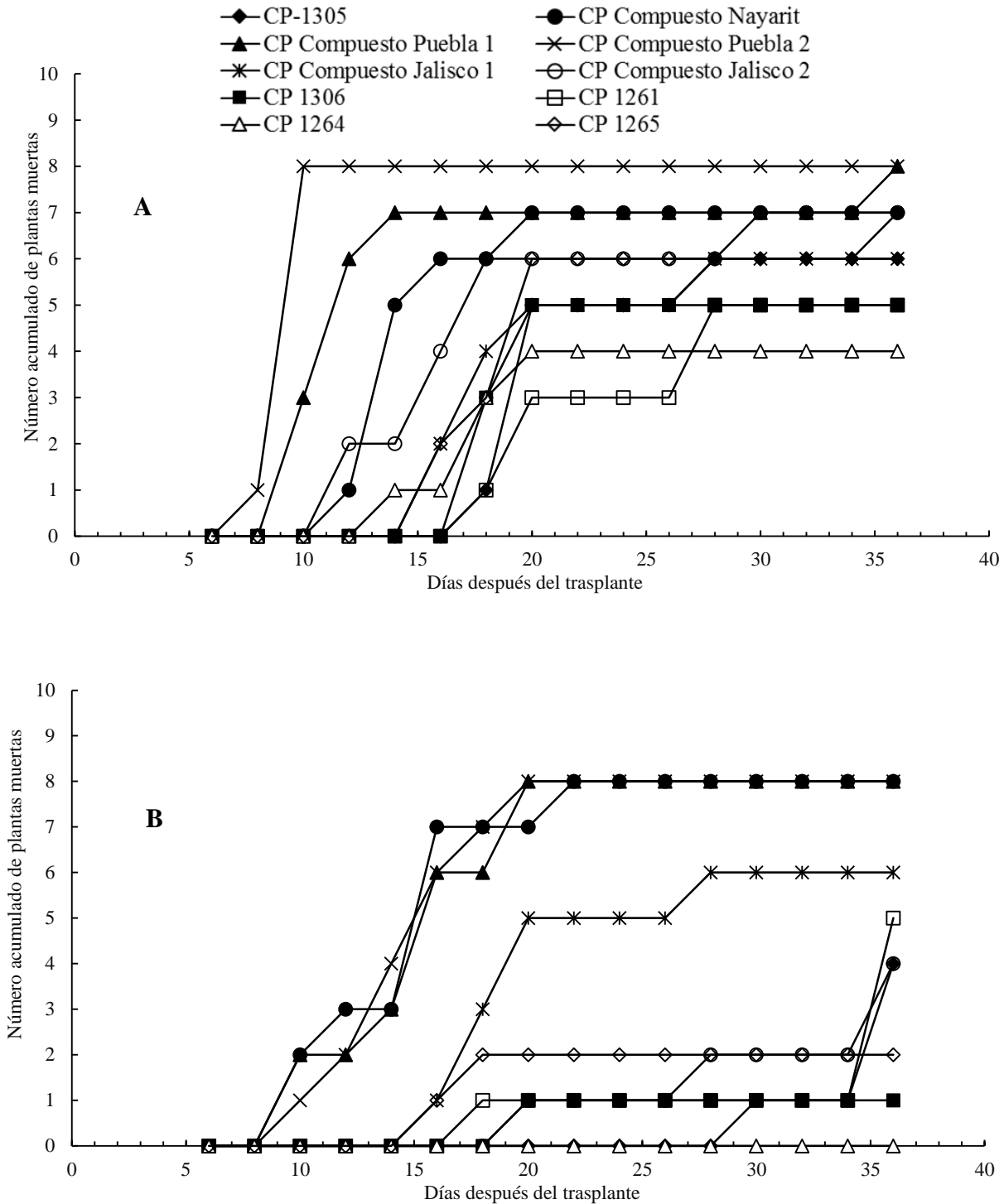


Figura 6. Número acumulado de plantas muertas de diferentes colectas de chile de árbol (*Capsicum annuum* L) inoculadas con una cepa de *Phytophthora capsici* aislada de plantas de chile de la Vega de Metztlán, Hidalgo (VMH). (A) Plantas cultivadas en sustrato estéril a base de turba-agrolita (1:1). (B). Plantas cultivadas en suelo no tratado de la VMH. Experimento 1. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas por planta, 3 y 15 días después del trasplante. Cada punto es el promedio de cuatro repeticiones.

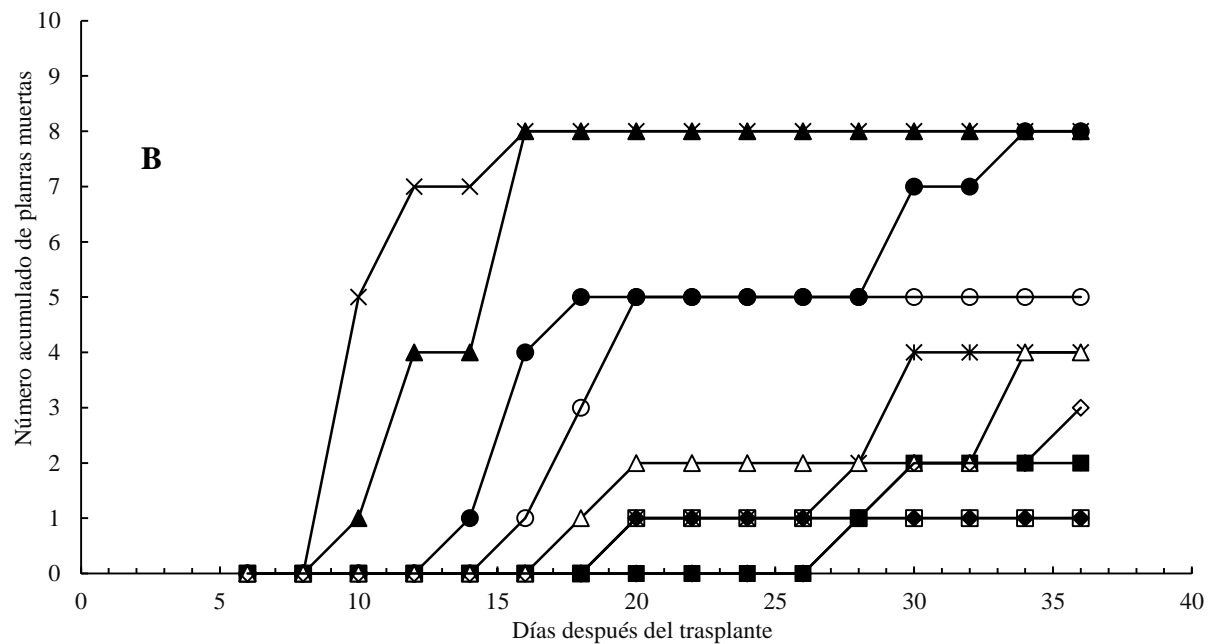
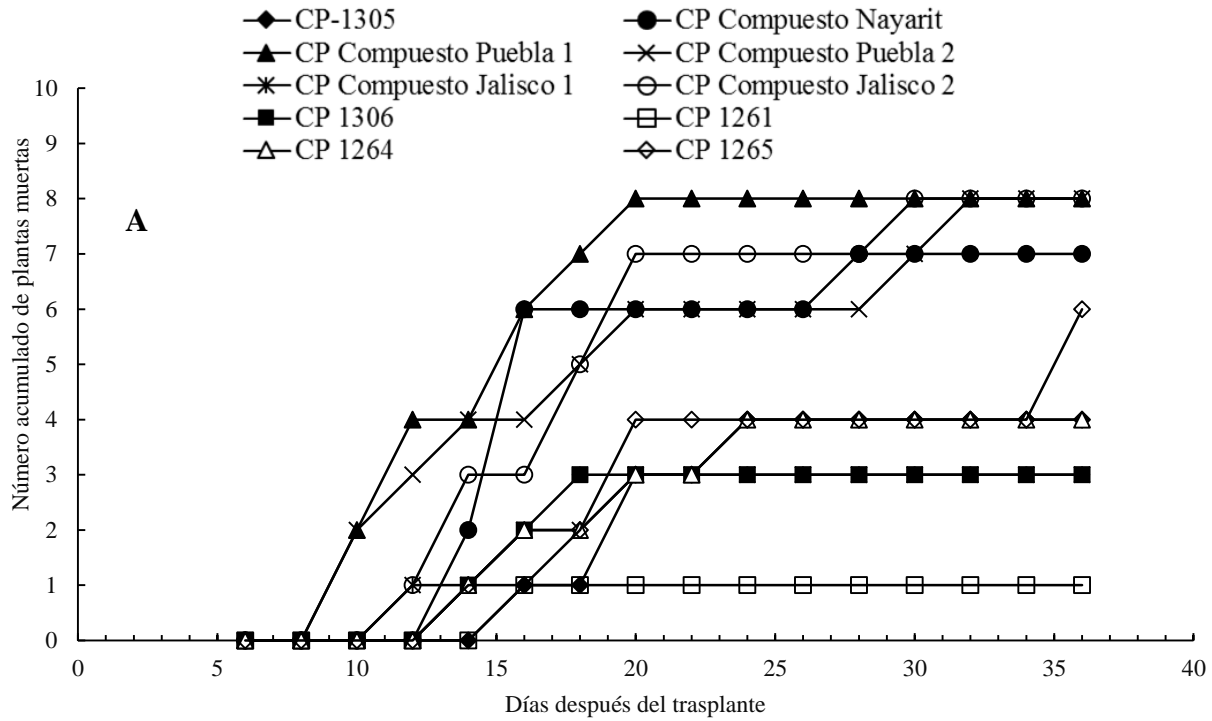


Figura 7. Número acumulado de plantas muertas de diferentes colectas de chile de árbol (*Capsicum annuum* L) inoculadas con una cepa de *Phytophthora capsici* aislada de plantas de chile de la Vega de Metztitlán, Hidalgo (VMH). (A) Plantas cultivadas en sustrato estéril a base de turba-agrolita (1:1). (B). Plantas cultivadas en suelo no tratado de la VMH. Experimento 2. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas por planta, 3 y 15 días después del trasplante. Cada punto es el promedio de cuatro repeticiones.

Las plantas cultivadas en turba-agrolita sin inoculación tuvieron promedios más bajos que los del suelo no inoculado y aunque se mostraron diferencias en los promedios de peso seco entre los diferentes cultivares, sus rangos de variación se traslaparon en todos los casos. En los tratamientos inoculados la producción de biomasa en la mayoría de los cultivares fue considerablemente menor que en los dos sustratos anteriores (sin inoculación) con excepción del cultivar CP 1261 cuyos valores fueron incluso más altos que los de las plantas no inoculadas, y los del CP Compuesto Jalisco 1 cuyos valores en suelo inoculado fueron similares a los del suelo no inoculado y considerablemente más altos que los observados en el sustrato a base de turba-agrolita inoculado con el patógeno.

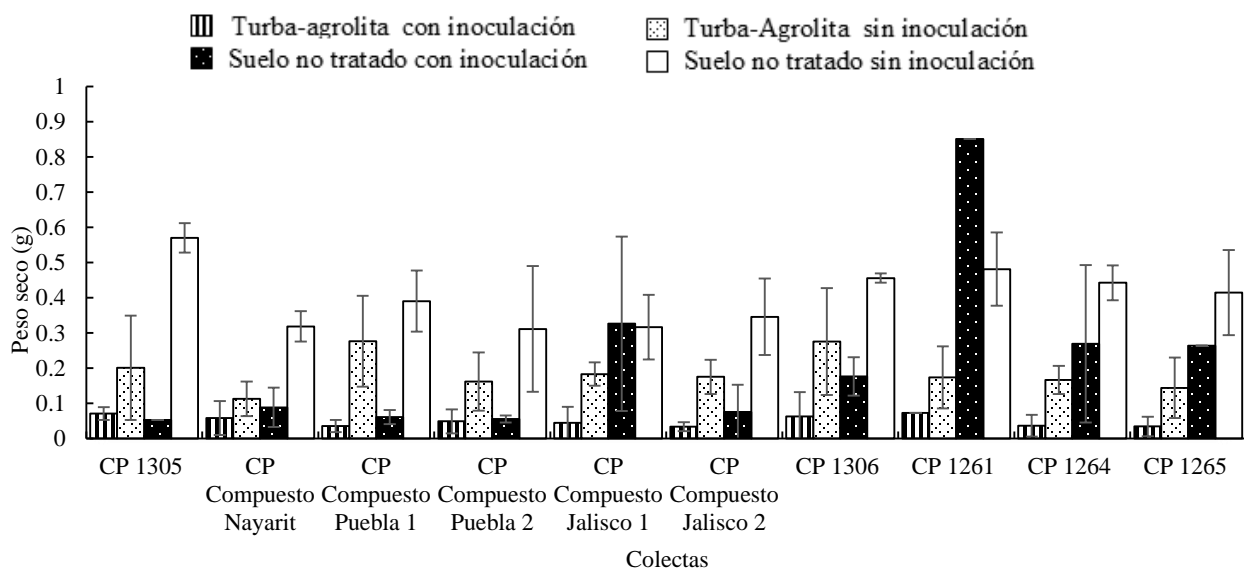


Figura 8. Peso seco de la parte aérea de diferentes colectas de chile de árbol (*Capsicum annuum*) cultivadas en turba-agrolita, 1:1 y en suelo de la Vega Metztlán, Hidalgo (VMH) con y sin inoculación con *Phytophthora capsici* aislada de plantas de chile de árbol de la VMH. Experimento 2. Las barras verticales representan el error estándar de la media. Promedios de cuatro repeticiones.

5.2.5. Discusión

No obstante que todos los cultivares evaluados mostraron susceptibilidad a *Phytophthora capsici* existieron diferencias importantes en los niveles de enfermedad observados entre ellos. Aunque la cantidad de enfermedad en general fue mayor cuando se utilizó sustrato esterilizado a base de turba-agrolita, resalta el caso de los cultivares CP 1264, CP 1261 y CP 1305 que en general mostraron niveles bajos de severidad. Estos niveles de enfermedad fueron incluso inferiores cuando las plantas fueron cultivadas en suelo natural de la Vega de Metztlán. La presencia de una

las plantas fueron cultivadas en suelo natural de la Vega de Metztlán. La presencia de una microflora y microfauna nativa posiblemente tuvo un efecto supresivo ya sea sobre los propágulos del patógeno o un efecto protector de la raíz a nivel de la rizósfera, que disminuyó los niveles de infección y la cantidad enfermedad final (Wardle, 2002; Yunusa y Newton, 2003). Éstos resultados son relevantes desde el punto de vista práctico porque dichos cultivares podrían ser buenos candidatos para la producción de chile de árbol en la región si además de su nivel de resistencia a la marchitez se agregan componentes de manejo adicionales tales como los productos químicos o biológicos actualmente disponibles en el mercado y de los cuales en la sección correspondiente de esta tesis se muestra evidencia de un grado razonable de efectividad contra la enfermedad, lo que los hace candidatos a ser incluidos en un esquema de manejo integrado en la región. Por otra parte, los genotipos que mostraron la mayor resistencia a la enfermedad son buenos candidatos para ser incluidos en programas de mejoramiento genético por resistencia horizontal (Ogundiwin *et al.*, 2005; Bhagowati *et al.*, 2009; Kadri y Esikov, 2011; Reeves *et al.*, 2013) donde todo un conjunto de caracteres cuantitativos puede determinar una mayor capacidad del cultivo para generar rendimiento aún en presencia de enfermedad (Maleck y Dietrich, 1999; Laxalt y Munnik, 2002; Velásquez *et al.*, 2002; García-Rodríguez, 2010).

Las diferencias en la producción de biomasa observadas en los dos experimentos estuvieron esencialmente determinadas por el sustrato de crecimiento. El mejor crecimiento fue obtenido en el suelo natural, independientemente de la inoculación con el pseudohongo. Esto puede ser debido tanto a la mayor efectividad de la aplicación regular de fertilizantes como al logro de un mejor balance nutricional que en el sustrato a base de turba y agrolita. Por lo tanto, factores nutricionales, en conjunto con la posible supresión del patógeno y el componente de resistencia a la enfermedad, intrínseco a cada cultivar evaluado, podrían explicar las diferencias observadas en la producción de materia seca en estos experimentos. En este trabajo no fue posible llevar las plantas a la etapa de producción de frutos pero la cantidad de materia seca producida podría ser considerada un indicador preliminar del potencial de rendimiento de las plantas tanto en presencia del patógeno como en ausencia de este. Una correlación estrecha entre producción de biomasa y rendimiento ha sido observada para otros cultivos (Wardle, 2002; Yunusa y Newton, 2003) y para el cultivo de chile (González-Real, 2008; García-Rodríguez, 2010).

5.3. Efectividad de productos químicos disponibles en el mercado nacional para el control de la marchitez.

5.3.1. Severidad de la enfermedad

En los tres suelos evaluados la enfermedad se desarrolló gradualmente hasta llegar a la muerte de las plantas cuando estas fueron inoculadas con *P. capsici*, y no se aplicaron medidas de control químico. En estos tratamientos las plantas cultivadas en suelos de Tres Cruces llegaron antes a la fase de muerte que las sembradas en suelos de San Pedro Tlatemalco y La Paila (Figura 9). Cuando se aplicó algún tipo de producto químico la expresión de enfermedad se redujo drásticamente con la gran mayoría de los tratamientos, a excepción de las plantas del experimento 1 tratadas con propamocarb alternado con fosetil aluminio en suelo de San Pedro Tlatemalco, donde la enfermedad tuvo una severidad de tres (necrosis del tallo con defoliación menor al 50 %) a partir del día 55 después del trasplante (Figura 9 A). En el resto de experimentos, tipos de suelo y tratamientos, la severidad promedio no excedió de dos y los valores más altos fueron observados en plantas cultivadas en suelo de la localidad Tres Cruces (Figura 9 C y D).

En los seis experimentos los testigos no inoculados, cultivados suelo esterilizado o no esterilizado, no mostraron síntomas de la enfermedad y lucieron saludables durante los 85 d de evaluación. La aplicación individual y recurrente de metalaxil, fosetil aluminio o propamocarb protegió a las plantas contra el patógeno durante todo el experimento (Figura 9). En el caso del metam sodio únicamente en suelos de La Paila y Tres Cruces no se detectaron síntomas de enfermedad cuando se aplicó este tratamiento en forma individual; sin embargo en suelo de San Pedro Tlatemalco sí se detectaron algunas plantas con síntomas leves de la enfermedad pero la severidad promedio fue de 0.5.

En el caso de los tratamientos con dos fungicidas, la alternancia de metalaxil con fosetil aluminio, metalaxil con propamocarb y propamocarb con fosetil aluminio, permitió un control total de la enfermedad en todos los suelos y experimentos (Figura 9 B a F), con excepción de las plantas del experimento 1 cultivadas en suelo de San Pedro Tlatemalco quienes, como se mencionó anteriormente, tuvieron una severidad de tres (Figura 9 A). En el caso de los tratamientos de metam sodio alternado con metalaxil, fosetil aluminio o propamocarb, la efectividad en el control de la enfermedad no fue consistente en todos los experimentos. En el caso de la aplicación de metam sodio y metalaxil, solamente en el experimento 2 en suelo de La Paila se observó control total de la enfermedad (Figura 9 F), pero en el resto de suelos y experimentos los valores de severidad

variaron de 0.5 a 2 (ausencia de enfermedad a necrosis leve o necrosis con anillado completo) (Figura 9 A a E). Cuando además del fumigante se aplicó fosetil aluminio sólo en uno de los experimentos realizados en suelo de San Pedro Tlatemalco y la Paila se controló totalmente la enfermedad (Figura 9 A y E). En el resto de experimentos, particularmente los realizados en suelo de Tres Cruces, la magnitud de la enfermedad varió entre 0.5 y 1 (ausencia de enfermedad a necrosis sin anillado) (Figura 9 B, C, D y F). Cuando además de metam sodio se aplicó propamocarb, el control de la enfermedad fue exitoso en los dos experimentos de San Pedro Tlatemalco y la Paila (Figura 9 A, B, E y F), pero en los dos bioensayos de Tres Cruces la enfermedad fue de 1 a 1.25 (necrosis sin anillado) (Figura 9 C y D).

Cuando se alternaron combinaciones de tres fungicidas, o se alternaron los cuatro productos químicos en evaluación, tampoco se observó un patrón consistente de control total de la enfermedad, pero en los casos donde se observó algún síntoma la severidad fue de 1 o menor.

5.3.2 Área bajo la curva del progreso de la severidad (ABCPS)

Los valores de ABCPS en los seis experimentos tuvieron un comportamiento similar a los observados al evaluar la severidad. Los resultados del análisis de varianza (Anexos 5 y 6) indican que en las plantas cultivadas en suelo de San Pedro Tlatemalco y La Paila ocurrió una interacción significativa entre los cuatro productos químicos evaluados, mientras que en suelo de Tres Cruces tres de las cuatro posibles interacciones de segundo orden resultaron significativas. Las plantas inoculadas sin aplicaciones de productos químicos tuvieron valores de área considerablemente más altos que el resto de tratamientos, mientras que las plantas cultivadas en suelo no inculado no mostraron síntomas de la enfermedad, independientemente si el suelo fue esterilizado o no.

Las aplicaciones individuales de metalaxil, fosetil aluminio o propamocarb, aplicados solos, y la alternancia de metalaxil con fosetil aluminio o con propamocarb, tuvieron un control total de la enfermedad en los seis experimentos (Figura 10). El resto de tratamientos mostraron variaciones en el nivel de control de la enfermedad, con casos tanto de control total como niveles bajos en el ABCPS, que variaron entre cero y 125 unidades (Figura 10). Las aplicaciones alternadas con tres o cuatro productos no tuvieron un control completo de la enfermedad en todos los casos pero las áreas máximas calculadas no excedieron las 90 unidades.

Al comparar el efecto de suelo sobre el ABCPS puede observarse en la Figura 10 que el suelo de Tres Cruces presentó más casos de síntomas de enfermedad que en los suelos de

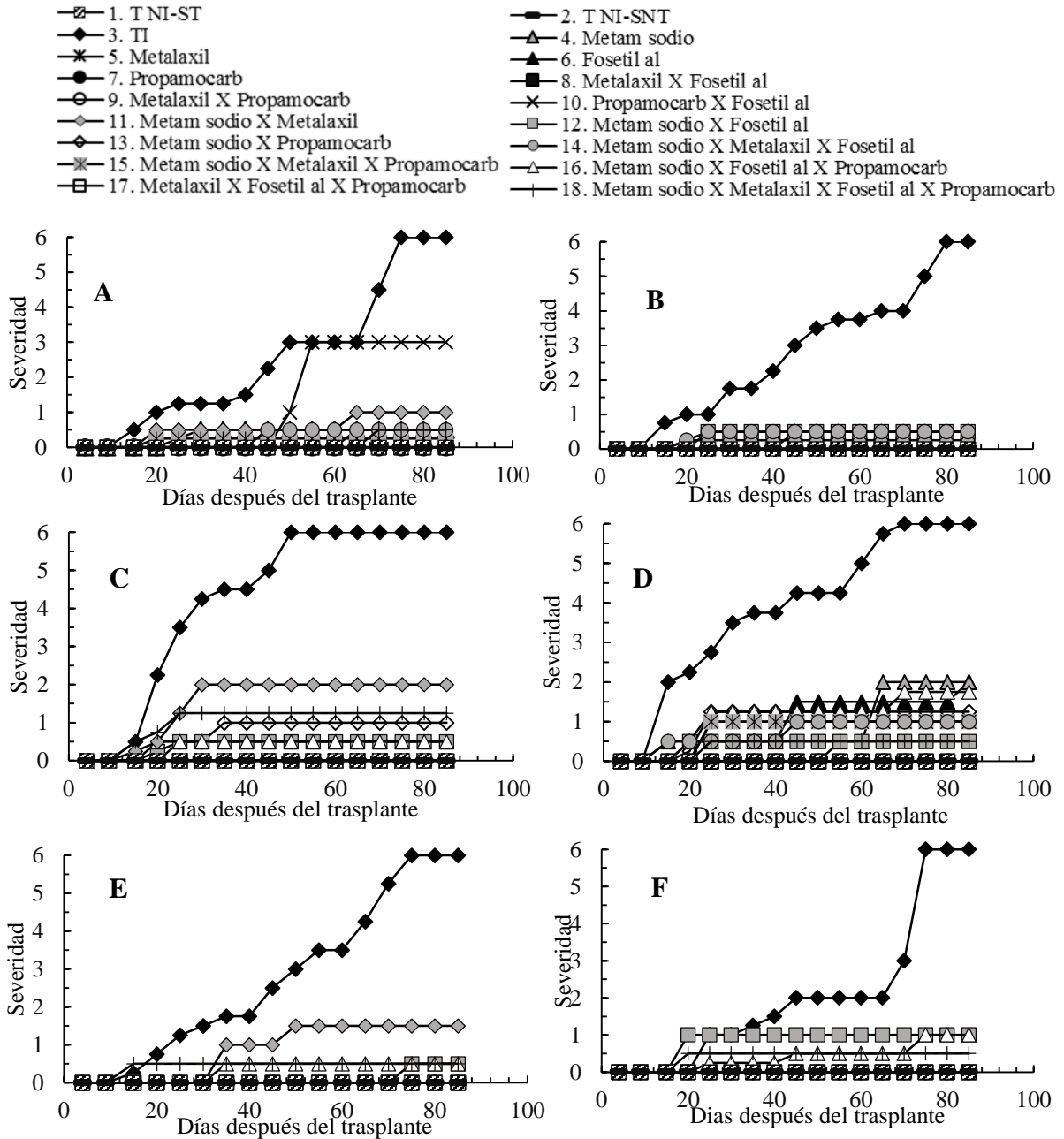


Figura 9. Severidad de la marchitez de chile de árbol (*Capsicum annuum* L) de plantas cultivadas en suelos con o sin inoculación con *Phytophthora capsici* y tratados con metam sodio (Lucafum), metalaxil (Ridomil Gold 480), propamocarb (Previcur N) y fosetil aluminio (Aliette) solos o alternados. Experimento 1 (A) y 2 (B) en suelos de San Pedro Tlatemalco de la Vega de Metztlán, Hidalgo (VMH). Experimento 1 (C) y 2 (D) En suelo de Tres Cruces, VMH. Experimento 1 (E) 2 (F) en suelo de la Paila, VMH. La cepa de *P. capsici* fue aislada de chile de árbol de la VMH. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas por planta. Promedios de cuatro repeticiones. T NI-ST: Testigo no inoculado-suelo tratado; T NI-SNT: Testigo no inoculado-suelo no tratado; TI: Testigo inoculado.

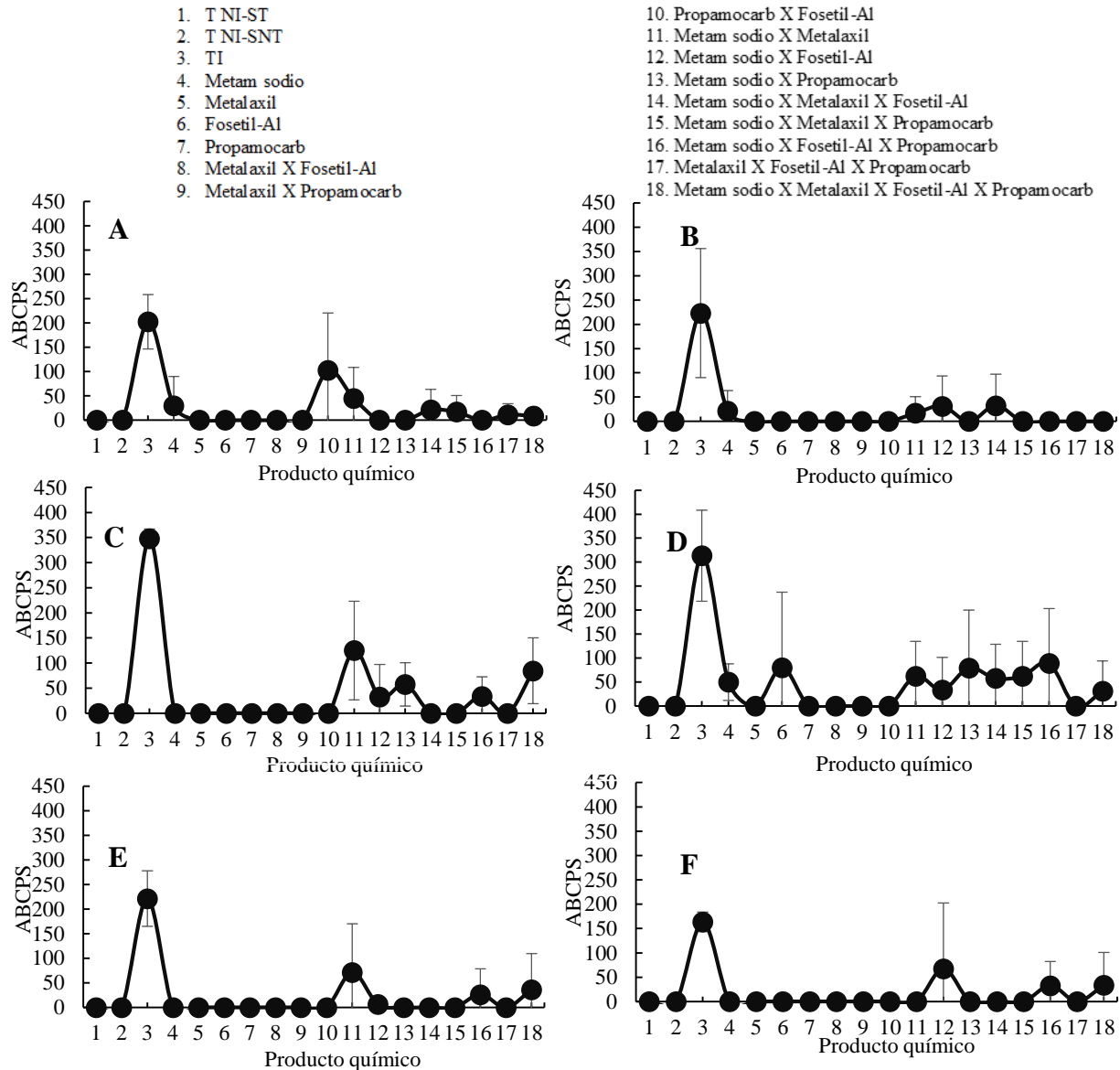


Figura 10. Área bajo la curva del progreso de la severidad de la marchitez del chile de árbol (*Capsicum annuum* L) de plantas cultivadas en suelos con y sin inoculación con *Phytophthora capsici* y tratados con metam sodio (Lucafum), metalaxil (Ridomil Gold 480), propamocarb (Previcur N) y Fosetil Aluminio (Aliette) solos o alternados. Experimento 1 (A) y 2 (B) en suelos de San Pedro Tlatemalco de la Vega de Metztlán, Hidalgo (VMH). Experimento 1(C) y 2(D) en suelo de Tres Cruces, VMH. Experimento 1 (E) y 2 (F) en suelo de la Paila. La cepa de *P. capsici* fue aislada de chile de árbol de la VMH. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas por planta. Promedios de 4 repeticiones. Las barras verticales representan el error estándar de la media. T NI-ST: Testigo no inoculado-suelo tratado; T NI-SNT: Testigo no inoculado-suelo no tratado; TI: Testigo inoculado.

San Pedro Tlatemalco y La Paila, así como menor consistencia en la reproducibilidad de los resultados entre experimentos, sin embargo, aún en este escenario los tratamientos recurrentes de metalaxil o propamocarb, o la aplicación alternada de metalaxil con fosetil aluminio o con propamocarb y propamocarb con fosetil aluminio, tuvieron un control total de la enfermedad en ambos experimentos.

5.3.3. Peso seco de la parte aérea

Los resultados del análisis de varianza en el experimento 1 sobre esta variable indican que en el suelo de San Pedro Tlatemalco resultaron significativas las interacciones propamocarb X fosetil aluminio y metam sodio X metalaxil. En el suelo de Tres Cruces resultó altamente significativa la interacción entre los cuatro productos químicos en evaluación, mientras que en el suelo de La Paila solo el efecto principal del metam sodio resultó significativo (Anexo 7). De acuerdo con estos resultados, en el caso de las plantas cultivadas en suelo de La Paila el tratamiento con metam sodio durante 43 h y un período de espera de 45 d, causó una reducción significativa (Tukey, $\alpha=0.05$) en la producción de materia seca de las plantas de chile, de 1.12 a 0.81 g y no se detectó efecto significativo del resto de tratamientos.

En la Figura 11 se reportan los promedios de los efectos de interacción observados en suelo de San Pedro Tlatemalco y Tres Cruces. Aunque los rangos de variación en la acumulación de materia seca en la parte aérea de los testigos inoculados y las plantas tratadas con metalaxil se traslapan, el promedio de estas últimas resultó ligeramente mayor (Figura 11 A). Por el contrario el promedio de las plantas tratadas con metam sodio mostró una reducción con respecto a los dos tratamientos anteriores. Cuando se fumigó el suelo con metam sodio y posteriormente se realizó una aplicación de metalaxil al suelo, el peso seco de la parte aérea fue aún menor que el observado con metam sodio aplicado solo, pero los rangos de variación observados fueron muy similares.

Aunque la interacción propamocarb X fosetil aluminio resultó significativa en el análisis de varianza, los rangos de variación en el peso seco asociados a los factores involucrados se traslapan en todos los casos (Figura 11 B). El promedio del fosetil aluminio aplicado solo no difirió del testigo inoculado y sin tratamiento químico. Por el contrario la aplicación recurrente de propamocarb dió como resultado un incremento medio del peso seco de la parte aérea de 37 % con respecto al testigo inoculado. Cuando se aplicó en forma alternada el fosetil aluminio con propamocarb el promedio resultó ligeramente menor que el testigo inoculado (16.1 % menor).

En las plantas del experimento 1, realizado en suelo de Tres Cruces, la mayor acumulación de materia seca en la parte aérea ocurrió en los tratamientos no inoculados con suelo esterilizado (Figura 11 C). Este promedio fue seguido cercanamente por el conjunto de plantas inoculadas y tratados con aplicaciones recurrentes de fosetil aluminio, ya que su media fue ligeramente menor y sus rangos de variación tienen un grado considerable de traslape. A su vez las plantas cultivadas en suelo no esterilizado y no inoculado tuvieron una acumulación de materia seca significativamente menor que las no inoculadas y cultivadas en suelo esterilizado y su promedio y rangos de variación fueron similares a los observados con los tratamientos recurrentes de metalaxil, fosetil aluminio o propamocarb solos, o metalaxil alternado con fosetil aluminio o con propamocarb, o propamocarb alternado con fosetil aluminio, ya que sus medias fueron en general similares y sus rangos de variación se traslapan. Las plantas cultivadas en suelo no esterilizado pero sí inoculado con el pseudohongo tuvieron una producción de biomasa considerablemente más baja que los testigos no inoculados y a su vez significativamente menor a la observada con los tratamientos químicos antes mencionados. Por otra parte, cuando se fumigó con metam sodio 45 días antes del trasplante los promedios de materia seca fueron tan bajos como los observados en el testigo inoculado y sin tratamiento químico. Este mismo patrón de respuesta se observó en todas las combinaciones de productos químicos donde estuvo involucrado el metam sodio, lo cual fue debido a un efecto residual del pesticida que causó fitotoxicidad. Esto es particularmente evidente al comparar los resultados anteriores con el tratamiento 17, consistente en la alternancia de metalaxil, fosetil aluminio y propamocarb, quien produjo más del doble de materia seca en la parte aérea que los tratamientos donde estuvo involucrado el metam sodio y cuyo rango de variación se traslapa con lo observado en los tratamientos 8, 9 y 10, que involucran interacciones de primer orden entre metalaxil, fosetil aluminio y propamocarb.

Los resultados del análisis de varianza del segundo experimento con suelo de San Pedro Tlatemalco indican efectos altamente significativos de las interacciones metalaxil X fosetil aluminio X propamocarb y metam sodio X fosetil aluminio (Anexo 8). En el segundo experimento realizado con suelo de la localidad de Tres Cruces, sólo la interacción metam sodio X metalaxil resultó altamente significativa. En el segundo experimento con suelo de La Paila solo resultó significativa la interacción metalaxil X fosetil aluminio.

En el caso del experimento en San Pedro Tlatemalco, la interacción metam sodio X fosetil aluminio tuvo un comportamiento muy similar al observado en el experimento 1, el cual consistió

en una reducción drástica en la acumulación de materia seca en las plantas cultivadas en suelo previamente fumigado con metam sodio con respecto al testigo inoculado y sin tratamientos químicos (Figura 12). Al aplicar fosetil aluminio sólo, se obtuvo un promedio de acumulación de materia seca mayor que el observado en el testigo de referencia aunque sus rangos de variación tuvieron un traslape parcial. Al aplicar el fosetil aluminio a plantas cultivadas en suelo fumigado previamente con metam sodio, el promedio de materia seca en la parte aérea fue muy similar al observado con el metam sodio solo y considerablemente menor que el observado con fosetil aluminio solo o con el testigo.

Los resultados de la triple interacción metalaxil X fosetil aluminio X propamocarb en suelos de San Pedro Tlatemalco (Figura 12 B) indican que no obstante que los rangos de variación de todos los tratamientos involucrados se traslaparon, el testigo inoculado y sin tratamiento químico tuvo el promedio más bajo de producción de materia seca. Los tratamientos con metalaxil, fosetil aluminio o propamocarb solos, la combinación de metalaxil con fosetil aluminio o con propamocarb, o este último con fosetil aluminio tuvieron promedios más altos que el testigo inoculado; sin embargo, cuando se alternaron secuencialmente estos tres productos químicos el promedio de producción de materia seca superó a todos los tratamientos anteriores.

La interacción metam sodio X metalaxil observada en suelo de Tres Cruces consistió también en una reducción significativa en la acumulación de materia seca con respecto al testigo inoculado cuando se fumigó previamente con metam sodio. Al aplicar el metalaxil sólo el promedio de esta variable superó numéricamente al testigo inoculado pero hubo traslape en sus rangos de variación. Cuando ambos productos se aplicaron a las mismas plantas la cantidad de materia seca producida fue en promedio numéricamente más baja que en el resto de tratamientos considerados en esta interacción, pero dentro del rango de variación observado para el metam sodio solo (Figura 12 C).

Las aplicaciones alternadas de metalaxil con fosetil aluminio en el suelo de La Paila no tuvieron resultados consistentes con los previamente descritos para el experimento 1, ni con los realizados en suelo de San Pedro Tatemalco o Tres Cruces. En este caso, la aplicación de metalaxil o fosetil aluminio sólo o alternados produjeron promedios numéricamente menores que los del testigo inoculado (Figura 12 D). La reducción fue más drástica cuando se aplicó recurrente-

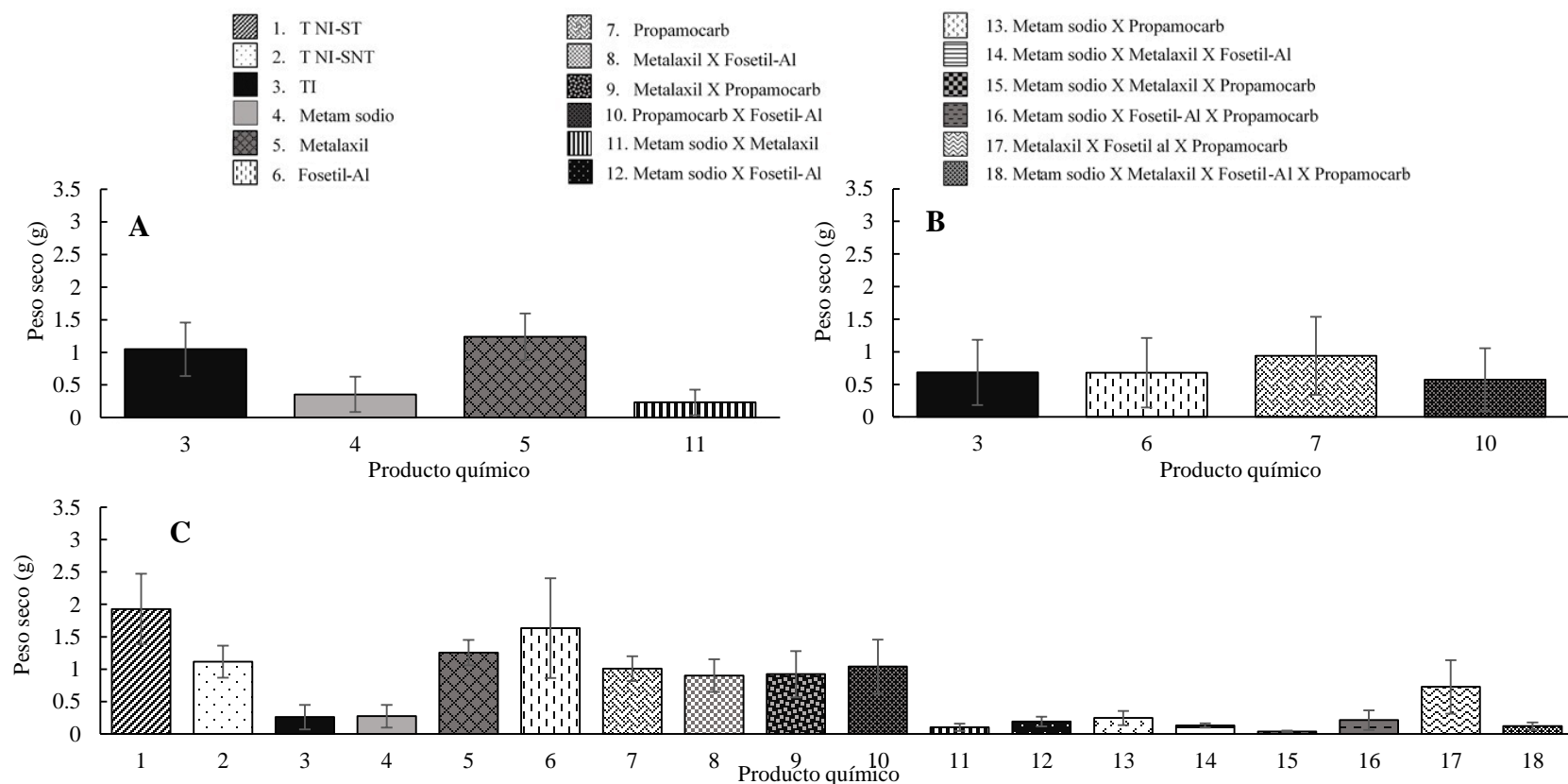


Figura 11. Efectos de interacción significativos detectados en el experimento 1 sobre el peso seco de la parte aérea de plantas de chile de árbol inoculadas con *Phytophthora capsici*. (A) interacción metam sodio (Lucafum) X metalaxil (Ridomil Gold 480), (B) interacción propamocarb (Previcur N) X fosetil aluminio (Aliette), ambas en suelo de San Pedro Tlatemalco, Vega de Metztlán, Hidalgo (VMH). (C) Efecto de interacción metam sodio (Lucafum) X metalaxil (Ridomil Gold 480) X fosetil aluminio (Aliette) X propamocarb (Previcur N) en suelo de Tres Cruces, VMH. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas de una cepa aislada de chile de árbol de la VMH. En (C) se agregan resultados de testigos no inoculados: NI-ST=Testigo no inoculado-suelo esterilizado, T NI-SNT = Testigo no inoculado-suelo no esterilizado. TI =Testigo inoculado suelo no esterilizado. Promedios de 16 (A y B), y 4 repeticiones (C). Las barras verticales representan el error estándar de la media.

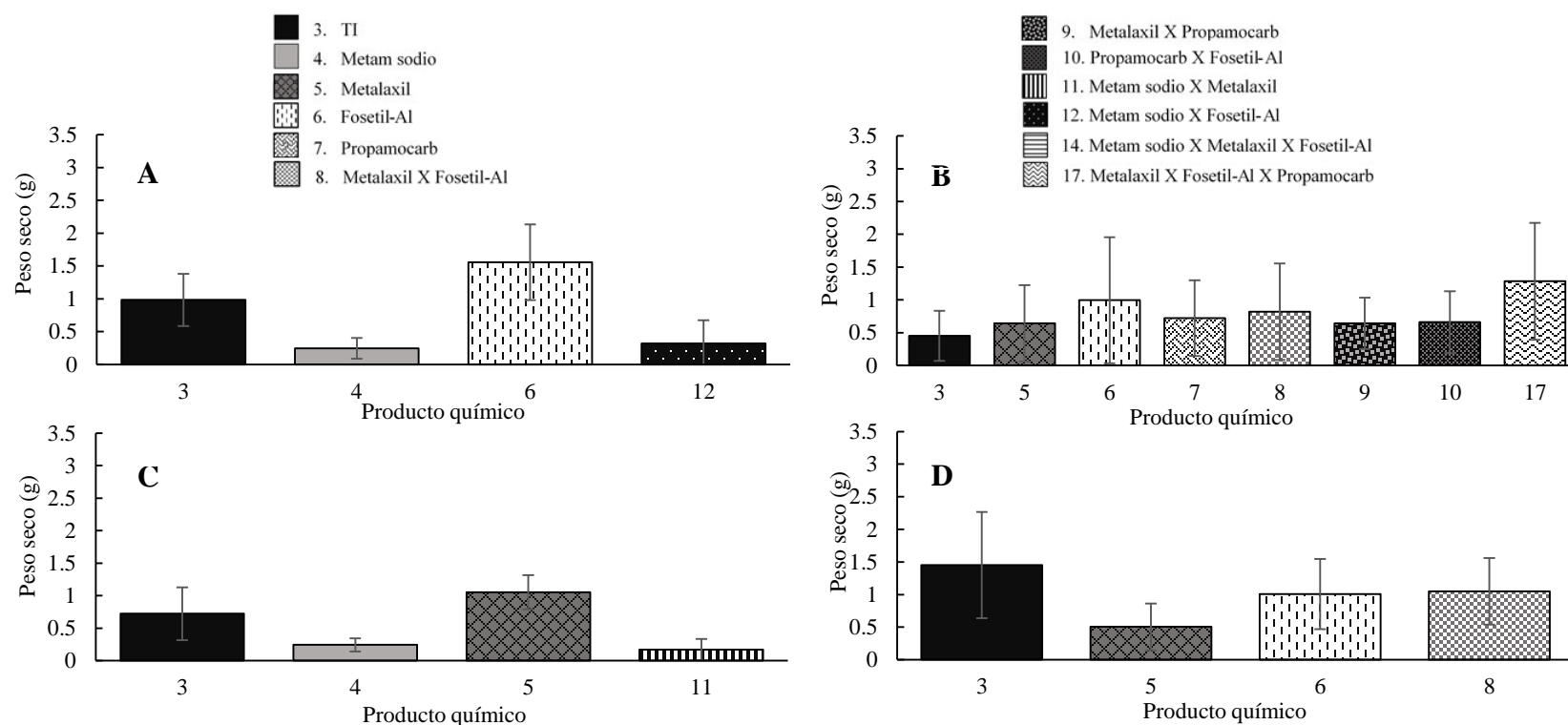


Figura 12. Efectos de interacción metam sodio (Lucafum) X fosetil aluminio (Aliette) (A) y metalaxil (Ridomil Gold 480) X fosetil aluminio (Aliette) X propamocarb (Previcur N) (B) en suelo de San Pedro Tlatemalco, Vega de Metztlán, Hidalgo (VMH); efecto de interacción entre metam sodio (Lucafum) y metalaxil (Ridomil Gold 480) en suelo de Tres Cruces, VMH (C) y efecto de interacción entre metalaxil (Ridomil Gold 480) y fosetil aluminio (Aliette) en suelo de la Paila, VMH (D), sobre el peso seco de la parte aérea de plantas de chile de árbol (*Capsicum annuum* L), experimento 2, inoculadas o no con *Phytophthora capsici*. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas de una cepa aislada de chile de árbol de la VMH. Promedios de 16 (A), 8 (B), 16 (C) y 16 (D) repeticiones. Las barras verticales representan el error estándar de la media. T NI-ST: Testigo no inoculado-suelo tratado; T NI-SNT: Testigo no inoculado-suelo no tratado; TI: Testigo inoculado.

mente el metalaxil solo. La aplicación de fosetil aluminio solo o combinado con el metalaxil produjo un promedio más alto pero numericamente menor que el testigo; sin embargo los rangos de variación se traslaparon en la mayoría de los casos.

5.3.4. Discusión.

El efecto de la aplicación de productos químicos para el control de la marchitez del chile (*Phytophthora capsici*) varió entre suelos de la Vega de Metztlán en función del tipo de combinaciones utilizadas. Sin embargo, los resultados obtenidos indican que la enfermedad se restringió a niveles mínimos de severidad e inclusive hubo control total de la marchitez con las aplicaciones individuales y recurrentes de metalaxil, fosetil aluminio o propamocarb y la alternancia de metalaxil con fosetil aluminio y metalaxil con propamocarb. Se ha reportado previamente que el metalaxil (Silvar *et al.*, 2006), fosetil aluminio (Yandoc *et al.*, 2007; Weiland *et al.*, 2009) y propamocarb (Moorman y Kim, 2004; Hu *et al.*, 2007) tienen un efecto supresivo sobre oomicetos.

También se ha reportado que metalaxil a dosis de 1.5 mL L⁻¹ disminuye la enfermedad en 54.5 % (González, 1997) y 83.3 % (Fernández-Herrera *et al.*, 2007), mientras que en nuestros experimentos se obtuvo una reducción del 100%. El fosetil aluminio controló la enfermedad en 66.7 % en uno de nuestros experimentos, pero en el resto tuvo un control total, mientras que el propamocarb redujo la enfermedad en 100% en todos los casos. Otros autores han reportado 83.3 % de control de la enfermedad en jitomate con aplicaciones de fosetil aluminio (Fernández-Herrera *et al.*, 2007) y del 60 al 80 % de protección en infecciones por zoosporas de oomicetos en otros cultivos con propamocarb. En evaluaciones en invernadero se ha reportado que diversos productos químicos (Ridomil Gold, Previcur Flex y otros) aplicados al suelo contra *P. capsici* aumentan la sobrevivencia de las plantas (Matheron y Porchas, 2006; Matheron y Porchas, 2011). Dado que en nuestros experimentos también se demostró capacidad supresiva contra el patógeno, estos productos químicos pueden ser considerados dentro de las alternativas para el manejo de la marchitez del chile en la Vega de Metztlán, Hidalgo.

Matheron y Porchas (2006) reportaron que datos de crecimiento de la planta no son tan importantes para evaluar la eficacia de los productos químicos, sin embargo, nuestros resultados permiten visualizar que la producción de materia seca tendió a ser mayor, con respecto al testigo inoculado en la mayoría de los casos, con excepción de los tratamientos donde se incluyó el metam

sodio en la estrategia de control. Esto pudo ser causado del efecto negativo de este agroquímico en la ecología del suelo (Cao, 2004). Se ha reportado que el metam sodio cambia la comunidad microbiana con impactos persistentes sobre las bacterias involucradas en el ciclo del nitrógeno (Toyota *et al.*, 1999) y otros organismos benéficos para las plantas (De Jon *et al.*, 1995; Schreiner *et al.*, 2001). También se han reportado efectos negativos por fitotoxicidad (Saladin *et al.*, 2003; Untiedt y Blanke, 2004; Petit *et al.*, 2008). En los experimentos realizados en el presente trabajo virtualmente todas las plantas de los tratamientos que involucraron al metam sodio mostraron algún síntoma de fitotoxicidad, por lo que se hace necesario adecuar el manejo de este producto si se desea utilizar en suelos de la Vega de Metztlán, con una evaluación de los riesgos ecológicos que su uso represente.

El mejor crecimiento obtenido en la mayoría de los casos con las aplicaciones de fosetil aluminio solo o alternado, indica que puede ser una opción en las estrategias de manejo y en la alternancia de ciclo a ciclo con alguno de los productos antes mencionados, que además podría reducir la posibilidad de acumulación de poblaciones de *Phytophthora capsici* resistentes a esos productos.

5.4. Evaluación de productos biológicos disponibles en el mercado nacional para el control de *Phytophthora capsici*

5.4.1 Severidad de la enfermedad

En el experimento 1 todas las plantas sin inoculación no mostraron síntomas de la enfermedad (Figura 13 A). En las plantas inoculadas con *Phytophthora capsici* y sin medidas de control biológico los síntomas de la enfermedad se hicieron evidentes a partir del día 11 después de del trasplante, independientemente de la procedencia del suelo utilizado. Posteriormente la enfermedad incrementó su severidad gradualmente hasta llegar a la muerte. Las plantas de chile inoculadas y tratadas con algún producto biológico solo o en combinación mostraron niveles bajos de enfermedad. Los tratamientos que tuvieron mayor control de la enfermedad fueron Baktillis y Fus out con Probac (0.5 de severidad). En el resto de los tratamientos la severidad promedio no alcanzó el valor de 2 en severidad. La combinación de Natucontrol con Probac o Baktillis tuvo el menor control de la enfermedad con un promedio de 1.8 en severidad.

En el experimento 2 las plantas no inoculadas tampoco tuvieron síntomas de la enfermedad y los tratamientos de control biológico tuvieron niveles muy similares a los observados en el experimento 1 (Figura 13 B).

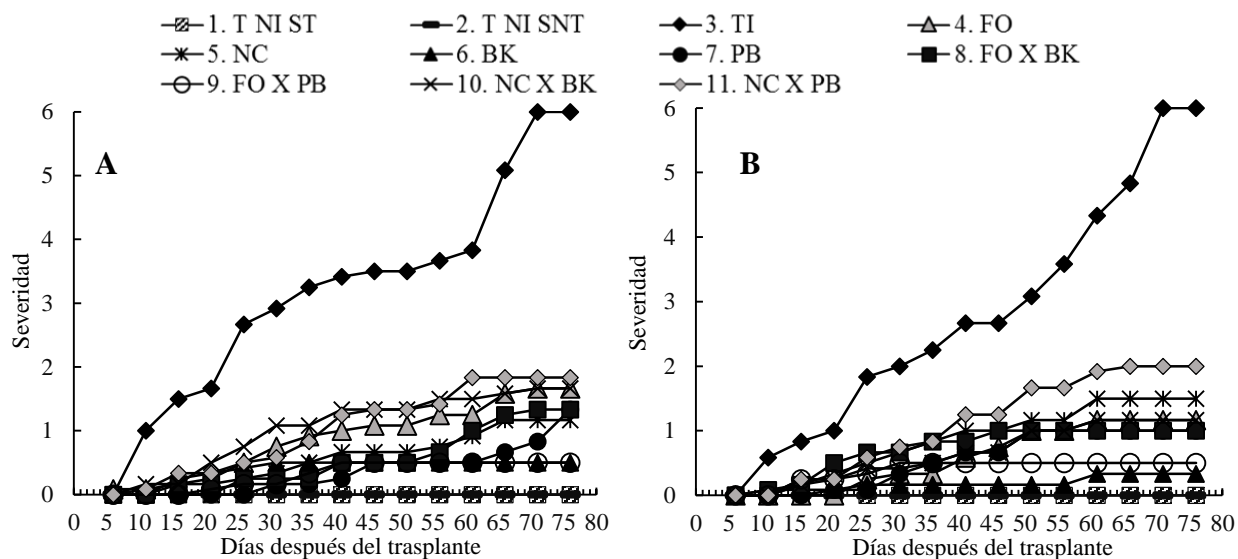


Figura 13. Severidad (Sanogo, 2006) de la marchitez de chile de árbol (*Capsicum annuum* L) de plantas cultivadas en suelos de la Vega de Metztilan, Hidalgo (VMH), con o sin inoculación con *Phytophthora capsici* y tratados con FO=Fus out® (*Trichoderma harzianum*), NC=Natucontrol® (*Trichoderma harzianum*), BK=Baktillis® (*Bacillus subtilis*) y PB=Probac® (*Bacillus subtilis*) solos o combinados en el experimento 1 (A) y 2 (B). La cepa de *P. capsici* fue aislada de chile de árbol de la VMH. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas por planta. Promedios de 12 repeticiones. T NI-ST: Testigo no inoculado-suelo esterilizado; T NI-SNT: Testigo no inoculado-suelo no esterilizado; TI: Testigo inoculado.

5.4.2 Área bajo la curva del progreso de la severidad (ABCPS)

Los valores del área bajo la curva del progreso de la severidad en los dos experimentos tuvieron un comportamiento similar a los observados en la severidad. Los resultados del análisis de varianza de los dos biosensayos indican que sólo las aplicaciones de los productos biológicos tuvieron diferencias significativas en el ABCPS. En caso de la procedencia del suelo no se detectó significancia del efecto principal ni de la interacción con los biológicos (Anexo 9 y 10). Las plantas inoculadas sin aplicaciones de productos biológicos tuvieron valores de ABCPS más altos que el resto de los tratamientos y las plantas cultivadas en suelo no inoculado tuvieron un valor de cero (Figura 14 A y B). Con excepción del tratamiento Natu Control con Probac en el experimento 2, la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) indica diferencias significativas entre los tratamientos biológicos y el testigo inoculado y sin medidas de control. Sin embargo, en concordancia con los resultados de

severidad, todas las plantas tratadas con algún producto biológico mostraron en promedio un valor bajo en el ABCPS sin diferencias estadísticas tanto entre ellos como con respecto a los testigos no inoculados. El valor mas bajo de área se observó con la combinación de Fus out con Probac (22.5 unidades) en el experimento 1 y Baktillis (12.9 unidades) en el experimento 2. El resto de los tratamientos mostraron variaciones en el nivel de la enfermedad pero no excedieron las 80 unidades en ambos experimentos, mientras que el testigo inoculado alcanzó alrededor de 200.

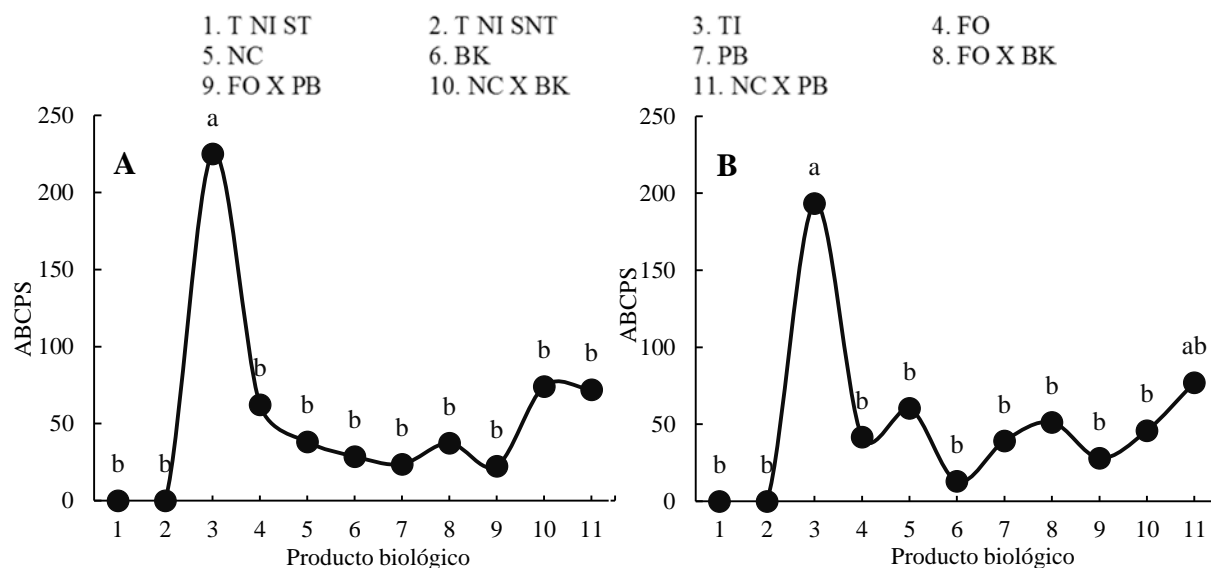


Figura 14. Área bajo la curva del progreso de la severidad de la marchitez de plantas de chile de árbol (*Capsicum annuum* L) cultivadas en suelos con y sin inoculación con *Phytophthora capsici* y tratados con FO=Fus out® (*Trichoderma harzianum*), NC=Natucontrol® (*Trichoderma harzianum*), BK=Baktillis® (*Bacillus subtilis*) y PB=Probac® (*Bacillus subtilis*) solos o combinados en el experimento 1 (A) y 2 (B). T NI-ST: Testigo no inoculado-suelo esterilizado; T NI-SNT: Testigo no inoculado-suelo no esterilizado; TI: Testigo inoculado. La cepa de *P. capsici* fue aislada de chile de árbol de la VMH. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas por planta. Promedios de 12 repeticiones. Medias con la misma letra son estadísticamente iguales.

5.4.3 Peso seco de la parte aérea

Los resultados del análisis de varianza del peso seco de la parte aérea en los experimentos 1 y 2 indican diferencias significativas en el efecto de los productos biológicos sobre esta variable (Anexos 11 y 12).

En el experimento 1, las plantas cultivadas sin inoculación tuvieron la mayor acumulación de materia seca, mientras que las plantas inoculadas con *Phytophthora capsici*, sin medidas de control, tuvieron la menor cantidad de materia seca (Figura 15 A). Entre los productos biológicos evaluados los tratamiento con Fus out más Baktillis y Natu Control más Baktillis tuvieron pesos

estadísticamente iguales que los observados en el testigo no inoculado en suelo esterilizado, pero a su vez sus diferencias no resultaron significativas con respecto al resto de tratamientos. El testigo no inoculado con suelo no esterilizado tuvo el mismo comportamiento. El resto de tratamientos con algún producto biológico tuvo pesos secos estadísticamente iguales entre sí y con respecto al testigo inoculado.

En el experimento 2 las plantas no inoculadas, cultivadas en suelo esterilizado o no esterilizado, tuvieron el mayor peso seco de la parte aérea, mientras que las plantas inoculadas con *P. capsici* tuvieron el menor peso seco (Figura 15 B). Todas las plantas tratadas con algún producto biológico, con excepción de la combinación Natucontrol más Probac, aunque tuvieron un peso seco menor fueron estadísticamente iguales que los testigos no inoculados (Tukey $\alpha = 0.05$). Por otra parte los tratamientos Fus out, Baktillis y la combinación de ambos tuvieron promedios significativamente más altos que el testigo inoculado y sin medidas de control. Por otra parte, aunque los promedios de los tratamientos con productos biológicos mostraron las variaciones antes mencionadas, las diferencias entre sus promedios no resultaron significativas.

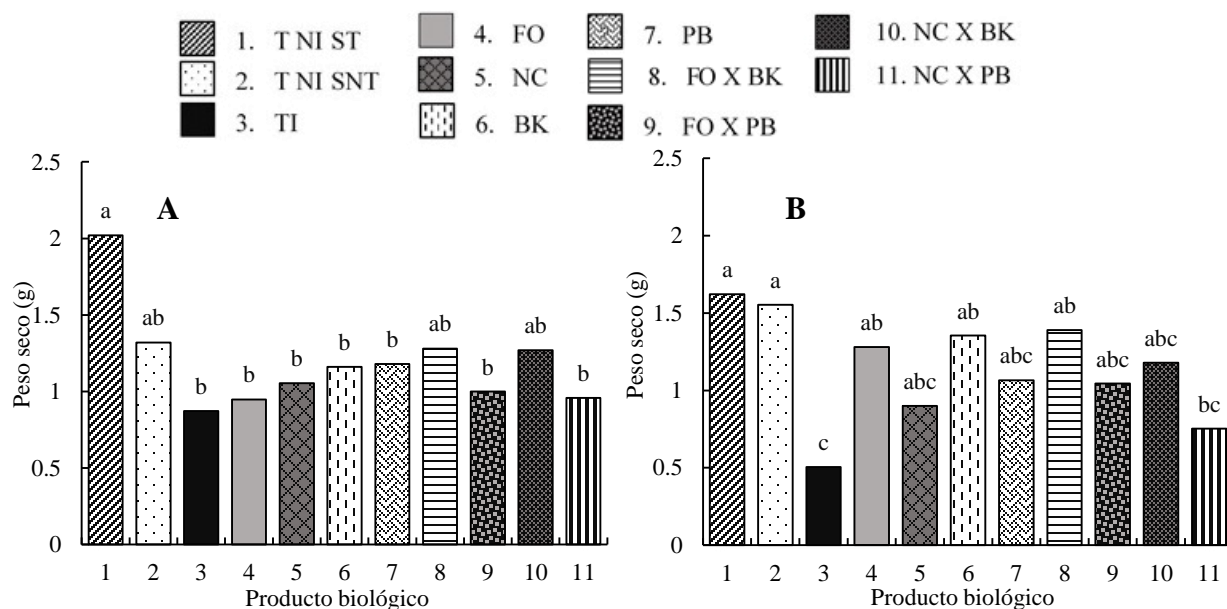


Figura 15. Efecto de productos biológicos sobre el peso seco de la parte aérea de plantas de chile de árbol (*Capsicum annuum* L) cultivadas en suelos con y sin inoculación con *Phytophthora capsici* y tratados con FO=Fus out® (*Trichoderma harzianum*), NC=Natucontrol® (*Trichoderma harzianum*), BK=Baktillis® (*Bacillus subtilis*) y PB=Probac® (*Bacillus subtilis*) solos o combinados en el experimento 1 (A) y 2 (B). T NI-ST: Testigo no inoculado-suelo esterilizado; T NI-SNT: Testigo no inoculado-suelo no esterilizado; TI: Testigo inoculado. La cepa de *P. capsici* fue aislada de chile de árbol de la VMH. La inoculación se realizó con 10^5 zoosporas por planta. Promedios de 12 repeticiones. Medias con la misma letra son estadísticamente iguales.

5.4.4 Discusión

Aunque todos los productos biológicos evaluados no tuvieron control total de la marchitez sí hubo efectos importantes en la reducción en la enfermedad con los tratamientos de Fus out, Natucontrol, Baktillis y Probac solos o en combinación, quienes permitieron la sobrevivencia de las plantas de chile de árbol con bajos niveles de severidad y ABCPS hasta los 76 ddt que duró el experimento. El control biológico proporcionado por los productos comerciales disminuyó los síntomas de la marchitez del chile pero en ninguno de los casos se observaron valores de cero severidad como ocurrió en los testigos sin inoculación. Es posible que los microorganismos contenidos en los productos comerciales no hayan podido establecerse completamente en la rizósfera, por lo que la producción de sustancias antagónicas o el posible efecto de competencia contra sobre el patógeno, reportado en otros trabajos en el caso de *Trichoderma* sp. y *Bacillus* sp. (Schippers *et al.*, 1987; Bais *et al.*, 2004; Agrios, 2005; Fernández-Herrera *et al.*, 2007) no fueron suficientes para impedir la infección de *P. capsici* en las raíces de chile.

En nuestros resultados, resaltan los bajos valores de severidad observados en las plantas tratadas con Baktillis o Fus out con Probac, así como el incremento en la acumulación de materia seca en las plantas tratadas con Fus out o Natucontrol con Baktillis. Se ha reportado que *Bacillus subtilis* y *Trichoderma harzianum* pueden favorecer el crecimiento de las plantas cuya rizósfera colonizan (Nemec *et al.*, 1996; Benhamou *et al.*, 1998; Kloepper *et al.*, 2004; Ezziyyani *et al.*, 2005), por lo que en adición a un control parcial de la enfermedad pudieron también estimular el crecimiento de las plantas de chile de árbol favoreciendo la acumulación de materia seca en la parte aérea.

Trichoderma harzianum (Fus out y Natucontrol) es capaz de competir y desarrollar su micelio alrededor de las hifas del patógeno previniendo su penetración (Yedidia *et al.* 1999; Howell, 2003; Woo *et al.*, 2006). *Bacillus subtilis* (Probac y Baktillis) pueden promover cultivos sanos debido a diferentes mecanismos, tales como la supresión de algunos patógenos mediante la producción de antibióticos, un estímulo de las defensas de las plantas hospederas previo a la infección y la mayor absorción de nutrientes (McSpadden, 2004; Jourdan *et al.*, 2009). Posiblemente, la conjunción de estos mecanismos permitió que se propiciara un crecimiento vigoroso de las plantas y una mayor resistencia a la infección por *Phytophthora capsici*, así como una mayor producción de materia seca que las plantas inoculadas y sin medidas de control.

6. CONCLUSIONES

- El agente causal de la marchitez del chile de árbol de la Vega de Metztitlan, Hgo., es *Phytophthora capsici* Leonian.
- Hongos de las especies *Fusarium oxysporum* y *Rhizoctonia solani* están presentes en las raíces de chile pero no fue posible demostrar su patogenicidad en pruebas de inoculación individual.
- Las colectas de chile de árbol que mostraron mayores niveles de resistencia a la enfermedad fueron CP 1261, CP 1264 y CP 1305, lo cual las hace candidatas para ser consideradas en programas de mejoramiento genético por resistencia cuantitativa a la enfermedad.
- Las colecas de chile de árbol CP Compuesto Puebla 1 y CP Compuesto Puebla 2 tienen alta susceptibilidad a la infección por *Phytophthora capsici*. Estos genotipos pueden ser empleados como testigos positivos en experimentos de manejo de la enfermedad o programas de mejoramiento genético.
- *Phytophthora capsici* tuvo sensibilidad a las aplicaciones individuales de metalaxil, fosetil aluminio, propamocarb, la alternancia de metalaxil con fosetil aluminio y metalaxil con propamocarb, esto los hace una opción factible de ser considerada en las alternativas de manejo de la enfermedad.
- Aunque la aplicación de cualquiera de los productos bajo evaluación redujo significativamente los niveles de enfermedad, la alternancia de ingredientes activos no necesariamente produjo los mejores efectos en el control de la marchitez.
- Bajo las condiciones del presente trabajo, el metam sodio, además de que en algunos casos no causó un control total de la marchitez, tuvo efectos fitotóxicos sobre las plantas de chile de árbol.
- Los productos biológicos que mostraron mayor control de la enfermedad fueron Baktillis (*Bacillus subtilis*) y la combinación de Fus out (*Trichoderma harzianum*) con Probac (*Bacillus subtilis*) lo que los convierte en candidatos a ser considerados parte de un esquema de manejo integrado de la marchitez del chile de árbol en la Vega de Metztitlán.
- Natucontrol (*Trichoderma harzianum*) mostró menor capacidad para controlar al patógeno que el resto de tratamientos biológicos evaluados.

7. LITERATURA CITADA

- Adams, M. L., Holmes, G. J., and Jester, W. R. 2007. Evaluation of cultural practices and fungicides for control of *Phytophthora* blight of watermelon. Plant Disease Management Reports 2: V116.
- Agrios, G. N. 2005. Plant pathology. 5ta. ed. Elsevier Academic Press. USA. 923 p.
- Aguilar R., V.H., Corona T., T., López L., p., Latournerie M., L., Ramírez M., M., Villalón M., H., Aguilar C., J. A. 2010. Los chiles de México y su distribución. SINAREFI, Colegio de Postgraduados, INIFAP, IT-Conkal, UANL, UAN. Montecillo, Texcoco, Estado de México. 114 p.
- Akgül, D. S., and Mirik, M. 2008. Biocontrol of *Phytophthora capsici* pepper plants by *Bacillus megaterium* strains. Plant Pathology 90:29-34.
- Al-Mughrabi, K. I., Peters, R. D., Platt, H. W. (Bud), Moreau, G., Vikram, A., Poirier, R., and MacDonald, I. 2007. In-furrow applications of metalaxyl and phosphite for control of pink rot (*Phytophthora erythroseptica*) of potato in New Brunswick, Canada. Plant Disease 91:1305-1309.
- Anaya-López, J. L., Martín-González, M., Villordo-Pineda, E., Rodríguez-Guerra, R., Rodríguez-Martínez, R., Guevara-González, R.G., Guevara-Olvera, L., Montero-Tavera, V., Torres-Pacheco, I. 2011. Selección de genotipos de chile resistentes al complejo patogénico de la marchitez. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 2: 373-383.
- Ando, K., Hammar, S., and Grumet, R. 2009. Age-related resistance of diverse cucurbit fruit to infection by *Phytophthora capsici*. Journal of the American Society for Horticultural Science 134:176–182.
- Andrés A., J. L., Rivera M., A., Fernández P., J. 2005. Resistance of pepper germplasm to *Phytophthora capsici* isolates collected in northwest Spain. Spanish Journal of Agricultural Research. 3:429-436.
- Andrews, J.H. 1990. Biological control in the phyllosphere: Realistic goal or false hope?. Can. J. Plant Pathology 12: 300-307.
- Aragaki, M., and Uchida, J. Y. 2001. Morphological distinctions between *Phytophthora capsici* and *P. tropicalis* sp. nov. Mycology. 93:137-145.

- Aranda-Ocampo, S., y Fucikovsky, L. 1996. Evaluación del efecto de *Bacillus subtilis* en la producción del cultivo de papa (*Solanum tuberosum* L.) bajo condiciones de invernadero. Revista Mexicana de Fitopatología 14:166.
- Babadoost, M. 2003. Control of *Phytophthora* blight of bell pepper with fungicides. Plant Disease Management Reports 59:V131.
- Baines, R. C., Small, R. H., DeWolfe, T. A., Martin, J. P., and Stolzy, L. H. 1957. Control of the citrus nematode and *Phytophthora* spp. by vapam. Plant Disease Management Reports 41:405-414.
- Bais, H.P., Fall, R., Vivanco, J. M. 2004. Biocontrol of *Bacillus subtilis* against infection of *Arabidopsis* roots by *Pseudomonas syringae* is facilitated by biofilm formation and surfactin production. Plant Physiology 134: 307-319.
- Barnett, H.L., and Hunter, B.B. 1998. Illustrated genera of imperfect fungi. 4a. ed. American Phytopathology Society, MN. 217 p.
- Bartual, R., Lacasa A., Marsal J. I. y Tello, J. C. 1993. Efectos epistáticos en la resistencia a *Phytophthora capsici* Leo. en pimiento (*Capsicum annuum*). Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 19: 485-490.
- Bartual, R., Marsal, J.I., Carbonell, E.A., Tello, J. C., y Campos, T. 1991. Genética de la resistencia a *Phytophthora capsici* Leo en pimiento. Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 17: 3-124
- Benhamou, N., Kloepper, J. W., and Tuzum, S. 1998. Induction of resistance against *Fusarium* wilt of tomato by combination of chitosan with an endophytic bacterial strain: ultrastructure and cytochemistry of the host response. Planta 204:153-168.
- Bhagowati, R. R., Changkija, S. 2009. Genetic variability and traditional practices in Naga King Chili Landrace of Nagaland. Asian Agri-History. 13:171-180.
- Bnejdi, F., Saadoun M., Bechir A., Mohamed, Hanbury, C., El Gazza, M. 2010. Relationship between epistasis and aggressiveness in resistance of pepper (*Capsicum annuum* L.) to *Phytophthora nicotianae*. Genetics and molecular biology 33: 279-284.
- Booth, C. 1977. *Fusarium*. Laboratory guide to the identification of the major species. Commonwealth Mycological Institute. Surrey, England. 58 p.
- Browne, G. T., De Tar, W. R., Sanden, B. L., and Phene, C. J. 2002. Comparison of drip and sprinkler irrigation systems for applying metam sodium and managing stem rot on potato. Plant Disease 86:1211-1218.

- Campbell, C. L., and Madden, L. V. 1990. Introduction to plant disease epidemiology. John Wiley and Sons, New York. 532 p.
- Campo, R., Shroder, E., Chavez, R. E., and Zapata, M. 1994. Biological control of *Macrophonima phaseolina* (Tassi) Gold on Bean (*Phaseolus vulgaris*) by rhizobacteria. *Fitopatología Colombiana* 18:36-41.
- Cano H., A. 2002. Alternativas para el manejo de la marchitez del chile ocasionada por *Rhizoctonia solani* Kühn. Tesis de maestría. Univ. Autón. Chapingo. Chapingo, Méx. 55 p.
- Cao, Z. P., Yu, Y. L., Chen, G. K., and Dawson, R. 2004. Impact of soil fumigation practices on soil nematodes and microbial biomass. *Pedosphere* 14:387-393.
- Chew M., Y. I., Vega P., A., Palomo R., M., Jiménez D., F. 2008. Principales enfermedades del chile (*Capsicum annuum* L.). Folleto Técnico 15. INIFAP. 42 p.
- Cornell University. 1988. Metalaxyl. Chemical Fact Sheet 9/88.
- Corrales, O., Vargas E., Moreira, M. A. 1990. Efecto de la materia orgánica en el combate de la pudrición basal del chile dulce (*Capsicum annuum*) causada por *Phytophthora capsici*. *Agronomía costarricense* 14: 9-14.
- Crous, P.W., Gams, W., Stalpers, J.A., Robert V., and Stegehuis, G. 2004. MycoBank: an online initiative to launch mycology into the 21st century. *Studies in Mycology* 50: 19–22
- De Jong, F.M.W, Vandervoet, E., and Canters, K.J. 1995. Possible side effects of airborne pesticides on fungi and vascular plants in The Netherlands. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 30:77-84.
- De Liñán V., C. 2012. Agroquímicos de México. Productos fitosanitarios, nutricionales, orgánicos y otros insumos. Editorial TecnoAgrícola de México, S.A. de C.V. 768 p.
- Drenth, A., and Sendall, B. 2001. Practical guide to detection and identification of *Phytophthora*. CRC Tropical Plant Protection. Australia. 39 p.
- Duffy, B. K., and Weller, D. M. 1995. Use of *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis* alone and in combination with fluorescent *Pseudomonas* spp. to suppress take-all of wheat. *Plant Disease* 79:907-911.
- Egea, C., García, P. M., and Candela, M. E. 1996. Capsidiol accumulation in *Capsicum annuum* stems during the hypersensitive reaction to *Phytophthora capsici*. *Journal of Plant Pathology* 149:762-764.

- Ellis, M. A., Wilcox, W. F., and Madden, L. V. 1998. Efficacy of metalaxyl, fosetyl-aluminum, and straw mulch for control of strawberry leather rot caused by *Phytophthora cactorum*. *Plant Disease* 82:329-332.
- Erwin, D. C., Bartnicki-García, S., and Tsao, P.H. 1983. *Phytophthora*, its biology, taxonomy, ecology and pathology. American Phytopathology Society, MN. 392 p.
- Erwin, D. C., and Ribeiro, O. K. 1996. *Phytophthora* diseases Worldwide. American Phytopathology Society, MN. 562 p.
- Ezziyyani, M., Requena, M.A., Candela, M. A. 2005. Producción de proteínas-PR en la inducción de resistencia a *Phytophthora capsici* en plantas de pimiento. *Anales de Biología*. 27:143-154.
- Ezziyyani, M., A., Sid A., C., Pérez S., M.E. Requena., Candela, M. E. 2006. Control biológico por microorganismos antagonistas. *Horticultura*. 191: 8-15.
- Ferguson, L. M., Driver, J.G., and Louws, F.J. 2002. Evaluation of pepper lines for resistance to *Phytophthora* crown and root rot. *Plant Disease Management Reports* 18:V010.
- Fernández H., E. 2006. Patogenicidad y manejo de la pudrición de raíz y cuello en *Lycopersicon esculentum* Mill en invernadero. Tesis de maestria. Univ. Autón. Chapingo, Méx. 102 p.
- Fernández-Herrera, E., Acosta-Ramos, M., Ponce-González, F., y Manuel-Pinto, V. 2007. Manejo biológico de *Phytophthora capsici* Leo., *Fusarium oxysporum* Schlechtend.:Fr. y *Rhizoctonia solani* Kühn en jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). *Revista Mexicana de Fitopatología* 25:35-42.
- Ferrin, D. M., and Rohde, R. G. 1992. In vivo expression of resistance to metalaxyl by a nursery isolate of *Phytophthora parasitica* from *Catharanthus roseus*. *Plant Disease* 76:82-84
- Filippi, M.C., and Prabhu, A.S. 1997. Integrated effect of host plant resistance and fungicidal seed treatment on rice blast control in Brazil. *Plant Disease* 81:351-355.
- Foster, J. M., and Hausbeck, M. K. 2010. Resistance of pepper to *Phytophthora* crown, root, and fruit rot is affected by isolate virulence. *Plant Disease* 94:24-30.
- Fungicide Resistance Action Committee. 2013. FRAC, Code List. Fungicides sorted by mode of action. 10 p. Disponible en: <http://www.frac.info/frac/index.htm> (Consulta 14 agosto 2014).
- Gallegly, M. E., and Hong, M. 2008. *Phytophthora* identifying species by morphology and DNA fingerprints. American Phytopathology Society (APS Press), St. Paul, MN. 158 p.

- Gamliel, A., and Stapleton, J. J. 1993. Characterization of antifungal volatile compounds evolved from solarized soil amended with cabbage residues. *Phytopathol.* 83: 899-905.
- Gamliel, A., Austerweil, M., Kritsman, G. 2000. Non-chemical approaches to soilborne pest management-organic amendments. *Crop Protection* 19: 847-853.
- García-Rodríguez, M. R., Chiquito-Almanza, E., Loeza-Lara, D., Godoy-Hernández, H., Villordo P., E., Pons-Hernández, J. L., González-Chavira, M. M., Anaya-López, L. 2010. Producción de chile ancho injertado sobre criollo de Morelos 334 para el control de *Phytophthora capsici*. *Agrociencia.* 44: 701-709.
- Gardezi, K. A., García-Espinoza, R., Ferrera-Cerrato, R., y Larqué-Saavedra, M. 1999. Effect of arbuscular mycorrhizae on tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) in naturally infested soil with *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis lycopersici*. *Revista Mexicana de Fitopatología* 17:23-28.
- Garret, S.D. 1965. Ecology of soil-borne plant pathogens. Prelude to biological control. In: Baker, K.F. Y Snyder, W.C. (Ed). *Toward biological control of soil-born plant pathogens*. Univ. California Press. Berkeley, CA. pp: 4-17.
- Gómez-Dorantes N., Carreón, A., y Fernández-Pavía, S. P. 2008. Reducción de la susceptibilidad a *Phytophthora capsici* Leonian causante de la pudrición de raíz en jitomate (*Solanum lycopersicum* L). *Biológicas* 10:100-108.
- González C., M. M., Villordo P., E., Pons H., J. L., Delgadillo S., F., Paredes M. R., Godoy H., H., Anaya L., J.L., Gámez V., F. P., Medina C., T., Rodríguez G., R., Ruíz C., E., Ruíz L., A., Cardenas B., R., Cárdenas A., J. R., Torres P., I., Rendón P., E., Martínez Saldaña J., Mojarro D., F., Villaseñor E., O. M., Guerrero A., B. Z. 2009. Guía para el manejo de la marchitez del chile en Guanajuato. Consejo Estatal de Productores de Chile. Guanajuato. INIFAP. 34 p.
- González V., G. 1997. Evaluación del metalaxil-M 48% (Ridomil Gold) para el control de la marchitez del chile (*Phytophthora capsici* Leo) en Dolores Hidalgo, Gto., México. Tesis. Univ. Auton. Chapingo. Texcoco, Edo. de México. 55 p.
- González-Pérez, E., Yañez-Morales, M. J., Santiago-Santiago, V., y Montero-Pineda, A. 2004. Biodiversidad fungosa en la marchitez del chile y algunos factores involucrados, en Tlacotepec de José Manzo, el Verde, Puebla. *Agrociencia* 38:653-661.

- González-Real, M. M., Baille., and Liu, H. Q. 2008. Influence of fruit load on dry matter and N-distribution in sweet pepper plants. *Scientia Horticulturae* 117: 307-315.
- Granke, L. L., and Hausbeck, M. K. 2010. Effects of temperature, concentration, age, and algaecides on *Phytophthora capsici* zoospore infectivity. *Plant Disease* 94: 54-60.
- Granke, L. L., Quesada-Ocampo, L., Lamour K., and Hausbeck, M. K. 2012. Advances in research on *Phytophthora capsici* on vegetable crops in the United States. *Plant Disease* 96: 1588-1600.
- Granke, L. L., Windstam, S. T., Hoch, H. C., Smart, C. D., and Hausbeck, M. K. 2009. Dispersal and movement mechanisms of *Phytophthora capsici* sporangia. *Phytopathology* 99:1258-1264.
- Guerrero-Moreno, A., and Laborde J. A. 1980. Current status of pepper breeding for resistance to *Phytophthora capsici* in México. pp: 52-56. Synopses of the IVth Meeting of the *Capsicum* Working Group of Eucarpia. I. V.T., Wageningen, The Netherlands.
- Guigón-López, C., y González-González, P.A. 2004. Selección de cepas nativas de *Trichoderma* spp. con actividad antagónica sobre *Phytophthora capsici* Leonian y promotoras de crecimiento en el cultivo de chile (*Capsicum annuum* L.). *Revista Mexicana de Fitopatología* 22:117-124.
- Guillén-Cruz, R., Hernández-Castillo, F.D., Gallegos-Morales, G., Rodríguez-Herrera, R., Aguilar-González, C.N., Padrón-Corral, E., y Reyes-Valdés, M.H. 2006. *Bacillus* spp. como biocontrol en un suelo infestado con *Fusarium* spp., *Rhizoctonia solani* Kühn y *Phytophthora capsici* Leonian y su efecto en el desarrollo y rendimiento del cultivo de chile (*Capsicum annuum* L.). *Revista Mexicana de Fitopatología* 24-105-114.
- Gutiérrez A., H. 2000. Resistencia de 20 cultivares de chile (*Capsicum annuum* L.) a *Phytophthora capsici* Leo. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. Texcoco, Edo de Méx. 83 p.
- Harman, G. E., Obregon, M. A., Samuels, G. J., Lorito, M. 2010. Changing models for commercialization and implementation of biocontrol in the developing and the developed world. *Plant Disease* 94: 928-939.
- Hausbeck, M. K., and Lamour, K. H. 2004. *Phytophthora capsici* on vegetable crops: Research progress and management challenges. *Plant Disease* 88:1292-1303.
- Hausbeck, M. K., Enzenbacher, T. B., Cortright, B. D., and Linderman, S. D. 2012. *Phytophthora* and fumigation. Michigan State University Ext. Bulletin. 1-2 p.

- Higuera S., V.M. 2001. Efecto de cinco especies de hongos aislados de semilla de chile (*Capsicum annuum* L.) en 5 etapas fenológicas del cultivo. Tesis de maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Méx. 108 p.
- Holman, M.R., y Robbins, W. W. 1961. Botánica general. Traducido en español por Enrique Beltrán. Ed. UTEHA. México, D.F. 632 p.
- Howell, C. R. 2003. Mechanisms employed by *Trichoderma* species in the biological control of plant diseases: The history and evolution of current concepts. USDA/ARS, Southern Plains Agricultural. Research Center. Plant disease 87: 4-10.
- Hu, J., Hong, C., Stromberg, E. L., and Moorman, G. W. 2007. Effects of propamocarb hydrochloride on mycelial growth, sporulation, and infection by *Phytophthora nicotianae* isolates from Virginia nurseries. Plant Disease 91:414-420.
- Hunziker, A. T., 1979: South American *Solanaceae*: a synoptic survey. pp. 49-85 In. Hawkes, J. G., Lester, R. N., Skelding, A. D., (Eds.): Biology and taxonomy of the *Solanaceae*. Academic Press, New York, USA:
- Islam, S. Z., Babadoost, M., Lambert, K. N., Ndeme, A., and Fouly, H. M. 2004. Characterization of *Phytophthora capsici* isolates from processing pumpkin in Illinois. Plant Dis. 89:191-197.
- Ji, P., Csinos, A.S., Hickman, L.L., McMillan, J., and Hargett, U. 2007. Integrated use of Ridomil Gold and other compounds for management of *Phytophthora* blight in squash. Plant Disease Management Reports 2:V178.
- Jourdan, E., Henry, G., Duby, F., Dommes, J., Barthelemy, J.P., Thonart, P., Ongena, M. 2009. Insights into the defense-related events occurring in plant cells following perception of surfactin-type lipopeptide from *Bacillus subtilis*. Molecular Plant-Microbe Interactions. 22: 456–468.
- Jundae, L., Won P., L., Byoung-Cheorl, K., and Jae, B., Y. 2012. Inheritance of resistance to *Phytophthora* root rot in chili pepper depending on inoculum density and parental genotypes. Korean Journal Breeding Science 44:503-509.
- Kadri B., M., and Esiyok, D. 2011. Evaluation of morphological and agronomical characterization of turlish pepper accesions. Vegetable science 17: 115-135.
- Kim, Y. J., Hwang, B. K., and Park, K. W. 1989. Expression of age-related resistance in pepper plants infected with *Phytophthora capsici*. Plant Disease 73: 745-747.

- Kloepper, J.W., Ryu, C.M., and Zhang, S. 2004. Induced systemic resistance and promotion of plant growth by *Bacillus* spp. *Phytopathology* 94:1259-1266.
- Kook H., B., y Hoe, K. C. 1995. *Phytophthora* blight of pepper and control in Korea. *Plant Disease* 79: 221.227.
- Kousik, C. S., Adams, M. L., Jester, W. R., Hassell, R., Harrison, H. F., and Holmes, G. J. 2011. Effect of cultural practices and fungicides on *Phytophthora* fruit rot of watermelons in the Carolinas. *Crop Protection* 30:888-894.
- Lagunas-Lagunas, J., Zavaleta-Mejía, E., Osada-Kawasoe, S., Aranda-Ocampo, S., Luna-Romero, I., y Vaquera-Huerta, H. 2001. *Bacillus firmus* como agente de control biológico de *Phytophthora capsici* Leo. en jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). *Revista Mexicana de Fitopatología* 19:57-65.
- Lamour K. 2009. *Phytophthora capsici*: Sex, selection and the wealth of variation. *In*: Lamour K and Kamoun S (eds.). *Oomycete Genetics and Genomics: Diversity, interactions and Research Tools*. Wiley-Blackwell. USA. pp:165-178.
- Lamour, K. H., and Hausbeck, M. K. 2001. Investigating the spatio-temporal genetic structure of *Phytophthora capsici* in Michigan. *Phytopathology* 91:973-980.
- Lamour, K. H., and Hausbeck, M. K. 2004. *Phytophthora capsici* on vegetable crops: research progress and management challenges. *Plant Disease* 88:1292-1303.
- Larkin, R. P., Ristaino, J. B., and Campbell, C. L. 1995. Detection and quantification of *Phytophthora capsici* in soil. *Phytopathology* 85:1057-1063.
- Laxalt, A. M., and Munnik, T. 2002. Phospholipid signaling in plant defense. *Current Opinion in Plant Biology* 3:315-319.
- Leibinger, W., Breuker, B., Hahn, M., and Mendgen, K. 1997. Control of postharvest pathogens and colonization of the apple surface by antagonistic microorganisms in the field. *Phytopathology* 87:1103-1110.
- Lewis, J. A., and Papavizas, G. C. 1991. Biocontrol of plant diseases: The approach for tomorrow. *Crop Protection* 10:95- 104.
- Li, Z., Long, W., Zheng, J., and Lei, J. 2007. Isolation and Identification of *Phytophthora capsici* in Guangdong Province and measurement of their pathogenicity and physiological race differentiation. *Frontiers of Agriculture in China* 1:377-381.

- Lindow, S.E., and Wilson, M. 1998. Manual of industrial microbiology and biotechnology. *In*: J. Davies (ed). Strategies for implementation of biological control of foliar pathogens and pests with bacterial biocontrol agents. 2a ed.. Univ. California Press. Berkeley, CA. pp: 1-18.
- Loaiza-Figueroa, F., Ritland, K., Laborde-Cancino, J. A., and Tanksley, S.D. 1989. Patterns of genetic variation of the genus *Capsicum* (*Solanaceae*) in Mexico. *Plant Systematics and Evolution* 165:159-188.
- Locascio, S. J., Dickson, D. W. 2001. Alternative fumigants applied with PE and VIF mulches for tomato. *In*: Annual International Research Conference on Methyl Bromide alternatives and Emissions reduction. San Diego, California, USA. pp: 17: 1-3.
- Macías V., L.M., Baltazar B., E., González G., E., Serrano G., C., Galindo R., M.A., Maciel P., L.H., Robles E., F.J. 2010. Nueva tecnología de manejo para el control de la marchitez del chile en Aguascalientes. *Publ. Esp.* 38. INIFAP. México, D.F. 53 p.
- Maleck, K., and Dietrich R. A. 1999. Defense on multiple fronts: How do plants cope with diverse enemies?. *Trends in Plant Science* 4:215-219.
- Martínez F., M. A., Lacasa P., A., Tello M., J.C. 1996. Ecología de la microbiota fúngica de los suelos de los invernaderos de pimiento y su interés agronómico. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. España 374 p.
- Martínez M., R. 2009. Interacción de los hongos micorrízicos arbusculares para el biocontrol del patógeno *Phytophthora capsici* en plantas de chile *Capsicum annuum* L. var. Mulato. Univ. Mich. San Nicolás de Hidalgo, Mich. 78 p.
- Matheron, M. E., and Porchas, M. Y. 2006. Efficacy of fungicides for management of the soil phase of *Phytophthora* blight on pepper plants. *Plant Disease Management Reports* 2:V083.
- Matheron, M.E., and Porchas, M. Y. 2011. Evaluation of fungicides for management of the soil phase of *Phytophthora* blight. *Plant Disease Management. Reports* 6:V119
- Mathre, D. F., Cook, R. J., Callan, N. W. 1999. From discovery to use. Traversing the world of commercializing biocontrol agents for plant disease control. *Plant Disease* 83:972-983.
- McGovern, R. J., McSorley, R., and Urs, R. R. 2000. Reduction of *Phytophthora* blight of Madagascar periwinkle in Florida by soil solarization in autumn. *Plant Disease* 84:185-191.
- McGovern, R. J., Vavrina, C. S., Noling, J. W., Datnoff, L. A., and Yonce, H. D. 1998. Evaluation of application methods of metam sodium for management of *Fusarium* crown and root rot in Southwest Florida. *Plant Disease* 82:919-923.

- McGrath, M. T., and Fox, G. M. 2007. Foliar and drip applications of biopesticides evaluated for managing *Phytophthora* blight in cucurbits. Plant Disease Management. Reports 2:V075.
- McSpadden G., B. B., and Fravel, D. R. 2002. Biological control of plant pathogens: Research, commercialization, and application in the USA. Online. Plant Health Progress doi: 10.1094/PHP-2002-0510-01-RV. Disponible en: <http://www.apsnet.org/online/feature/biocontrol/top.html>. (Consulta diciembre 2014).
- McSpadden G., B. B. 2004. Ecology of *Bacillus* and *Paenibacillus* spp. in agricultural systems. Phytopathology 94:1252-1258.
- Miller, S. A., Mera, J. R., and Baysal, F. 2007. Evaluation of biopesticides and fungicides for control of *Phytophthora* blight of peppers. Plant Disease Management Reports 2:V035.
- Miller, S.A., Mera, J.R., Lewis I., M.L. 2010. Evaluation of fungicides for control of *Phytophthora* blight and fruit rot of peppers. Plant Disease Management Reports 5:V008.
- Mojica-Marín, V., Luna-Olvera, H. A., Sandoval-Coronado, C.F., Pereyra- Alférez, B., Morales-Ramos, L.H., González-Aguilar, N. A., Hernández-Luna, C. E., y Alvarado-Gómez. O. G. 2009. Control biológico de la marchitez del chile (*Capsicum annuum* L.) por *Bacillus thuringiensis*. International Journal of Experimental Botany 78: 105-110.
- Moorman, G. W., and Kim, S. H. 2004. Species of *Pythium* from greenhouses in Pennsylvania exhibit resistance to propamocarb and mefenoxam. Plant Disease 88:630-632.
- Morán B., S.H. 2008. Caracterización biológica de chiles criollos (*Capsicum annuum* L.) del Sur del estado de Puebla. Tesis Doctoral. Postgrado de Recursos Genéticos y Productividad Genética. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Méx. 89 p.
- Morán-Bañuelos, S. H., Aguilar-Rincón, V. H., Corona-Torres, T., Zavaleta-Mejía, E. 2010. Resistencia a *Phytophthora capsici* LEO. de chiles nativos del sur de Puebla, México. Revista Fitotecnia Mexicana 33: 21-26.
- National Center for Biotechnology Information (NCBI). 2014. Genbank. Disponible en: <http://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi>. (Consulta 29 agosto 2014).
- Nemec, S., Datnoff, L.E., and Strandberg, J. 1996, Efficacy of biocontrol agents in plating mixes to colonize plant roots and control root disease of vegetable and citrus. Crop Protection 15:735-742.
- Niks, R.E., Lindhout, W. H. 2004. Curso sobre mejoramiento para Resistencia a enfermedades y plagas. Dept. Plant Breeding. Wageningen University. 216 p.

- Noling, J. W., and Becker, J. O. 1994. The challenge of research and extension to define and implement alternatives to methyl bromide. *Journal of Nematology* 26:573-586.
- Novartis Crop Protection, Inc. 1998. Ridomil Gold. Material Safety Data Sheet. www.marylandwine.com/pesticides/. (Consulta 14 enero 2014).
- Oelke, L. M., Bosland, P. W., and Steiner, R. 2003. Differentiation of race specific resistance to *Phytophthora* root rot and foliar blight in *Capsicum annuum*. *Journal of the American Society for Horticultural Science*. 128:213-218.
- Ogundiwin, E. A., Berke, T. F., Massoudi, M., Black, L. L., Huestis, G., Choi, D., Lee, S., Prince, J. P. 2005. Construction of 2 intraspecific linkage maps and identification of resistance QTL's for *Phytophthora capsici* root-rot and foliar blight diseases of pepper (*Capsicum annuum* L.). *Genome* 48:698-711.
- Orozco S., M. 2008. Nuevos mecanismos de acción de fungicidas en la agricultura: Clasificación de fungicidas. Mazatlán, Sinaloa, Méx. INIFAP. Disponible en: [http://www.bayercropscience.com.mx/bayer/cropscience/bcsmexico.nsf/files/extranet/\\$file/MODOS%20DE%20ACCION%20DE%20FUNGICIDAS.pdf](http://www.bayercropscience.com.mx/bayer/cropscience/bcsmexico.nsf/files/extranet/$file/MODOS%20DE%20ACCION%20DE%20FUNGICIDAS.pdf). (Consulta 02 septiembre 2014).
- Pal, K. K. and McSpadden G., B. 2006. Biological Control of Plant Pathogens. The Plant Health Instructor. 25 p. DOI: 10.1094/PHI-A-2006-1117-02.
- Paliwal, R. L., Granados, G., Lafitte, H. R., Violic, A. D. 2001. El maíz en los trópicos: Mejoramiento y producción. FAO. Roma. Disponible en: <http://www.fao.org/docrep/003/x7650s/x7650s17.htm#TopOfPage>. (Consulta 08 septiembre, 2014).
- Paulitz, T., Bélanger, R. 2001. Biological control in greenhouse systems. *Annual Review of Phytopathology* 103-132.
- Pegg, K; Smith, L; Dann, L; Coates, L; Whiley, T. 2008. *Phytophthora* resistance in avocado rootstocks. *Talking Avocados* 19: 23-25
- Peralta O., A. A. 2006. Evaluación de tres dosis de metam sodio en combinación con cinco coloraciones de mulch para determinar el grado de control en malezas, nemátodos y su efecto en el rendimiento para la producción de tomate en Arada y Chiquimula. Univ. de San Carlos de Guatemala. 50 p.

- Pérez-Moreno, L., Durán-Ortiz, L.J., Ramírez-Malagón, R., Sánchez-Pale, J.R., y Olalde-Portugal, V. 2003. Compatibilidad fisiológica y sensibilidad a fungicidas de aislamientos de *Phytophthora capsici* Leo. *Revista Mexicana de Fitopatología* 21:19-25.
- Petit, A. N., Fontaine, F., Clément, C., and Vaillant-Gaveau, N. 2008. Photosynthesis limitations of grapevine after treatment with the fungicide fludioxonil. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 56:6761–6767.
- Pickersgill, B., Heiser, C. B., McNeill, J. 1979: Numerical taxonomic studies on variation and domestication in some species of *Capsicum*. In: Hawkes, J. G., Lester, R. N., Skelding, A. D., (Eds.): *Biology and taxonomy of the Solanaceae*. Academic Press, New York, USA. pp. 679-700.
- Pineda, J., Hernández, A., González, A., Barrientos, V., Nass, H., Gil, E. 2005. Técnica de inoculación rápida y eficiente para la evaluación de materiales de maíz ante *Rhizoctonia solani* Kühn. *Bioagro* 17:93-98.
- PLM, diccionario de especialidades agropecuarias. 2013. 23a. edición. México, D.F. 1472 p.
- Podile, A. R., and Laxmi, V. D. V. 1998. Seed bacterization with *Bacillus subtilis* AF1 increases phenylalanine ammonia lyase and reduces the incidence of fusarial wilt in pigeonpea. *Phytopathology*. 146: 255 – 259.
- Rajput, J. C., and Parulekar. 2004. El pimiento. pp. 203-225 In: Salunkhe, D. H. Kadam, S. S. (ed). *Tratado de ciencia y tecnología de las hortalizas, producción, composición, almacenamiento y procesado*. Editorial Acribia, España.
- Ramírez-Villapudua, J., y Romero-Cova, S. 1980. Supervivencia de *Phytophthora capsici* Leo., agente causal de la marchitez del chile. *Agrociencia* 39:9-18.
- Ramos A., C., Molina M., J. C., García de los Santos G. 2003. Tolerancia a desecación y deterioro fisiológico en semillas de calabaza (*Cucurbita moschata* duchesne ex lam.). *Revista Fitotecnia Mexicana*. 28: 161-166.
- Raupach, G. S., and Kloepper, J. W. 1998. Mixtures of plant growth-promoting rhizobacteria enhance biological control of multiple cucumber pathogens. *Phytopathology* 88:1158-1164.
- Reddy, M.S., Hynes, R.K., and Lazarovits, G. 1994. Relationship between in vitro growth inhibition of pathogens and suppression of preemergence damping-off and postemergence root rot of white bean seedlings in the greenhouse by bacteria. *Canadian Journal of Microbiology* 40:113-119.

- Reeves, G., Monroy-Barbosa, A., and Bosland, P. W. 2013. A novel *Capsicum* gene inhibits host-specific disease resistance to *Phytophthora capsici*. *Phytopathology*. 103:472-478.
- Reifschneider, F.J.B., Boiteux, L. S., Della Vecchia, P.T., Poulus, J. M., and Kuroda N. 1992. Inherence of adult-plant resistance to *Phytophthora capsici* in pepper. *Euphytica* 62: 45-49.
- Renfro, B.L. 1985. Breeding for disease resistance in tropical maize and its genetic control. In A. Brandolini and F. Salamini (ed). *Breeding strategies for maize production improvement in the tropics*. Instituto Agronomico per L'Oltremare. Rome, Italy. pp. 341-365.
- Ristaino, B. G., and Johnston, S.A. 1999. Ecologically based approaches to management of *Phytophthora* blight on bell pepper. *Plant Disease*. 83:1080-1089.
- Ristaino, J. B. 1990. Intraespecific variation among isolates of *Phytophthora capsici* from pepper and cucurbit fields in North Carolina. *Phytopathology* 80: 1253-1259.
- Ristaino, J. B., Larkin, R. P., and Campbell, C. L. 1994. Spatial dynamics of disease symptom expression during *Phytophthora* epidemics on bell pepper. *Phytopathology* 84:1015-1024.
- Roberts, P. A., Magyarosy, A. C., Matthews, W. C., and May, D. M. 1988. Effects of metam-sodium applied by drip irrigation on root-knot nematodes, *Pythium ultimum* and *Fusarium* spp. in soil and on carrot and tomato roots. *Plant Disease* 72:213-217.
- Roberts, P.D., Donahoo, R.S., and Sytsma, R.E. 2012. Evaluation of compounds for management of late blight in tomato, spring. *Plant Disease Management Reports*.
- Robinson, R. A. 2000. Retorno a la resistencia. Fitomejoramiento para depender menos de los plaguicidas. Traducido por Felipe Romero Rosales. Instituto de Fitosanidad del Colegio de Postgraduados. SAGAR. Montecillo, México. 292 p.
- Roig, J.M., Occhiuto, P., Piccolo, R.J., y Galmarini, C.R. 2009. Evaluación de resistencia a *Phytophthora capsici* Leo. en germoplasma argentino de pimiento para pimentón. *Horticultura Argentina* 28: 5-9.
- Saladin, G., Magné, C., Clément, C. 2003. Effects of fludioxonil and pyrimethanil, two fungicides used against *Botrytis cinerea*, on carbohydrate physiology in *Vitis vinifera* L. *Pest Management Science* 59: 1083–1092.
- Sambrook, J., and Russell, D.W. 2001. *Molecular cloning. A Laboratory Manual*. 3era. ed. Cold Spring Harbour Lab. Press, New York. pp. 1:1.32-1.34.
- Sanogo, S. 2006. Predispositional effect of soil water saturation on infection of chile pepper by *Phytophthora capsici*. *HortScience* 41:172-175.

- Sanogo, S. 2007. Asexual reproduction of *Phytophthora capsici* as affected by extracts from agricultural and nonagricultural soils. *Phytopathology* 97:873-878.
- Santos J., P. 2010. Estrategias para el control de *Phytophthora capsici* Leo. y *Fusarium solani* Mart. en el cultivo del chile (*Capsicum annum* L.). Tesis de maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Méx. 51 p.
- Schippers, B., Baker, A. W., Bakker, P. A. H. M. 1987. Interactions of deleterious and beneficial rhizosphere microorganisms and the effect of cropping practices. *Annual Review Phytopathology* 25: 339-358.
- Schreiner, R.P., Ivors, K.L., and Pinkerton, J.N. 2001. Soil solarization reduces arbuscular mycorrhizal fungi as a consequence of weed suppression. *Mycorrhiza* 11:273-277.
- Servicio de información agroalimentaria y pesquera (SIAP). 2013. Disponible en: http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapper&view=wrapper&Itemid=347. (Consulta 25 junio, 2013).
- Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA). 2012. Disponible en: <http://www.senasica.gob.mx>. (Consulta 19 junio 2013).
- Silva-Rojas, H.V., Fernández-Pavía, S.P., Góngora-Canul, C., Macías-López, B.C., y Ávila-Quezada, G.D. 2009. Distribución espacio temporal de la marchitez del chile (*Capsicum annum* L.) en Chihuahua e identificación del agente causal *Phytophthora capsici* Leo. *Revista Mexicana de Fitopatología* 27:134-147.
- Silvar, C., Merino, F., and Díaz, J. 2006. Diversity of *Phytophthora capsici* in northwest Spain: Analysis of virulence, metalaxyl response, and molecular characterization. *Plant Disease* 90:1135-1142.
- Singh, A., Rohilla, R., Singh, U. S, Savary, S., Willocquet, L., and Duveiller, E. 2002. An improved inoculation technique for sheath bight of rice caused by *Rhizoctonia solani*. *Canadian Journal of Plant Pathology* 24:65-68.
- Sistema Nacional de Información Municipal (SNIM). 2010. Disponible en: http://www.e-local.gob.mx/wb/ELOCAL/ELOC_SNIM. (Consulta 14 octubre, 2014).
- Smith, I.M., Dunez, J., Phillips, D.H., Lelliott, R.A., Archer, S.A. 1992. Manual de enfermedades de las plantas. Edit. Mundi-Prensa. Madrid, España. 671 pp.
- Sneh, B., Burpee, L., and Ogoshi, A. 1991. Identification of *Rhizoctonia* Species. *American Phytopathology Society*, MN. 133 p.

- Soria F., M. de J. 1993. Produccion de hortalizas en la Península de Yucatán. ITA. Centro de investigaciones y Graduados Agropecuarios. Conkal, Yucatán. 303 p.
- Steel, R. G. D., Torrie, J. H., Dickey, D. A. 1997. Principles and procedures of statistics a biometric approach. 3rd ed. McGraw-Hill Series in probability and statistics. 666 p.
- Strauss, J., Cobb, A.C., Camp, A.R., Smart, C.D., Dillard, H.R. 2009. Evaluation of fungicides and a biocontrol agent for management of *Phytophthora* blight in snap beans. Plant Disease Management Report 4:V087.
- Sujkowski, L. S., Parra, G. R., Gumpertz, M. L., and Ristaino, J. B. 2000. Temporal dynamics of *Phytophthora* blight on bell pepper in relation to the mechanisms of dispersal of primary inoculum of *Phytophthora capsici* in soil. Phytopathology 90:148-156.
- Sy, O, Steiner, R., and Bosland, P. 2008. Recombinant inbred approaches to management of *Phytophthora* blight of bell pepper. Plant Disease 83:1080-1089.
- Tian, D., and Babadoost, M. 2004. Host range of *Phytophthora capsici* from pumpkin and pathogenicity of isolates. Plant Disease 88:485-489.
- Toyota, K., Ritz, K., Kuninaga, S., and Kimura, M. 1999. Impact of fumigation with metam sodium upon soil microbial community structure in two Japanese soils. Soil Science and Plant Nutrition 45(1):207-223.
- Triky-Dotan, S., Austerweil, M., Steiner, B., Peretz-Alon, Y., Katan, J., and Gamliel, A. 2009. Accelerated degradation of metam-sodium in soil and consequences for root-disease management. Phytopathology 99:362- 368.
- Tun S., J. M., Castillo P., M. E., Cristóbal A., J., Latournerie M., L. 2011. Etiología de la mancha foliar del chile dulce (*Capsicum annuum* L.) y su control in vitro en Yucatán, México. Fitosanidad 15:5-9.
- Tyler, B. M. 2002. Molecular basis of recognition between *Phytophthora* pathogens and their host. Annual Review Phytopathology 40:137-167.
- Untiedt R., and Blanke, M. M. 2004. Effects of fungicide and insecticide mixtures on apple tree canopy photosynthesis, dark respiration and carbon economy. Crop Protection 23:1001–1006.
- Vanderplank, J.E. 1984. Disease resistance in plants, 2nd ed. Edit. Academic Press. Florida, USA. 194 p.

- Vargas, M. T., Zavaleta-Mejia E., y Hernández A. A.M. 1996. Rompimiento de resistencia a *Phytophthora capsici* Leo. en Chile (*Capsicum annuum* L.) Serrano CM-34 por *Nacobbus aberrans* Thorne y Allen. *Nematropica* 26:159-166.
- Vásquez L., A., Tlapal B., B., Yáñez M., M de J., Pérez P., R., y Quintos E., M. 2009. Etiología de la marchitez del Chile de agua (*Capsicum annuum* L.) en Oaxaca, México. *Revista Fitotecnia Mexicana* 32: 127-134.
- Velásquez V., R., Medina A., M.M., y Luna R., J. J. 2001. Sintomatología y géneros de patógenos asociados con las pudriciones de la raíz del Chile (*Capsicum annuum* L.) en el Norte-Centro de México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 19: 175-181.
- Velásquez V., R. M., Medina A., M. M., Schwartz, F. H. 2002. Reacción de seis genotipos de frijol (*Phaseolus vulgaris* L.) a tres aislamientos de *Fusarium oxysporum* Schlecht f. sp. *Phaseoli* Kendrick and Snyder. *Revista Mexicana de Fitopatología* 20:146-151.
- Villar-Luna, E., Reyes-Trejo, B., Rojas-Martínez, R. I., Gómez-Rodríguez, O., Hernández-Anguiano, A. M., y Zavaleta-Mejía, E. 2009. Hypersensitive response in foliage of chili pepper CM-334 resistant to *Phytophthora capsici* infected by *Nacobbus aberrans*. *Nematropica* 39:143-155.
- Vos, C. M., Yang, B., De Coninck, B., Cammue, B. P. A. 2014. Fungal (-like) biocontrol organism in tomato disease control. *Biological control* 74: 65-81.
- Walker J., S., and Bosland L, P. 1999. Inheritance of *Phytophthora* root rot and foliar blight resistance in pepper. *Journal of the American Society for Horticultural Science*. 124:14-18.
- Wardle, D.A. 2002. *Communities and ecosystems: Linking the aboveground and belowground components*. Princeton University Press, Princeton, NJ, USA. 408 p.
- Wasike, M. J. 2013. Efficacy of selected fungicides and biocontrol agents in the management of *Fusarium* wilt of passion fruit. *Plant and Microbial Sciences*. 80 p.
- Weiland, J. E., Nelson, A. H., and Hudler, G. W. 2009. Effects of mefenoxam, phosphonate, and paclobutrazol on in vitro characteristics of *Phytophthora cactorum* and *P. citricola* and on canker size of European beech. *Plant Disease* 93:741-746.
- Weiss, E. A. 2002. *Spice crops*. CABI Publishing. USA. 411 p.
- West P., V., Appiah A., A., and Gow, N. 2003. Advances in research on oomycete root pathogens. *Physiological and Molecular Plant Pathology* 62:99-113.

- White, T.J., Bruns, T., Lee, S., and Taylor, J. 1990. Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. *In*: Innis, M.A., Gelfand, D. F., Shinsky, J. J., White, T. J. (ed). PCR Protocols: A guide to methods and applications. Academic Press, San Diego. pp: 315–322.
- Wilcox, W. F., Pritts, M. P., and Kelly, M. J. 1999. Integrated control of *Phytophthora* root rot of red raspberry. *Plant Disease* 83:1149-1154.
- Woo, S. L., Scala, F., Ruocco, M., and Lorito, M. 2006. The molecular biology of the interactions between *Trichoderma* spp., phytopathogenic fungi, and plants. *Phytopathology* 96:181-185.
- Yakabe, L. E., and MacDonald, J. D. 2010. Soil treatments for the potential elimination of *Phytophthora ramorum* in ornamental nursery beds. *Plant Disease* 94:320-324.
- Yandoc, C. B., Roskopf, E. N., Shah, D. A., and Albano, J. P. 2007. Effect of fertilization and biopesticides on the infection of *Catharanthus roseus* by *Phytophthora nicotianae*. *Plant Disease* 91:1477-1483.
- Yáñez-Juarez, G.M., Zavaleta-Mejía, E., Flores-Revilla, C. Chávez-Alfaro, J.J., and Valdivia-Alcala, R. 2001. Management of wilting (*Phytophthora capsici* Leo.) root galling (*Nacobbus aberrans* Thorne and Allen), and virosis in pepper (*Capsicum annuum* L.). *Revista Mexicana de Fitopatología* 19:40-48.
- Yedidia, I. N., Benhamou, N., Chet, I. 1999. Induction of defense responses in cucumber plants (*Cucumis sativus* L.) by the biocontrol agent *Trichoderma harzianum*. *Applied and Environmental Microbiology*. 65: 1061-1070.
- Yunusa, I. A. M., and Newton, P. J. 2003. Plants for amelioration of subsoil constraints and hydrological control: The primer-plant concept. *Plant Soil* 257:261–281.
- Zavaleta-Mejía, E., y Rojas-Martínez, R.I. 1989. Antagonismos de *Serratia marcescens* Bizio (Enterobacteriaceae) sobre *Fusarium oxysporum* Schlect. f. sp. *lycopersici* (Sacc.) Snyder y Hans. *Revista Mexicana de Fitopatología* 7:113-118.

8. ANEXOS

ANEXO 1. Resumen del análisis de varianza del área bajo la curva del progreso de la severidad en el Experimento 1 de evaluación de resistencia de genotipos de chile de árbol contra *Phytophthora capsici*.

Fuente de variación	Grados de libertad	P>F
Modelo	39	<.0001
Error	120	
Sustrato	3	<.0001
Colecta	9	<.0001
Sustrato*Colecta	27	<.0001

ANEXO 2. Resumen del análisis de varianza del área bajo la curva del progreso de la severidad en el Experimento 2 de evaluación de resistencia de genotipos de chile de árbol contra *Phytophthora capsici*.

Fuente de variación	Grados de libertad	P>F
Modelo	39	<.0001
Error	120	
Sustrato	3	<.0001
Colecta	9	<.0001
Sustrato*Colecta	27	<.0001

Anexo 3. Resumen del análisis de varianza del peso seco de plantas en el Experimento 1 de evaluación de la resistencia de genotipos de chile de árbol contra *Phytophthora capsici*.

Fuente de variación	Grados de libertad	P>F
Modelo	37	<.0001
Error	91	
Sustrato	3	<.0001
Colecta	9	0.1015
Sustrato*Colecta	25	0.4834

ANEXO 4. Resumen del análisis de varianza del peso seco de plantas en el Experimento 2 de evaluación de la resistencia de genotipos de chile de árbol contra *Phytophthora capsici*.

Fuente de variación	Grados de libertad	P>F
Modelo	39	<.0001
Error	100	
Sustrato	3	<.0001
Colecta	9	0.0001
Sustrato*Colecta	27	<.0001

ANEXO 5. Resumen del análisis de varianza del efecto de productos químicos aplicados solos o alternados para el control de *Phytophthora capsici*, sobre el Área Bajo la Curva del Progreso de Severidad en suelos de La Vega de Metztitlan, Hidalgo. Experimento 1.

Fuente de variación	Grados de libertad	Pr>F ^a	Pr>F ^b	Pr>F ^c
Modelo	15	<.0001	<.0001	<.0001
Error	48			
Metam sodio	1	0.0471	0.8482	0.271
Metalaxil	1	0.0041	0.0009	0.0505
Fosetil Al	1	0.0804	<.0001	0.0035
Propamocarb	1	0.0649	<.0001	0.0022
Metalaxil* Fosetil Al	1	0.3075	0.0002	0.0396
Metalaxil*Propamocarb	1	0.3582	0.0016	0.0266
Propamocarb*Fosetil Al	1	<.0001	<.0001	<.0001
Metam sodio*Metalaxil	1	0.0001	<.0001	0.0002
Metam sodio*Fosetil Al	1	0.5597	<.0001	0.0042
Metam sodio*Propamocarb	1	0.6307	<.0001	0.0067
Metam sodio*Metalaxil*Fosetil Al	1	0.1859	<.0001	0.0002
Metam sodio*Metalaxil*Propamocarb	1	0.1548	<.0001	0.0004
Metam sodio*Fosetil Al*Propamocarb	1	0.005	0.0116	0.2049
Metalaxil*Fosetil Al*Propamocarb	1	0.0003	0.275	0.0728
Metam sodio*Metalaxil*Fosetil Al*Propamocarb	1	0.0018	<.0001	<.0001

a: Suelo de San Pedro Tlatemalco, La Vega de Metztitlan, Hidalgo (VMH); b) Suelo de Tres Cruces, VMH; c)Suelo de La Paila (VMH).

ANEXO 6. Resumen del análisis de varianza del efecto de productos químicos aplicados solos o alternados para el control de *Phytophthora capsici*, sobre el Área Bajo la Curva del Progreso de Severidad en suelos de la Vega de Metztlán, Hidalgo. Experimento 2.

Fuente de variación	Grados de libertad	Pr>F ^a	Pr>F ^b	Pr>F ^c
Model	15	<.0001	<.0001	<.0001
Error	48			
Metam sodio	1	0.1596	0.6234	0.7096
Metalaxil	1	0.0104	0.0051	0.0061
Fosetil Al	1	0.0241	0.0673	0.7096
Propamocarb	1	0.0004	0.0272	0.0448
Metalaxil* Fosetil Al	1	0.0096	0.1732	0.2295
Metalaxil*Propamocarb	1	0.0104	0.0611	0.0056
Propamocarb*Fosetil Al	1	0.0241	0.12	0.048
Metam sodio*Metalaxil	1	0.0125	0.0197	0.2295
Metam sodio*Fosetil Al	1	0.0051	0.2006	0.0005
Metam sodio*Propamocarb	1	0.1596	0.0035	0.048
Metam sodio*Metalaxil*Fosetil Al	1	0.0135	0.0803	0.0061
Metam sodio*Metalaxil*Propamocarb	1	0.0125	0.0012	0.2414
Metam sodio*Fosetil Al*Propamocarb	1	0.0051	0.1192	0.0448
Metalaxil*Fosetil Al*Propamocarb	1	0.0096	0.0579	0.2414
Metam sodio*Metalaxil*Fosetil Al*Propamocarb	1	0.0135	0.226	0.0056

a: Suelo de San Pedro Tlatemalco, La Vega de Metztlán, Hidalgo (VMH); b) Suelo de Tres Cruces, VMH; c) Suelo de La Paila (VMH)

ANEXO 7. Resumen del análisis de varianza del efecto de productos químicos aplicados solos o alternados para el control de *Phytophthora capsici*, sobre del peso seco de la parte aérea.

Experimento 1.

Fuente de Variación	Grados de libertad	Pr>F ^a	Pr>F ^b	Pr>F ^c
Modelo	15	<.0001	<.0001	0.22
Error	48			
Metam sodio	1	<.0001	<.0001	0.04
Metalaxil	1	0.6604	0.2517	0.08
Fosetil Al	1	0.0152	0.1467	0.09
Propamocarb	1	0.3152	0.4575	0.74
Metalaxil* Fosetil Al	1	0.5675	0.0042	0.78
Metalaxil*Propamocarb	1	0.384	0.2122	0.35
Propamocarb*Fosetil Al	1	0.0189	0.0648	0.85
Metam sodio*Metalaxil	1	0.0374	0.4938	0.41
Metam sodio*Fosetil Al	1	0.8187	0.1423	0.45
Metam sodio*Propamocarb	1	0.8434	0.6444	0.19
Metam sodio*Metalaxil*Fosetil Al	1	0.1792	0.0004	0.68
Metam sodio*Metalaxil*Propamocarb	1	0.6438	0.3088	0.14
Metam sodio*Fosetil Al*Propamocarb	1	0.0696	0.0301	0.88
Metalaxil*Fosetil Al*Propamocarb	1	0.1916	0.0118	0.3
Metam sodio*Metalaxil*Fosetil Al*Propamocarb	1	0.3793	0.0122	0.21

a: Suelo de San Pedro Tlatemalco, La Vega de Metztitlan, Hidalgo (VMH); b) Suelo de Tres Cruces, VMH; c) Suelo de La Paila (VMH).

ANEXO 8. Resumen del análisis de varianza del efecto de productos químicos aplicados solos o alternados para el control de *Phytophthora capsici*, sobre del peso seco de la parte aérea. Experimento 2.

Fuente de variación	Grados de libertad	Pr>F ^a	Pr>F ^b	Pr>F ^c
Model	15	<.0001	<.0001	0.0092
Error	48			
Metam sodio	1	<.0001	<.0001	0.1121
Metalaxil	1	0.1384	0.0655	0.0025
Fosetil Al	1	0.001	0.5484	0.726
Propamocarb	1	0.2875	0.4158	0.8407
Metalaxil* Fosetil Al	1	0.3708	0.5847	0.0011
Metalaxil*Propamocarb	1	0.1608	0.5058	0.8092
Propamocarb*Fosetil Al	1	0.7099	0.8653	0.3472
Metam sodio*Metalaxil	1	0.899	0.0042	0.9604
Metam sodio*Fosetil Al	1	0.01	0.1091	0.2575
Metam sodio*Propamocarb	1	0.1865	0.1938	0.8786
Metam sodio*Metalaxil*Fosetil Al	1	0.8036	0.7457	.
Metam sodio*Metalaxil*Propamocarb	1	0.885	0.5717	0.2181
Metam sodio*Fosetil Al*Propamocarb	1	0.2091	0.3428	0.4205
Metalaxil*Fosetil Al*Propamocarb	1	0.0055	0.7945	0.9328
Metam sodio*Metalaxil*Fosetil Al*Propamocarb	1	0.0594	0.6735	0.5605

a: Suelo de San Pedro Tlatemalco, La Vega de Metztitlan, Hidalgo (VMH); b) Suelo de Tres Cruces, VMH; c)Suelo de La Paila (VMH)

ANEXO 9. Resumen del análisis de varianza del efecto de productos biológicos aplicados solos o combinados para el control de *Phytophthora capsici*, sobre el Área Bajo la Curva del Progreso de Severidad. Experimento 1.

Fuente de variación	Grados de libertad	Pr>F
Modelo	32	<.0001
Error	99	
Terreno	2	0.0635
Biológico	10	<.0001
Terreno*Biológico	20	0.1392

ANEXO 10. Resumen del análisis de varianza del efecto de productos biológicos aplicados solos o combinados para el control de *Phytophthora capsici*, sobre el Área Bajo la Curva del Progreso de Severidad. Experimento 2.

Fuente de variación	Grados de libertad	Pr>F
Modelo	32	0.0099
Error	99	
Terreno	2	0.2115
Biológico	10	<.0001
Terreno*Biológico	20	0.77

ANEXO 11. Resumen del análisis de varianza del efecto de productos biológicos aplicados para el control de *Phytophthora capsici*, sobre del peso seco de la parte aérea. Experimento 1

Fuente de variación	Grados de libertad	P>F
Modelo	32	0.0028
Error	99	
Terreno	2	0.1238
Biológico	10	0.0005
Terreno*Biológico	20	0.1456

ANEXO 12. Resumen del análisis de varianza del efecto de productos biológicos aplicados para el control de *Phytophthora capsici*, sobre del peso seco de la parte aérea. Experimento 2.

Fuente de variación	Grados de libertad	Pr>F
Modelo	32	0.0004
Error	99	
Terreno	2	0.1144
Biológico	10	<.0001
Terreno*Biológico	20	0.1174