



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSTGRADO DE FITOSANIDAD

FITOPATOLOGÍA

**COMPATIBILIDAD, FENOLOGÍA,
RENDIMIENTO Y TOLERANCIA DE
CULTIVARES DE CHILE SERRANO
SUSCEPTIBLES A *Phytophthora capsici*
INJERTADOS SOBRE CM-334**

LUVIA MARLEN PINTADO LÓPEZ

T E S I S

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE

MAESTRA EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO

2017

La presente tesis titulada: **COMPATIBILIDAD, FENOLOGÍA, RENDIMIENTO Y TOLERANCIA DE CULTIVARES DE CHILE SERRANO SUSCEPTIBLES A *Phytophthora capsici* INJERTADOS SOBRE CM-334**. Realizada por la alumna: Luvia Marlen Pintado López, 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

FITOPATOLOGIA

CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO



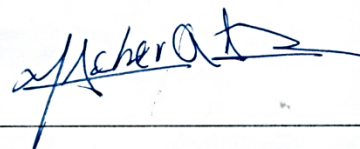
DR. REMIGIO ANASTACIO GUZMÁN PLAZOLA

ASESOR



MC. VICTORIA AYALA ESCOBAR

ASESOR



DR. VICTOR HEBER AGUILAR RINCÓN

Montecillo, Texcoco, Estado de México, Febrero de 2017

Compatibilidad, fenología, rendimiento y tolerancia de cultivares de chile serrano susceptibles a
Phytophthora capsici injertados sobre CM-334

Luvia Marlen Pintado López, MC
Colegio de Postgraduados, 2017

RESUMEN

México es el principal exportador de chile y el segundo productor a nivel mundial. La problemática fitosanitaria que enfrenta este cultivo se debe principalmente a la marchitez causada por *Phytophthora capsici*, la cual causa pudrición de raíces, necrosis en el tallo y grandes pérdidas de rendimiento. Entre los métodos alternativos para controlar a *P. capsici* destaca el injerto sobre patrones resistentes. Como una estrategia para explorar la viabilidad de incorporar el uso de injertos en los sistemas de producción de chile serrano se evaluó la compatibilidad, fenología, rendimiento y tolerancia a la marchitez por *Phytophthora capsici* de plantas de dos cultivares comerciales injertadas sobre CM-334. Se injertaron 200 plantas de cada variedad (Camino Real y Tetela de Ocampo), de las cuales se obtuvo el 96 y 83% de prendimiento a los 10 días después del injerto. Las plantas injertadas se mantuvieron en invernadero durante un periodo de 6 meses. Cada diez días se evaluó la altura de la planta, número de hojas, flores, frutos y diámetro de la flor. El cultivar Camino real fue más susceptible a *Phytophthora capsici* en comparación con la variedad Tetela de Ocampo. El área bajo la curva del progreso de la severidad fue mayor en el primer cultivar que en el segundo. Ninguno de los tratamientos de plantas injertadas inoculadas con el patógeno mostró síntomas de marchitez, no se observaron cambios significativos en la fenología de las plantas injertadas sin embargo el injertado causó una demora temporal en el inicio de floración en la producción de frutos, pero ésta no impactó el rendimiento global de ambos cultivares.

Palabras clave: chile serrano, *Phytophthora capsici*, injerto, CM-33

Compatibility, phenology, fruit yield and tolerance of serrano chili cultivars susceptible to
Phytophthora capsici, grafted on CM-334

Luvia Marlen Pintado López, MC
Colegio de Postgraduados, 2017

Abstract

Mexico is the main exporter of chili and the second largest producer in the world. The main phytosanitary problem facing this crop is due to the wilt caused by *Phytophthora capsici*, which causes root rot, stem necrosis and great yield losses. Grafting on resistant cultivars is an alternate method for *P. capsici* control. As a strategy to explore the possibility of incorporate grafting on serrano chili production systems, the compatibility, phenology, fruit yield and tolerance to *Phytophthora capsici* wilt of two commercial cultivars (Camino Real and Tetela de Ocampo) grafted on CM-334 were evaluated. Two hundred plants of each cultivar were grafted. Ninety six and 83 % of successful grafts for each cultivar were obtained 10 d after grafting. Grafted plants were kept in a greenhouse for a period of 6 months. Plant height, number of leaves, flowers, fruits and diameter of the flowers were evaluated every ten days. The cultivar Camino real was more susceptible to *P. capsici* compared to the variety Tetela de Ocampo. The area under the disease severity progress curve was greater in the first cultivar than in the second. None of grafted plants inoculated with the pathogen showed wilt symptoms; grafting caused a temporary delay in the beginning of flowering in the fruit production, but this did not impact the overall yield of both cultivars.

Palabras clave: Serrano chili, *Phytophthora capsici*, graft, CM-334

DEDICATORIA

Soñé que venía al Colegio de Postgraduados a estudiar una maestría y al venir, me encontré a mí misma...

A mis padres: Alma Delia López Meza y Antonio Pintado Vergara, que desde pequeña me dieron el mejor de los regalos; unas alas para volar.

A mi abuelita Evarista Meza Gonzáles quien me enseñó a imaginar, a soñar y a creer que mis sueños se hacen realidad.

A mis hermanas que con su amor han pintado de colores mi viaje por la vida.

Y por supuesto a cada uno de los valiosos tesoros con los que me encontré al venir aquí.

AGRADECIMIENTOS.

A dios por ponerme siempre en el lugar correcto.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por la beca otorgada para la realización de mis estudios de Maestría.

Al colegio de Postgraduados (COLPOS) en particular al departamento de Fitosanidad-Fitopatología por enseñar a investigar y brindar la oportunidad de investigar para enseñar.

Al Dr. Remigio A. Guzmán Plazola, por todas sus enseñanzas, confianza, paciencia, por su amistad, consejos y tiempo de calidad dedicado a este trabajo de investigación.

Al Dr. Víctor Heber Aguilar Rincón por su confianza, apoyo, consejos y valiosas aportaciones para mejorar este trabajo de investigación.

A la M.C Victoria Ayala Escobar por su valioso apoyo, consejos y sugerencias para la realización de este trabajo.

A la Doctora Olga Gómez por su amistad, consejos y apoyo para la realización de este trabajo.

A cada uno de los Doctores que sembraron en mí la pasión por aprender, observar e ir más allá de lo que otros no se atreven.

A cada una de las personas que con amor siempre estuvieron para apoyarme

A mis compañeros de maestría y laboratorio de fitopatógenos del suelo por brindarme su apoyo y consejos para la elaboración de esta investigación.

A Jesy, Pedro, Ale, Gilda, Rafa, Josefina, Luis, Prisci y Edith por su amistad incondicional y cariño, gracias.

CONTENIDO

página

RESUMEN.....	III
ABSTRACT.....	IV
DEDICATORIA.....	V
AGRADECIMIENTOS.....	VI
LISTA DE CUADROS.....	X
LISTA DE FIGURAS.....	XIII
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. JUSTIFICACIÓN.....	2
III. OBJETIVOS.....	3
3.1 Objetivo general.....	3
3.2 Objetivos específicos.....	3
IV. HIPOTESIS.....	3
V. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
5.1 El Cultivo del chile.....	4
5.1.1 Importancia.....	5
5.2 Problemática del chile en México.....	5
5.3 El Oomiceto <i>Phytophthora capsici</i>	6
5.4 Métodos de control.....	7
5.4.1 Control químico.....	7
5.4.2 Control biológico.....	8
5.4.3 Control genético.....	9
5.5 Criollo de Morelos CM-334.....	10
5.6 Injerto.....	11
5.6.1 Aspectos fisiológicos del injerto.....	11
5.6.1 Compatibilidad de injertos.....	12
5.6.2 Uso de portainjertos para manejo de enfermedades de la raíz.....	12
5.6.3 Injertos como alternativa al estrés abiótico	13
5.6.4 Incrementos del rendimiento mediante portainjertos.....	14
5.6.5 Problemática del injerto.....	15
VI. MATERIALES Y MÉTODOS.....	16
6.1 Material vegetal y producción de plántulas.....	16
6.2 Fertirriego.....	16

6.3 Injertado.....	16
6.4 Condiciones del injerto y aclimatación.....	18
6.5 Pruebas de compatibilidad.....	19
6.6 Experiments realizados.....	19
6.7 Trasplante y mantenimiento.....	19
6.8 Preparación del inoculo e inoculación con <i>Phytophthora capsici</i>	20
6.9 Evaluación de la enfermedad y reaislamiento del patógeno.....	20
6.10 Otras Variables evaluadas.....	21
6.10.1 Variables de rendimiento.....	21
6.10.1.1 Número de frutos.....	21
6.10.1.2 Largo y ancho del fruto.....	21
6.10.1.3 Peso fresco.....	21
6.10.1.4 Peso seco.....	22
6.10.2 Variables fenológicas.....	22
6.10.2.1 Altura de la planta.....	22
6.10.2.2 Número de hojas.....	22
6.10.2.3 Inicio de floración y número de flores.....	22
6.10.3 Diámetro de la flor.....	22
VII RESULTADOS.....	23
7.1 Compatibilidad.....	23
7.2 Severidad de la marchitez.....	23
7.3 Variables de rendimiento.....	26
7.3.1 Número de frutos.....	26
7.3.1.1 Número acumulado de frutos maduros.....	26
7.3.1.2 Largo de frutos maduros.....	26
7.3.1.3 Ancho de frutos.....	28
7.3.1.4 Largo x ancho de frutos.....	29
7.3.1.5 Peso fresco de frutos.....	29
7.3.1.5.1 Peso fresco acumulado.....	43
7.3.1.6 Peso seco de frutos.....	31
7.3.1.6.1 Peso seco acumulado.....	31

7.4 Variables fenológicas.....	31
7.4.1 área bajo la curva del progreso de la altura(ABCPA).....	31
7.4.2 Área bajo la curva del progreso del número de hojas (ABCPN).....	34
7.4.3 Floración.....	34
7.4.3.1 Días a floración.....	34
7.4.4 Número de flores.....	37
7.4.4.1 Número acumulado de flores.....	37
7.4.5 Diámetro de flor.....	39
7.4.5.1 Área bajo la curva del progreso de diámetro de flor (ABCPDI).....	39
VIII DISCUSIÓN.....	41
IX CONCLUSIONES.....	45
X BIBLIOGRAFÍA.....	46
XI APÉNDICE.....	63
XII ANEXOS.....	77

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1.	Porcentaje de sobrevivencia de plantas de los cultivares Camino Real y Criollo de Tetela de Ocampo injertadas sobre Criollo de Morelos 334.....	23
Cuadro A1.	Resumen del análisis de varianza del área bajo la curva del progreso de la severidad de la infección de plantas de chile por <i>Phytophthora capsici</i> , la altura de planta, el número de hojas, el número de flores y el diámetro de flor en el primer experimento factorial de variedades de chile, injertos sobre CM334 e inoculación al suelo con <i>P. capsici</i>	62
Cuadro A2.	Resumen del análisis de varianza del área bajo la curva del progreso de la severidad de la infección de plantas de chile por <i>Phytophthora capsici</i> , la altura de planta, el número de hojas, el número de flores y el diámetro de flor en el segundo experimento factorial de variedades de chile, injertos sobre CM334 e inoculación al suelo con <i>P. capsici</i>	62
Cuadro A3.	Resumen del análisis de varianza del número, peso fresco y peso seco acumulado de frutos en variedades de chile serrano, injertadas o no sobre CM334, con y sin inoculación con <i>Phytophthora capsici</i> . Primer experimento factorial.....	63
Cuadro A4.	Resumen del análisis de varianza del número, peso fresco y peso seco acumulado de frutos en variedades de chile serrano, injertadas o no sobre CM334, con y sin inoculación con <i>Phytophthora capsici</i> . Segundo experimento factorial.....	63
Cuadro A5.	Resumen del análisis de varianza del peso fresco de frutos a diferentes días después del trasplante en el primer experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con <i>Phytophthora capsici</i>	64
Cuadro A6.	Resumen del análisis de varianza del peso fresco de frutos a diferentes días después del trasplante en el segundo experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre	

CM334 e inoculación al suelo con <i>Phytophthora capsici</i>	65
Cuadro A7. Resumen del análisis de varianza del peso seco de frutos a diferentes días después del trasplante en el primer experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con <i>Phytophthora capsici</i>	66
Cuadro A8. Resumen del análisis de varianza del peso seco de frutos a diferentes días después del trasplante en el segundo experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con <i>Phytophthora capsici</i>	67
Cuadro A9. Resumen del análisis de varianza del número de frutos a diferentes días después del trasplante en el primer experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con <i>Phytophthora capsici</i>	68
Cuadro A10. Resumen del análisis de varianza del número de frutos a diferentes días después del trasplante en el segundo experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con <i>Phytophthora capsici</i>	69
Cuadro A11. Resumen del análisis de varianza global del Largo de frutos en el primer y segundo experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con <i>Phytophthora capsici</i>	70
Cuadro A12. Resumen del análisis de varianza global del Ancho de frutos en el primer y segundo experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con <i>Phytophthora capsici</i>	71
Cuadro A13. Resumen del análisis de varianza global del Largo X Ancho de frutos en el primer y segundo experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con <i>Phytophthora capsici</i>	72

Cuadro A14. Resumen del análisis de varianza del número de días a primera floración en el primer y segundo experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con <i>Phytophthora capsici</i>	73
Cuadro A15. Resumen del análisis de varianza del número acumulado de flores en el primer y segundo experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con <i>Phytophthora capsici</i>	74
Cuadro A16 Resumen del análisis de varianza del número de flores a diferentes días después del trasplante en el primer experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM 334 e inoculación al suelo con <i>Phytophthora capsici</i>	75
Cuadro A 17. Resumen del análisis de varianza del número de flores a diferentes días después del trasplante en el segundo experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con <i>Phytophthora capsici</i>	76

LISTA DE FIGURAS

- Fig.1 Proceso de Injertado.....17
- Fig. 2. Dinámica de la severidad de la infección por *Phytophthora capsici* en dos variedades no injertadas de chile serrano, inoculadas (10^5 zoosporas, los días 36 y 43 después del trasplante) con una cepa procedente de la Vega de Metztlán, Hidalgo. Promedios de 12 repeticiones. **a** = Experimento 1. **b**=Experimento 2.....24
- Fig. 3. Área bajo la curva del progreso de la severidad de *Phytophthora capsici* en dos variedades de chile serrano inoculadas con una cepa de la Vega de Metztlán, Hidalgo. Promedios de 12 repeticiones por experimento. Las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $P = 0.05$).25
- Fig. 4. Efecto de interacción entre variedad de chile serrano, injerto sobre el criollo de Morelos 334 e inoculación al suelo sobre el número acumulado de frutos en el primer (a) y segundo (b) experimento factorial. SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado (10^5 zoosporas, los días 36 y 43 después del trasplante). Promedios de 12 repeticiones. Dentro de cada experimento, las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $P = 0.05$).....27
- Fig.5. Efecto de interacción entre variedad de chile serrano, injerto sobre el criollo de Morelos 334 e inoculación al suelo sobre el largo de frutos en el Experimento 1 (a) y Experimento 2 (b). SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado (10^5 zoosporas, los días 36 y 43 después del trasplante). Promedios de 12 repeticiones. Dentro de cada experimento, las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $P = 0.05$).....28
- Fig. 6. Efecto de interacción entre variedad de chile serrano, injerto sobre el criollo de Morelos 334 e inoculación al suelo sobre el peso fresco acumulado de frutos en el primer (a) y segundo (b) experimento factorial. SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado (10^5 zoosporas, los días 36 y 43 después del trasplante).

Promedios de 12 repeticiones. Dentro de cada experimento, las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey P = 0.05).....30

Fig. 7. Interacción entre variedad de chile serrano, injerto sobre el criollo de Morelos 334 e inoculación al suelo con *Phytophthora capsici* sobre el peso seco acumulado de frutos en el primer (a) y segundo (b) experimento factorial. SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado (10^5 zoosporas, los días 36 y 43 después del trasplante). Promedios de 12 repeticiones. Dentro de cada experimento, las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey P = 0.05).....32

Fig. 8. Efecto de interacción entre injerto y tratamiento de inoculación al suelo por *Phytophthora capsici*, sobre el área bajo la curva del progreso de la altura en el primer (a) y segundo (b) experimento factorial. SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado. Promedios de 12 repeticiones. Dentro de cada experimento, las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey P = 0.05).....33

Fig. 9. Efecto de interacción entre injerto y tratamiento de inoculación al suelo con *Phytophthora capsici* sobre el área bajo la curva del progreso del número de hojas (ABCPNH) en el primer experimento factorial. SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado (10^5 zoosporas, los días 36 y 43 después del trasplante). Promedios de 24 repeticiones. Las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey P = 0.05).....35

Fig. 10. Efecto de interacción entre variedad de chile serrano, injerto sobre el criollo de Morelos 334 e inoculación al suelo con *Phytophthora capsici* sobre el área bajo la curva del número de hojas (ABCPNH) en el segundo experimento factorial. SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado (10^5 zoosporas, los

días 36 y 43 después del trasplante). Promedios de 12 repeticiones. Las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey P = 0.05).....35

Fig. 11. Efecto de interacción entre variedad de chile serrano, injerto sobre el criollo de Morelos 334 e inoculación al suelo con *Phytophthora capsici* sobre los días a floración en el primer experimento factorial. SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado. Promedios de 12 repeticiones. Las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey P = 0.05).....36

Fig. 12. Interacción entre variedad de chile serrano e injerto sobre el criollo de Morelos 334 sobre el número acumulado de flores en el primer experimento factorial. Promedios de 36 repeticiones. Las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey P = 0.05).....37

Fig. 13. Efecto de interacción entre variedad de chile serrano, injerto sobre el criollo de Morelos 334 e inoculación al suelo sobre el número acumulado de flores en el segundo experimento factorial. SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado (10^5 zoosporas, los días 36 y 43 después del trasplante). Promedios de 12 repeticiones. Las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey P = 0.05).38

Fig. 14. Efecto de interacción entre injerto y tratamiento de inoculación al suelo con *Phytophthora capsici* sobre el área bajo la curva del progreso del diámetro de flor (ABCPDI) en el primer experimento factorial. SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado (10^5 zoosporas, los días 36 y 43 después del trasplante). Promedios de 24 repeticiones. Las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey P = 0.05).....39

Fig. 15. Efecto de interacción entre variedad de chile serrano, injerto sobre el criollo de Morelos 334 e inoculación al suelo sobre el área bajo la curva del diámetro de flores (ABCPDI) en el segundo experimento factorial. SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado (10^5 zoosporas, los días 36 y 43 después del trasplante).

Promedios de 12 repeticiones. Las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $P = 0.05$).....40

I INTRODUCCIÓN

El cultivo de chile es una de las aportaciones más importantes del continente americano al mundo (Heiser, 1981). México es el principal exportador de chile verde y el segundo productor a nivel mundial (FAO, 2016); cuenta con una amplia diversidad de la especie *Capsicum annuum* la más importante en el mundo, con sistemas de producción y problemáticas muy diversos (Aguilar-Rincón *et al.*, 2010). Los chiles verdes tales como serrano, jalapeño, soledad y de árbol, pertenecientes a la especie *Capsicum annuum*, constituyen las variedades principales debido a su valor y volumen de producción (SIAP, 2016). El principal problema fitosanitario de este cultivo es la marchitez causada por *Phytophthora capsici* Leonian, el cual causa pudrición en las raíces, necrosis en el tallo, hojas y frutos y ocasiona grandes pérdidas de rendimiento (Ristaino y Johnston, 1999; Silva *et al.*, 2009). Su control se realiza comúnmente con la aplicación de agroquímicos, entre ellos, Busan, cercobin, fórum, metalaxil (González *et al.*, 2009), sin embargo el uso excesivo de estos productos ha ocasionado impacto ambiental, toxicidad al hombre y resistencia del patógeno. Por otro lado, la necesidad de erradicar el uso de bromuro de metilo utilizado también como fumigante para este fitopatógeno, ha inducido un aumento en los esfuerzos por encontrar alternativas de manejo que sean amigables con el ambiente (Louws, 2010). La tendencia se centra en obtener cultivares resistentes mediante mejoramiento genético (Guigón y González, 2001), pero resulta difícil y compleja su generación debido a la existencia de diversas razas fisiológicas del fitopatógeno, además se requieren muchos años para obtener este tipo de cultivares (Sy *et al.*, 2008; Russo, 2012). Entre los métodos alternativos para controlar a *P. capsici* destaca el injerto sobre patrones resistentes (Santos y Goto, 2004), cuyo uso se ha incrementado debido a su eficacia e inocuidad para el ambiente. El injerto es un método de propagación que consiste en unir dos plantas diferentes en una sola planta, en la cual una parte produce el brote y la otra las raíces (Hartmann *et al.*, 2010). Generalmente se injertan en cultivares con genes de resistencia o tolerancia a estrés biótico (King *et al.*, 2010) o abiótico (Zhao *et al.*, 2011). En el presente trabajo se evaluó la compatibilidad, la fenología, el rendimiento y la tolerancia a *P. capsici* de plantas de chile injertadas sobre CM-334, como alternativa de manejo de la marchitez que este patógeno causa en el cultivo de chile serrano en las regiones de Tetela de Ocampo, Puebla y la Vega de Metztlán, Hidalgo.

II. JUSTIFICACIÓN

En México se considera a la marchitez del chile como la enfermedad más importante en este cultivo (Redondo, 1974). Se ha reportado su presencia en todos los estados productores de chile, donde puede causar grandes pérdidas económicas (García *et al.*, 2000). En las zonas productoras de Puebla e Hidalgo las pérdidas registradas van de 40% a 100% (Rodríguez *et al.* 2004). La región de la Vega de Metztlán, Hidalgo, sufre pérdidas considerables en los cultivos de chile serrano debido al ataque por *P. capsici*, que causa síntomas de marchitez, resultando en bajos rendimientos y altos costos de producción. Estos problemas están causando que los agricultores opten por sembrar otros cultivos. Actualmente no existen suficientes estrategias aceptables de manejo, poco se ha logrado para su control y tampoco existen variedades comerciales que sean genéticamente resistentes; además, los productos químicos usados para su control promueven el desarrollo de cepas resistentes y daños al ambiente. Una situación similar está ocurriendo en el municipio de Tetela de Ocampo, Puebla, donde se producen frutos de buena calidad en comparación con otras zonas, pero de acuerdo a la opinión de los productores locales la enfermedad puede acabar completamente con el cultivo. Es por ello que en cada ciclo de cultivo los agricultores se desplazan a nuevas áreas donde no se ha sembrado chile y para el control de *P. capsici* utilizan dosis de pesticidas cada vez más altas y con mayor frecuencia (Victoria- Arellano, 2015). Es entonces necesario probar estrategias que disminuyan los daños, mejoren el rendimiento y reduzcan tanto los costos de producción como el impacto ambiental de los pesticidas usados. En el presente trabajo se propone como método alternativo el uso de plantas comerciales injertadas sobre el patrón resistente CM-334. Cuando una planta es injertada sobre algún patrón, puede haber problemas de compatibilidad entre ambos (Lee, 1994); también puede cambiar el patrón fenológico del cultivo y potencialmente el rendimiento con respecto a la variedad no injertada (Suzuki *et al.*, 2002). A la fecha no existen reportes sobre la compatibilidad y sobre el comportamiento agronómico del patrón resistente Criollo de Morelos 334 y las variedades comerciales de chile serrano utilizadas en las regiones antes mencionadas. En el presente proyecto de tesis se hizo una evaluación de este comportamiento como una estrategia para explorar la viabilidad de incorporar el uso de injertos a los sistemas de producción de chile serrano en las regiones bajo estudio.

III. OBJETIVOS

3.1 Objetivo general:

- Evaluar la compatibilidad, el comportamiento fenológico, el rendimiento y la tolerancia a *P.capsici* de cultivares comerciales usados en la producción de chile serrano en la Vega de Metztitlán, Hidalgo y en Tetela de Ocampo, Puebla , injertadas sobre CM-334

3.2 Objetivos específicos:

- Evaluar la compatibilidad de los injertos de cultivares comerciales de Chile Serrano (*Capsicum annuum*) de Tetela de Ocampo y Camino Real de la Vega de Metztitlán sobre Criollo de Morelos 334.
- Evaluar el porcentaje de severidad de plantas injertadas y no injertadas, inoculadas con *Phytophthora capsici*.
- Comparar el comportamiento fenológico y rendimiento de plantas injertadas de las variedades antes mencionadas, con el de plantas no injertadas tanto en ausencia como en presencia del patógeno.

IV. HIPÓTESIS

- Las plantas de los cultivares comerciales de chile serrano (*Capsicum annuum*) de Tetela de Ocampo y de la Vega de Metztitlán, injertadas sobre criollo de Morelos 334 presentan compatibilidad.
- Es posible cultivar plantas de chile de variedades comerciales injertadas sobre criollo de Morelos 334, en presencia de *Phytophthora capsici*, sin ocurrencia de marchitez.
- El injertado de los cultivares de chile serrano (*Capsicum annuum*) criollo de Tetela de Ocampo y Camino Real de la Vega de Metztitlán, injertadas sobre criollo de Morelos 334 no produce cambios significativos en la fenología y el rendimiento de frutos.

V. REVISIÓN DE LITERATURA

5.1 El cultivo de chile

El chile (*Capsicum annuum* L.) pertenece a la familia de las solanáceas, la cual incluye papas, tomates, tabaco y petunias, entre otras especies (Bosland, 1994). El género *Capsicum* es nativo de las zonas tropicales y subtropicales de América. El primer registro de su consumo en México es de hace aproximadamente 7 500 años (Long, 1986). Aunque el género *Capsicum* incluye más de 26 especies, solo 12 especies son utilizadas por el hombre y de estas solo cinco se cultivan. Estas especies son: *Casicum annnum* (jalapeño, serrano, ancho, pasilla, mirasol o guajillo, de árbol, chiltepín o piquín, etc.) *Capsicum baccatum*; *Capsicum chinense* (habanero); *Capsicum frutescens* (tabasco), y *Capsicum pubescens* (manzano) (López Riquelme, 2003). El chile es una planta anual, que posee tallos erectos, densamente ramificados, herbáceos, semileñosos y de color verde oscuro; alcanza alturas de 50 a 90 cm (Vilmorin, 1997). Las hojas tienen un peciolo alargado y son ovaladas, suaves, de color verde oscuro, terminadas en punta, que se van adelgazando (Pérez *et al.*, 1998). Las flores son pequeñas, blancas y hermafroditas; se producen en los nudos donde ramifica el tallo. De acuerdo con la especie se forman de una a cinco flores en una ramificación (Pérez *et al.*, 1998). Los frutos son bayas cónicas o semiesféricas de diferentes pesos y tamaños, dependiendo de las variedades. Los frutos que tienen un pericarpio grueso se consumen frescos, mientras que aquellos con un pericarpio delgado se consumen secos o después de la molienda (Laborde y Pozo ,1984). El tamaño y el picor son caracteres genéticamente independientes. El nivel de pungencia de un chile es el resultado de factores ambientales y genéticos que determinan la cantidad y el tipo de capsaicinoides que un chile contiene (López Riquelme, 2003) aunque el control genético de la pungencia no está claro, se sabe que los chiles que no pican carecen del gen dominante para la producción de capsaicina (Caterina *et al.*, 1997). En la actualidad, el chile es un cultivo agrícola importante con numerosas variedades ampliamente cultivadas (Laborde y Pozo ,1984). De acuerdo a la FAO al 2014 los mayores productores de chile a nivel mundial son: China, México, Turquía, Indonesia, India y España.

5.1.1 Importancia

El chile (*Capsicum spp.*) se consume como fruto fresco, seco o procesado para proporcionar color, sabor y aroma a infinidad de platillos. Sus capsaicinoides tienen uso medicinal y sus frutos son una fuente importante de vitaminas A, C y pigmentos (Ortiz *et al.*, 2010, Heiser 1976). Pickensgill en 2003 menciona que México es líder en consumo de chile a nivel mundial, con 15 g por persona al día. Su cultivo desde épocas prehispánicas ha tenido gran importancia cultural, social y económica. Se produce prácticamente en todo el territorio nacional, desde el nivel del mar en las costas del golfo de México y del pacífico, hasta los 2500 msnm en la mesa central (Laborde y Pozo, 1984). Los más de cien tipos de chile conocidos se concentran en 22 grupos de chiles verdes y 12 de chiles secos, entre los cuales destacan los picantes como el jalapeño, el poblano y el serrano, así como algunos considerados dulces como el morrón. Los chiles verdes (serrano, jalapeño, poblano, morrón) constituyen las variedades principales debido a su valor y volumen de producción (SIAP, 2016). México es el principal exportador a escala internacional y el segundo productor a nivel mundial. En el 2016 se sembraron 34 881 hectáreas, de las cuales se obtuvieron 842 316 toneladas, lo que representó un valor comercial de aproximadamente 17 896 millones de pesos. Los principales estados productores son: Tamaulipas, San Luis Potosí, Baja California Sur, Zacatecas, Guanajuato, Chihuahua, Sonora, y Sinaloa. Este último concentra la mayor producción nacional con el 60 % (SIAP, 2016). Además el cultivo del chile aporta ingresos competitivos para los productores y su manejo requiere alrededor de 150 jornales por hectárea en zonas de riego. Sin embargo, en los últimos años la rentabilidad del cultivo ha sido afectada por diversos factores, entre ellos las enfermedades causadas por fitopatógenos de suelo, que reducen los rendimientos del cultivo y afectan la economía de los agricultores (SAGARPA, 2016).

5.2 Problemática del chile en México

El cultivo del chile en México presenta una problemática fitosanitaria muy aguda desde hace varias décadas (Chew *et al.*, 2008); la causa principal se debe a pudriciones de la raíz. Por ejemplo en la zona Norte-Centro de México, las pérdidas por pudriciones de la raíz varían de 26 a 40% (Velásquez *et al.*, 2000); esto ocurre principalmente en los estados de Aguascalientes y Zacatecas, en donde se han detectado *Rhizoctonia spp.*, *Fusarium spp.*,

Phytophthora spp., *Verticillium spp.* y *Pythium spp.* Los síntomas asociados con la pudrición de la raíz del chile incluyen: defoliación, cambio de color y rizado del follaje, daño a estructuras reproductivas, maduración adelantada e irregular y necrosis en las raíces (Velásquez *et al.*, 2001). “La marchitez” destaca como la enfermedad de la raíz más importante en el cultivo, debido a que provoca la muerte prematura de la planta (Anaya *et al.*, 2011). Esta enfermedad es causada por el oomiceto *Phytophthora capsici* Leonian, el cual pudre las raíces y ocasiona necrosis en el tallo. Los esporangios producidos por el oomiceto llegan a cubrir tanto las hojas como los frutos (Ristaino y Johnston, 1999). Esta enfermedad se ha reportado en casi todos los estados productores de chile como Aguascalientes, Guanajuato, San Luis Potosí, Zacatecas, Durango, Sinaloa, Sonora Chihuahua, Querétaro e Hidalgo (Silva *et al.*, 2009; García *et al.*, 2000; Guigón y González, 2001). En Chihuahua, la marchitez ocasiona graves pérdidas en el rendimiento por el rápido progreso de la enfermedad (Gevens *et al.*, 2007; Guigón y González, 2001; Silva *et al.*, 2009); esto mismo ocurre en los estados de Oaxaca (Vásquez *et al.*, 2009) y Guerrero (Pérez *et al.*, 2003). En las zonas productoras de Puebla e Hidalgo las pérdidas registradas van de 40% a 100%; esto ha ocasionado que gran cantidad de parcelas ya no puedan ser cultivadas con esta especie (Rodríguez *et al.*, 2004).

5.3 El Oomiceto *Phytophthora capsici*

Los oomicetos son considerados organismos eucariontes, los cuales tienen una amplia distribución en la naturaleza (Thines y Kamoun, 20010; Erwin y Ribeiro, 1996) y están incluidos en el reino Stramenopila (Blair *et al.*, 2008; West *et al.*, 2003; Tyler, 2001), que dista de las plantas, animales y hongos. Filogenéticamente, los oomicetos están relacionados con las algas diatomeas (Tyler, 2001) debido a que poseen paredes celulares gruesas compuestas de celulosa (P-1,4-glucano) y no de quitina (West *et al.*, 2003). Dentro de los oomicetos existen aproximadamente 60 especies de *Phytophthora*, las cuales son patógenos destructivos que causan pudrición de raíces, coronas, tallos, hojas y frutos en un amplio rango de hospedantes (Erwin y Ribeiro 1996; Foster y Hausbeck, 2010). *Phytophthora capsici* se reproduce de forma sexual y asexual (Ristaino, 1999; Castro *et al.*, 2012). La oosporogénesis, que es la formación de oosporas (esporas sexuales), se efectúa cuando los tipos de compatibilidad A1, reportado como más virulento, y A2, crecen en proximidad y entran en

contacto (Gallegly y Hong, 2008). Esto involucra la producción y fusión del oogonio (gametangio femenino) y del anteridio (gametangio masculino) (West *et al.*, 2003). Las oosporas están adaptadas para sobrevivir bajo condiciones ambientales adversas (Sansome, 1976). La reproducción asexual ocurre mediante esporangios los cuales son producidos en esporangióforos ramificados (Ristaino, 1999) que germinan indirectamente y producen esporas acuáticas llamadas zoosporas, las cuales carecen de pared celular y tienen dos flagelos que les permiten desplazarse en el agua (Bernhardt, *et al.*, 1982). Utilizando los nutrientes adquiridos de la planta, las hifas del oomicete se ramifican formando micelio, el cual 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).

Phytophthora capsici fue descrito por Leonian en 1922 como el agente causal de la marchitez del chile. Este oomiceto tiene una alta capacidad de infección y se dispersa principalmente cuando el suelo está saturado de agua, a través de los canales de riego o por salpique causado por lluvia (Richard *et al.*, 2009; Li *et al.*, 2007). Más de 50 especies de plantas han sido identificadas como hospederas de este oomiceto (Quesada *et al.*, 2009; Gevens *et al.*, 2008; Hausbeck y Lamour, 2004; Erwin y Ribeiro, 1996, entre las más importantes se encuentran especies de solanáceas como el chile, el tomate y la berenjena, y cucurbitáceas como el pepino, la calabaza y el melón (Lamour, 2009). También infecta plantas de familias como Amarilidáceae, Fabaceae, Malvaceae y Piperaceae (Sanogo y Ji, 2012). La enfermedad se debe a que el oomiceto obstruye el xilema y el floema, lo que impide el paso de nutrientes y agua al follaje (Egea *et al.*, 1996; Quesada *et al.*, 2010). Actualmente, *P. capsici*, se considera el patógeno más importante en la producción chile (Ristaino y Johnston, 1999; Bosland y Lindsey, 1991), ya que las pérdidas anuales llegan a superar los 10 millones de dólares en todo el mundo (Richard, 2009).

5.4 Métodos de control

5.4.1 Control químico

Debido a la fisiología de los Oomicetes, la mayoría de los fungicidas no tienen efecto sobre ellos, ya que tienen una extraordinaria flexibilidad genética que les permite rápidamente adaptarse y desarrollar resistencia (Tyler, 2001). El mefenoxam fue utilizado

por muchos años para el manejo de esta enfermedad sin embargo muchas poblaciones de *P. capsici* ahora son parcial o totalmente resistentes a este fungicida. Por otro lado, algunos productos como el dimetomorf, zoxamida, fluoprocolide, ametoctradin, mandipropamid y cymoxanil en combinación con famoxadona pueden tener el mismo efecto que el mefenoxam. Se sabe que el uso de estos productos, los cuales tienen diferentes formas de acción, pueden frenar la resistencia del patógeno (Kousik *et al.*, 2011). Algunos productos que contienen DMDS, metam sodio, metam potasio, y cloroprocrina han tenido éxito para el control de la enfermedad en Norte América. Además la técnica de solarización ha demostrado ser tan efectiva como el uso del bromuro de metilo (Hausbeck, 2012). En México el principal control de *P. capsici*, se realiza con la aplicación de agroquímicos, entre ellos, etridiazol, fosetilaluminio, metalaxyl, azoxystrobin y propamocarb (Pérez *et al.*, 2004); sin embargo, el uso indiscriminado de estos productos ha ocasionado impacto ambiental, toxicidad al hombre y resistencia del patógeno. Por ejemplo, en varias especies de Oomycetes se ha desarrollado resistencia al metalaxyl, por lo que su uso requiere de un manejo adecuado para preservar la utilidad de este producto (Tyler, 2001; Davidse *et al.*, 1983).

5.4.2 Control biológico

Una alternativa eficaz para el control de ciertas enfermedades es el uso de ciertos microorganismos como agentes de control biológico (Martínez, 2009). Se han reportado diversos productos biológicos para el control de fitopatógenos, la mayoría formulados con *Trichoderma*, *Gliocadium*, *Pseudomonas* y *Bacillus*. Estos productos actúan también como promotores del crecimiento de las plantas, estimuladores de raíces o acondicionadores del suelo (Alejo-Lozano, 2014; PLM, 2013). La utilización de bacterias antagónicas ha sido una alternativa muy promisorias para el manejo de *P. capsici*; debido a sus potencialidades de inhibición de fitopatógenos de suelo y promoción del crecimiento en plantas (Podile y Laxmi, 1998; Weller, 1988). Compuestos bioactivos, tales como antibióticos y enzimas líticas (Tarabily *et al.*, 1997; Berdy 2005; Clardy *et al.*, 2006; Gheler *et al.*, 2013), producidas por las bacterias filamentosas, principalmente del género *Streptomyces* spp., se han considerado como una de las herramientas más importantes para el control de las enfermedades transmitidas por el suelo (Buchenauer, 1998; Gheler *et al.*, 2013). Se han utilizado aceites de timo rojo, orégano y esencia de palmarosa, los cuales han sido efectivos para proteger

frutos y plantas de calabaza ante la infección de *P. capsici*, sin embargo estos aún no han sido probados en campo (Bi *et al.*, 2012; Granke *et al.*, 2010). Además, diversas especies de *Trichoderma* se han asociado con un antagonismo de la fase vegetativa de *Phytophthora* (Harman, 2000; Malajczuk, 1983; Stefanova *et al.*, 1999). El proceso se lleva a cabo mediante metabolitos volátiles o solubles, los cuales reducen el crecimiento del patógeno, seguido por una vacuolación del contenido celular que eventualmente resulta en lisis de las hifas. Las características que presentan las cepas del antagonista *Trichoderma* han hecho posible la elaboración de productos biológicos amigables con el ambiente. La versatilidad, la gama de mecanismos biológicos y la plasticidad ecológica que posee *Trichoderma*, lo convierten en un excelente controlador biológico (Martínez *et al.*, 2013).

5.4.3 Control genético

El control genético o “resistencia genética” es considerada una alternativa para la solución de problemas fitosanitarios como la marchitez. La resistencia se encuentra presente en plantas criollas o silvestres de Chile, las cuales tienen un gran número de genes que confieren resistencia o tolerancia a patógenos como *P. capsici* (Hernández *et al.*, 1998). El descubrimiento de cultivares resistentes ha permitido conocer más a fondo los mecanismos que emplean las plantas para defenderse de los fitopatógenos (Castro *et al.*, 2012). Estos mecanismos se activan cuando compuestos elicitores producidos por patógenos desencadenan una cascada de señales que llevan a la activación de genes de defensa en las plantas (Heath, 2000; Laxalt y Munnik, 2002). Existen defensas preformadas e inducidas. Entre las preformadas se encuentran péptidos, proteínas y metabolitos secundarios no proteicos (Heath, 2000), mientras que en las inducidas se encuentra la unión peroxidativa de compuestos fenólicos, la deposición de sustancias como el sílice, la formación de papilas con calosa en la pared celular, la acumulación de especies reactivas de oxígeno, la respuesta hipersensible (HR), así como la respuesta sistémica adquirida (Maleck y Dietrich, 1999) que lleva a expresar una serie de genes relacionados con la patogénesis tanto a nivel local como a nivel sistémico en la planta (Maleck y Dietrich, 1999). Aunque existe una gran diversidad genética de especies de *Capsicum* domesticadas y silvestres para desarrollar cultivares resistentes a *P. capsici*, obtener este tipo de cultivares requiere muchos años (Sy *et al.*, 2008; Russo, 2012).

5.5 Criollo de Morelos CM-334

El Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas en 1980 se dio a la tarea de buscar fuentes de resistencia en chiles cultivados y silvestres en nuestro país, investigación que derivó con algunas líneas con resistencia a *P. capsici*. (Pozo 1983; Pérez *et al.*, 1986, Santos-Juárez 2010), Entre los que sobresalía el chile tipo serrano Criollo de Morelos 334 (CM-334) en todas sus generaciones, seguidas de L-29 PI201232 Y PI122034 (Candole *et al.*, 2010). Además del CM334, las accesiones BG 102 y BG 107, con la misma procedencia del estado de Morelos, demostraron resistencia a *P. capsici* y a la inoculación en mezcla de *Fusarium spp.*, *Rhizoctonia spp* y *P. capsici* (Anaya *et al.*, 2011). Se sabe que el CM334 posee el nivel más alto de resistencia a *P. capsici*, sin importar la agresividad del aislado ni las condiciones ambientales (Sy *et al.*, 2008). Sin embargo, el nematodo *Nacobus aberrans* provoca la ruptura de la resistencia de CM-334 a *P. capsici* (Vargas *et al.*, 1996). Esto es debido a que *N. aberrans* tiene la capacidad de inducir una reprogramación celular, que ocasiona una alteración en la expresión génica del hospedante y altera los mecanismos de defensa de la planta, haciéndola susceptible a hongos fitopatógenos (Zavaleta, 2002). No se conoce con exactitud la genética que gobierna la respuesta de resistencia, pero algunos *loci* de caracteres cuantitativos (QTL) han sido mapeados, y se ha determinado que la herencia de la resistencia es multigénica (Ogundiwin *et al.*, 2005). Se han identificado seis regiones cromosómicas involucradas en la resistencia de esta planta al ataque de patógenos. El factor de resistencia localizado en el cromosoma cinco es compartido por las plantas de Chile resistentes y se cree que confiere la resistencia contra oomycetes en general (Thabuis *et al.*, 2004). En algunos cultivares de Chile la resistencia es dependiente de la concentración de inóculo, etapa de desarrollo de las plantas y temperatura, mientras que en el CM-334 la resistencia es independiente de estos factores (Palloix *et al.*, 1988). En las plantas de Chile que son infectadas por *P. capsici* la resistencia es controlada por diferentes genes (Oelke *et al.*, 2003), algunos de ellos conducen a la síntesis de proteínas y compuestos antimicrobianos. Se sabe que los genes de defensa HMG2, SC y EAS (hidroximetilglutaril-CoA reductasa 2, sesquiterpeno ciclasa, y 5-epiaristológeno sintasa, respectivamente) están implicados en la biosíntesis de fitoalexinas sesquiterpénicas como el capsidiol, que tiene la capacidad de permeabilizar las membranas de *P. capsici* (Turelli *et al.*, 1984; Ha *et al.*, 2003; Silvar *et al.*, 2008; Fernández-Herrera *et al.*, 2012). El Chile CM-334 exhibe un alto grado de resistencia

a múltiples aislamientos de *P. capsici*, la cual se expresa como una respuesta hipersensitiva en raíz, tallo y follaje (Candela *et al.*, 2000; Ueeda *et al.*, 2006). En estas plantas resistentes, el patógeno se mantiene en la superficie de la epidermis de la raíz, atrapado en los exudados radicales; además se observa un engrosamiento de la lamela media entre las células epidermales y corticales. Otra característica estructural es la formación de aposiciones de la pared celular unidas a hifas (Kim y Kim, 2009).

5.6 Injerto

El injerto en hortalizas se ha utilizado en muchos países por más de 50 años, debido a que es una técnica rápida para el control de fitopatógenos del suelo, un medio de tolerancia ante el estrés abiótico, una alternativa al uso del bromuro de metilo y además su uso es amigable con el ambiente (King *et al.*, 2008; Rivard y Louws, 2008). Esta técnica se inició en los años 20's en Japón y Corea, cuando la sandía fue injertada sobre un patrón de calabaza para controlar la marchitez por *Fusarium spp.* (Sakata *et al.*, 2003). La técnica del injerto no se hizo popular hasta que los trasplantes de injertos de berenjena fueron usados en la producción comercial en los años 1960's (Lee, 1994; Oda, 1999). Las áreas cultivadas de solanáceas que incluyen un número importante de cultivos anuales como el tomate, el chile, la berenjena y cucurbitáceas como el melón, el pepino, la sandía y la calabaza se han incrementado rápidamente en los últimos años debido al uso de injertos (Martínez Ballesta *et al.*, 2010, Lee *et al.*, 2010). Muchos países de Europa, Oriente Medio, África del Norte, América Central y otras partes de Asia (con excepción de Japón y Corea) adoptaron esta tecnología y sus áreas de introducción de plantas injertadas se incrementaron (Lee, 2003; Lee, 2007; Leonardi y Romano, 2004; Oda, 2007). La técnica del injerto aparentemente es un proceso simple, sin embargo requiere mucha atención al momento de seleccionar el porta injerto, organizar los periodos de siembra, cuidar del proceso de curado y elegir la técnica de injerto que se va a utilizar (Trinchera *et al.*, 2013)

5.6.1 Aspectos fisiológicos del injerto

El injerto es una técnica que emplea la fusión de materiales de dos plantas diferentes; la parte aérea o injerto y el soporte que es llamado portainjertos. Cuando el injerto se desarrolla de forma exitosa, las dos partes de la planta crecen como una sola unidad. En esta técnica la conexión vascular entre ambas partes es esencial (Harada, 2010). El proceso de unión del

injerto involucra la proliferación de callo, la diferenciación del nuevo tejido vascular; producción de xilema y floema secundario (Hartman, 1997). Este proceso de conexión vascular entre el portainjertos y el injerto determinará la translocación de agua y nutrientes (Moore, 1984). Una conexión insuficiente de los tejidos vasculares entre ambas partes disminuye el flujo de agua y nutrientes, repercutiendo en los procesos esenciales de la planta como la nutrición mineral, fotosíntesis y transpiración (Oda *et al.*, 2005, Kaguaguchi *et al.*, 2008). Por otro lado, la edad de la planta al momento del injerto es un factor importante. Portainjertos de pimiento con una edad mayor mostraron un menor desarrollo en las conexiones del xilema comparados con plantas más jóvenes (Jonkan *et al.*, 2009); además la influencia del portainjertos en el contenido de minerales de la parte aérea es atribuido a las características fisiológicas de los sistemas radicales (Hartman, 1997).

5.6.1 Compatibilidad en injertos

La compatibilidad del portainjerto con el injerto depende de variables como su anatomía fisiología y genética (Trinchera *et al.*, 2013; Edelstein *et al.*, 2004), los mecanismos moleculares que se desarrollan durante la unión del injerto siguen sin comprenderse del todo (Yin *et al.*, 2012) sin embargo algunos autores describen que para una compatibilidad son necesarias las siguientes fases. La primera consiste en un contacto directo de los tejidos del injerto y portainjerto en el cual las células de parénquima son capaces de unirlos, una segunda fase donde la diferenciación celular toma lugar con la formación de una conexión continua de cambium entre el injerto y el portainjerto y la tercera fase donde la conexión vascular entre el injerto y el portainjerto se realiza con la formación del nuevo tejido cambial en callo (Trinchera *et al.*, 2013, Moore y Walker 1981; Tiedemann 1989, Hartmann *et al.*, 2002).

5.6.2 Uso de portainjertos para el manejo de enfermedades de la raíz

Los cultivos de cucurbitáceas y solanáceas son los más susceptibles a enfermedades con origen en el suelo (Huang, 2015). Se ha incrementado el uso de portainjertos para la producción de vegetales con fines de manejo de un amplio rango de patógenos, incluyendo hongos, oomycetos, bacterias, nematodos y virus (Lee *et al.*, 2010; López-Marín *et al.*, 2013). Existen varios ejemplos en cucurbitáceas donde se ha logrado que presenten resistencia a fitopatógenos del suelo mediante el uso de portainjertos. Por ejemplo, Wang *et al.*, 2004 reportaron que pepinos injertados con patrones resistentes a *Phytophthora capsici* Leonian y

F. oxysporum mostraron mayor tolerancia a estos fitopatógenos con respecto a las plantas no injertadas. Además, una de las enfermedades más comunes que se ha podido controlar mediante el uso de portainjertos es el marchitamiento en tomate por *Verticilium* (Blackhurst y Wood 1993; Klosterman *et al.*, 2009) y por *Ralstonia solanacearum*, enfermedad difícil de manejar debido a su amplia gama de hospedantes y su capacidad para mantenerse en el suelo aun después de la rotación de cultivo (Tikoo, 1979). En otros ejemplos, *Fusarium* spp que fue controlado por injerto en melón (Cohen *et al.*, 2002; Lee, 1994; Morra, 1998; Traka Mavrona *et al.*, 2000), pepino (Pavlou *et al.*, 2002), sandía (Heo, 2000) y tomate (Gindrat *et al.*, 1977). Por otra parte, las plantas injertadas pueden ser más tolerantes a otras enfermedades, tales como el marchitamiento repentino causada por *Monosporascus cannonballus* (Edelstein *et al.*, 1999). De esta forma el uso mundial de injertos con patrones resistentes ha disminuido significativamente la incidencia de la marchitez bacteriana, manteniendo una mayor calidad, incluso en suelos muy infestados (Tikoo, 1979).

5.6.3 Injertos como alternativa al estrés abiótico

Los factores de estrés ambiental pueden conducir a la disminución de los rendimientos en vegetales alrededor del mundo (Schawrd, 2010). El injerto se ha convertido en una herramienta alternativa para incrementar la tolerancia ante el estrés abiótico (Colla *et al.*, 2010) generado por factores como el agua, la temperatura, la nutrición, la luz, disponibilidad de oxígeno y concentración de metales pesados (Schawrd, 2010). Numerosos trabajos han reportado el papel del injerto en la tolerancia a la salinidad (Ruiz *et al.*, 2005). Por ejemplo, Romero *et al.*, (1997) compararon los efectos de la salinidad en dos variedades de melón que fueron injertados en tres híbridos de calabaza, con sus efectos sobre los melones no injertados, y encontraron que los melones injertados eran más tolerantes a la salinidad que los no injertados. García *et al.*, (2002) reportaron que las concentraciones de cloruro de sodio en el xilema y en las hojas de plantas no injertadas fueron mayores que en las plantas injertadas en tomates con portainjertos resistentes. Además, Ruiz *et al.*, (2005) demostraron que el uso de portainjertos tolerantes a salinidad en plantas de tabaco mejoró la calidad de las hojas en ambientes de estrés. Por otra parte, estudios recientes señalan que la tolerancia a la sequía se puede incrementar también mediante el uso de injertos (Penella, 2015). Estos injertos han sido utilizados principalmente en vegetales como tomate y melón (Sánchez-

Rodríguez *et al.*, 2013; Roupheal *et al.*, 2008). En países como Japón, Corea y China, principales productores de injertos en el mundo, se han utilizado portainjertos para incrementar la tolerancia a bajas temperaturas en cucurbitáceas (pepino, calabaza y melón) en temporadas donde los cultivos son afectados por las heladas y causan la muerte de las plantas (Lee *et al.*, 2005; Huang *et al.*, 2010; Li *et al.*, 2014).

5.6.4 Incrementos del rendimiento mediante portainjertos

El tamaño de los frutos en las plantas injertadas llega a incrementarse, si se compara con frutos de plantas no injertadas (Lee, 1994; Huang *et al.*, 2009). Este incremento se debe a que el portainjerto contiene sistemas radicales más vigorosos mediante los cuales absorben mayor cantidad de agua y nutrientes (Ruiz *et al.*, 1997; Martínez *et al.*, 2010). Se ha reportado que algunos portainjertos mejoran las características morfológicas y fisiológicas en plantas de melón; de este modo se aumenta la absorción de fósforo del suelo que es transportado a las hojas (Ruiz y Romero, 1999). Ruiz y Romero (1999) reportaron que en plantas injertadas de melón se incrementa también la absorción, transporte y acumulación de nitratos, mientras que en plantas de pepino y tomate injertadas la concentración de fósforo en hojas fue mayor comparada con plantas no injertadas (Roupheal *et al.*, 2008; Fernández García *et al.* 2004). Huang *et al.*, (2009) señalan que no solamente los sistemas radicales de los portainjertos y la conductividad del xilema son factores que influyen en la absorción y transporte de nutrientes; también son importantes las combinaciones genotípicas que se utilizan entre patrón e injerto. Sin duda, el uso de portainjertos se asocia con un aumento notable en el rendimiento de frutos en muchos vegetales (Huang *et al.*, 2009) el cual se asocia generalmente con el tiempo de cosecha. Por ejemplo, el injerto puede extender el tiempo de la cosecha de la berenjena y calabaza durante 3 meses (Edelstein, 2004). Sin embargo, a pesar de que la calidad de los frutos de plantas injertadas en general es similar a la de plantas no injertadas, se han reportado efectos adversos de determinados patrones de cucurbitáceas sobre la calidad de los frutos; por ejemplo, forma y sabor (Edelstein, 2004; Lee, 1994). Por otro lado, Wei *et al.* (2013) mencionan que solo bajo ciertas condiciones de combinación patrón-injerto la calidad del fruto se llega a incrementar. Por ello es necesario realizar un análisis de la calidad del fruto cuando se utiliza un nuevo patrón.

5.6.5 Problemática del injerto

El alto costo de las plántulas injertadas es una limitante de su uso (Lee, 2007). Esto es el resultado del empleo intensivo de mano de obra para la propagación, un período de producción más largo y los costos adicionales que generan los portainjertos. Pocas veces se reconocen los beneficios que trae consigo el uso de portainjertos resistentes, como es un incremento en el rendimiento, menores costos por control de fumigantes al suelo y protección a la calidad del medio ambiente (Edelstein, *et al.*, 2008). Por otro lado, otra limitante es la disponibilidad de plántulas injertadas, debido a que los productores compran plántulas injertadas de lugares distantes, con riesgo de deterioro durante el transporte y el retraso en el desarrollo adecuado del crecimiento (Kubota y Kroggel, 2006). Uno de los puntos críticos necesarios para el éxito de la producción de plántulas injertadas es mantener la uniformidad de las plántulas utilizadas para injerto y patrón. Además, las variaciones en el clima pueden cambiar todo el programa de producción, resultando en ciclos mayores o menores para la obtención de plántulas (Kobayashi, 2005). Este tipo de problemas asociados a las condiciones ambientales de producción ocasionan que los patrones reduzcan la capacidad de crecimiento y vigorización, por lo tanto la calidad de los patrones no llega a ser buena y conduce a una malformación de frutos y modificación en su capacidad a resistir enfermedades con origen en el suelo (Cuihong y Lun, 2009), por ello el uso de entornos artificiales para producir plántulas injertadas puede ser factible, especialmente para los sistemas de producción en masa (Kobayashi, 2005).

VI MATERIALES Y MÉTODOS

6.1 Material vegetal y producción de plántulas

Los cultivares susceptibles utilizados como injertos fueron 1) chile tipo serrano proveniente de genotipos locales colectados en campos de cultivo de Tetela de Ocampo, Puebla y 2) el cultivar comercial de chile tipo serrano Camino Real F1 (Harris Moran). Como porta injerto resistente se utilizó la variedad CM-334, la cual fue proporcionada por el departamento de genética del Colegio de Postgraduados campus Montecillo, estado de México. Las semillas de CM-334 fueron desinfectadas con hipoclorito de sodio (NaOCl) al 1% por tres minutos, se enjuagaron, secaron y se colocaron en cajas Petri sobre toallas de papel humedecidas con agua destilada estéril y se mantuvieron a 27 ± 1 °C.

Las semillas de la variedad susceptible chile serrano Tetela de Ocampo se desinfectaron con hipoclorito de sodio (NaOCl) al 1% durante tres minutos y se enjuagaron con agua destilada estéril tres veces; se les eliminó el exceso de agua e inmediatamente después fueron colocadas en cajas Petri con medio semiselectivo para *Phytophthora* spp. (PARPH) (Kannwischer y Mitchell, 1978). Una vez germinadas las semillas de ambos cultivares, las plántulas se colocaron en charolas de poliuretano de 200 cavidades conteniendo como sustrato una mezcla de Peatmoss y Agrolita 3:1 previamente esterilizado. En el caso del cultivar Camino Real por tratarse de semilla certificada, solo se sometió a imbibición 24 horas antes de la siembra. Las plántulas se mantuvieron en condiciones controladas de temperatura a 25 °C y fotoperiodo de 12 horas luz LED (Light Emitting Diodes) de luz blanca.

6.2 Fertirriego

Los riegos se realizaron cada tercer día utilizando agua destilada, mientras que la fertilización se aplicó cada semana utilizando solución nutritiva (630g de Nitrofoska 12-12-12-en 20 L de agua estéril; dilución 1:10 (Nitrofoska: agua).

6.3 Injertado

Plántulas de 55-60 días de edad con cinco y seis hojas verdaderas fueron sometidas a evaluación, se midió el diámetro del tallo mediante un vernier digital (Stainless hardened), se seleccionaron grupos de 50 a 60 plantas con un diámetro de (1.8 y 2mm). El día 23 de noviembre del 2015 se realizó el injerto utilizando la técnica de empalme con clips de silicón

basada en la descripción hecha por (Lee y Oda, 2003), con algunas modificaciones. Una vez seleccionado cada grupo de plantas se realizó lo siguiente (Fig. 1):

- 1.- Se cortaron los portainjertos de forma diagonal con ángulo de (45°) bajo las hojas cotiledonares mediante una navaja *Guillete* previamente desinfectada (1A).
- 2.- Se colocaron los clips de silicón (de 2 mm de diámetro) sobre los tallos, procurando que quedaran bien ajustados (1B).
- 3.- Se cortaron los injertos realizando un corte de (45°) por arriba de las hojas cotiledonares (1C).
- 4.- A cada injerto se le retiraron las hojas, dejando solo dos pares. Esto para evitar deshidratación (1D).
- 5.- Se colocó el tallo del injerto deslizándolo sobre el clip de plástico hasta empalmarlo con el portainjertos. Una vez que las dos superficies de los tallos quedaron en contacto, cada grupo de plantas injertadas se transfirió a la cámara de curado (1E).



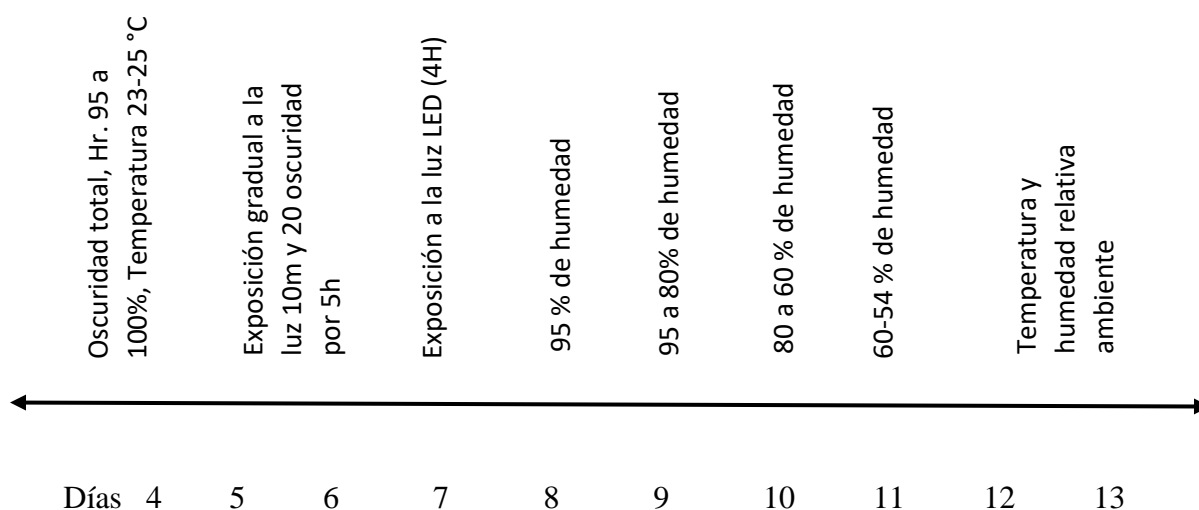
Fig. 1.- proceso de injertado

Inmediatamente después del proceso de injertado, las plantas se introdujeron a una cámara de curado, la cual fue acondicionada dentro de un invernadero de polietileno con ventilación cenital. La cámara contó con equipo de aire acondicionado (LG®), Humidificador ultrasonico (Vitallys plus®), termómetro digital marca (Traceable ®), calentador (Lakewood ® de 1,5 kW), una micro estación meteorológica marca WatchDog y

lámparas de luz LED de luz blanca. Esto para mantener las plantas en condiciones controladas de luz, temperatura y humedad.

6.4 Condiciones del injerto y aclimatación

Durante los primeros cinco días después del injerto, las plantas se mantuvieron en oscuridad total con capas adicionales de tela negra tipo (poliéster) colocadas sobre las paredes y techo de la cámara. Adicionalmente se colocó una malla sombra sobre la cámara de curado. Las condiciones de temperatura y humedad se mantuvieron en $(23 \pm 25 \text{ }^\circ\text{C})$ y $(95 \text{ a } 100 \text{ } \%)$, A partir del sexto día después de la realización del injerto, se inició el proceso de aclimatación, el cual consistió en aumentar la exposición a la luz, disminuir el porcentaje de humedad y controlar las condiciones de temperatura. Trece días después, las plantas injertadas fueron totalmente adaptadas a condiciones normales de luz, temperatura y humedad siguiendo la metodología que se muestra en el siguiente esquema.



- A partir del 5 y 6 día se comenzó a exponer las plantas a la luz durante un periodo de 5 horas. Esto se realizó al retirar gradualmente las capas de tela negra de las paredes de la cámara. Las plantas recibían luz en periodos de 10 minutos luz y 20 oscuridad
- Posteriormente en intervalos de 20 minutos luz y 30 minutos oscuridad y se aumentó el periodo de exposición a 10 horas.

- Durante el día 7 y 8 se retiraron las capas de tela negra completamente, y se colocó una lámpara de luz LED durante un periodo de 4 horas.
- Los días 9, 10 y 11, se colocaron tres lámparas LED. Al mismo tiempo se redujo la humedad de 95 a 80 % y de 80 a 60 %.
- El día 12 se retiró completamente el humidificador y las plantas permanecieron a temperatura y humedad ambiente dentro del invernadero.
- El día 13 se retiró la malla sombra y las plantas quedaron completamente expuestas a la luz dentro del invernadero.

6.5 Pruebas de compatibilidad

El prendimiento se determinó como el porcentaje de plantas sobrevivientes y vigorosas 15 días después del injerto. La compatibilidad se evaluó al comparar los porcentajes de prendimiento de plantas injertadas sobre los criollos y sobre patrones del mismo cultivar.

6.6. Experimentos realizados.

Se realizó un diseño experimental completamente al azar con un arreglo factorial de tres niveles: variedad, Injerto e inoculación al suelo. Se evaluaron doce tratamientos: i) plantas de CCR injertadas sobre CM-334 (cultivadas en suelo esterilizado, suelo natural, suelo inoculado); ii) plantas de CCR no injertadas (cultivadas en suelo esterilizado, suelo natural, suelo inoculado); iii) plantas de CTO injertadas sobre CM-334 (cultivadas en suelo esterilizado, suelo natural, suelo inoculado); iv) plantas no injertadas del CTO sobre CM-334 (cultivadas en suelo esterilizado, suelo natural, suelo inoculado). Se tuvieron 12 repeticiones por tratamiento, se consideró a una planta como una unidad experimental. El experimento se repitió dos veces. Los datos fueron analizados mediante análisis de varianza (ANOVA) y la prueba de comparación de medias de Tukey ($p \leq 0.05$), usando el programa estadístico SAS (Statistical Analysis System 9.4).

6.7 Trasplante y mantenimiento

Veinte días después del injerto, las plantas fueron trasplantadas a vasos de unicel de 1 L con una planta por vaso. Se utilizó suelo previamente esterilizado y suelo no esterilizado para

los diferentes tratamientos, el suelo se obtuvo de campos de cultivo de chile de la vega de Metztitlán, Hidalgo.

6.8 Preparación del inoculo e inoculación con *Phytophthora capsici*

La cepa V45 del oomiceto se sembró en medio de cultivo V8-agar, una semana después, cuando el micelio cubrió completamente la caja, se seccionaron rodajas y se colocaron en agua destilada estéril, colocando 10 rodajas por caja. La formación de esporangios y liberación de zoosporas se realizó de la siguiente manera: las cajas se dejaron expuestas a luz blanca durante 48 h. Posteriormente se estimuló la liberación de zoosporas al colocar las cajas durante 30 min a una temperatura de 4°C y 30 minutos a temperatura ambiente. Una vez realizado esto, se contabilizaron las zoosporas en una cámara de Neubauer. La inoculación con el oomiceto se realizó en plantas de 37 días después de trasplantadas, las cuales se encontraban en floración y fructificación, la inoculación se realizó a nivel del cuello de la planta, depositando 10 mL de suspensión de zoosporas con una concentración de 10,000 zoosporas mL⁻¹ en cada uno de los tratamientos (100,000 zoosporas/planta) de ambas variedades. Una semana después, se realizó una segunda inoculación, depositando 10 mL de suspensión de zoosporas con una concentración de 200,00 zoosporas mL⁻¹ (Alejo Lozano, 2014). Al testigo solo se le agregó agua esterilizada. (Morán-Bañuelos *et al.*, 2010; Santos-Júarez, 2010). Las plantas se mantuvieron en óptimas condiciones de temperatura y humedad para el desarrollo de la enfermedad, además se realizan dos riegos diarios.

6.9 Evaluación de la enfermedad y reaislamiento del patógeno

En cada unidad experimental inoculada con *P. capsici* se evaluó la presencia o ausencia de síntomas. Las evaluaciones se realizaron cada 3 días, iniciando 24 h después de la inoculación y hasta el término del experimento (179 días después del trasplante), utilizando la escala de Morán *et al.* (2010) la cual se describe a continuación: 0 = hojas y tallos turgentes, 3=hojas inferiores con pérdida de turgencia, 5= hojas medias e inferiores marchitas y punta del tallo con inclinación ligera, 7=hojas marchitas y punta del tallo colgante, 9= planta muerta. Para confirmar la presencia de *P. capsici*, las plantas muertas se recolectaron en bolsas de papel y se llevaron al laboratorio de fitopatógenos del suelo del Programa de Fitosanidad del Colegio de Postgraduados para ser procesadas. Se les retiró la parte aérea y se eliminó la tierra con un lavado con agua potable, posteriormente se tomó del tejido

afectado (base del tallo y raíces) y se cortaron trozos pequeños. Estos se desinfectaron durante tres minutos con hipoclorito de sodio (NaOCl) al 1% por tres minutos, se enjuagaron con agua destilada estéril y se secaron con una toalla de papel. Los tejidos se sembraron en cajas Petri con medio PDA esterilizado y se mantuvieron a temperatura ambiente. Cuando se observó el crecimiento micelial al cuarto día, se realizó la transferencia nuevamente a medio. Se sembró en cajas Petri con medio jugo V8®-agar y se mantuvo a temperatura ambiente. Una semana después, cuando el micelio cubrió completamente la caja, se seccionaron rodajas y se colocaron en agua destilada estéril, colocando 10 rodajas por caja. Se agregaron 20 mL de agua destilada y se colocaron bajo luz blanca a temperatura ambiente durante cinco a siete días. A partir del quinto día, se monitorearon las cajas hasta observar la formación de esporangios. Se realizaron preparaciones al microscopio para observar el micelio y las características de los esporangios y corroborar que fuera *P. Capsici*

6.10 Otras variables evaluadas

Una vez realizado el trasplante, cada diez días se tomaron datos de: altura de la planta, número de hojas, flores, frutos y diámetro de la flor. Una vez iniciada la cosecha se tomaron datos de largo y ancho del fruto, así como peso fresco y seco.

6.10.1 Variables de rendimiento

6.10.1.1 Número de frutos

La variable del número de frutos se avaluó contando cada fruto completamente desarrollado (verde-maduro) en cada unidad experimental.

6.10.1.2 Largo y ancho del fruto

El largo y ancho de fruto se midió mediante un vernier digital Stainlees Hardened ® para largo desde la base el pedicelo hasta la parte inferior del futo, para el ancho se tomó de la parte central del fruto.

6.10.1.3 Peso fresco

El corte de frutos se realizó cuando presentaban signos de maduración, un cambio ligero a color rojo oscuro, posteriormente se pesaron mediante una balanza digital Scout pro Ohaus ® y se registró su peso.

6.10.1.4 Peso seco

La variable de peso seco se obtuvo mediante el secado de los chiles en una estufa Riossa digital®. Los frutos de cada unidad experimental se colocaron en sobres amarillos y posteriormente se secaron a 70 °C durante 72h. Una vez secos se pesaron en una balanza digital Scout pro Ohaus ® y se registró su peso.

6.10.2 Variables fenológicas

6.10.2.1 altura de la planta

La variable de altura de la planta se tomó mediante un flexómetro (Trupper®). Esto se realizó midiendo desde la base del tallo hasta el ápice de la planta.

6.10.2.2 Número de hojas

La variable de número de hojas se tomó en cada unidad experimental, contando cada hoja simple, tomando como base solo las hojas con peciolo desarrollado.

6.10.2.3 Inicio de floración y número de flores

La fecha de inicio de floración se tomó cuando al menos el 50% de las plantas de cada tratamiento presentaba antesis, la variable de número de flores se tomó cuando la flor estaba completamente desarrollada, se descartaron los botones.

6.10.2.4 Diámetro de la flor

Mediante un vernier Stainlees hardened ® se tomaron las medidas de diámetro de la flor. (De flores de la parte media del dosel (cuatro flores por planta) esto se realizó en cada una de las unidades experimentales, tomando flores que estuvieran en antesis.

VII. RESULTADOS

7.1 Compatibilidad

El cultivar Camino Real (CCR) injertado sobre CM-334 presentó los mayores porcentajes de sobrevivencia en ambos bioensayos a los 10 y 15 días después del injerto, seguido del cultivar Tetela de Ocampo (CTO) (Cuadro 1). En el caso de los homoinjertos utilizados como testigos de compatibilidad, de los 50 realizados en el cultivar Camino Real, el prendimiento inicial fue de 48%, pero a los 15 días sólo sobrevivió el 26%. Mientras que para el cultivar Tetela de Ocampo fue de 100 %, aunque a los 15 días sólo sobrevivió el 62%.

Cuadro 1 Porcentaje de sobrevivencia de plantas de los cultivares Camino Real y Criollo de Tetela de Ocampo injertadas sobre Criollo de Morelos-334.

Cultivar injertado	Bioensayo I			Bioensayo II		
	Total de plantas injertadas	Plantas sobrevivientes 10 ddi	Plantas sobrevivientes 15 ddi	Total plantas injertadas	Plantas sobrevivientes 10 ddi	Plantas sobrevivientes 15 ddi
Camino Real	200	192 (96)	165 (83)	200	196 (98)	177 (88)
Tetel de Ocampo	200	166 (83)	88 (44)	200	154(77)	116 (58)
Homoinjerto de Camino Real	50	24(48)	13 (26)	30	26 (86)	24 (80)
Homoinjerto de Tetela de Ocampo	50	50(100)	31 (62)	30	21 (70)	20 (66)

ddi = Días después del injerto.

Los números entre paréntesis indican el porcentaje de prendimiento.

7.2. Severidad de la marchitez

En los dos experimentos realizados, las plantas injertadas sobre Criollo de Morelos, inoculadas con la cepa de *P. capsici* y las plantas cultivadas sobre suelo esterilizado y suelo natural sin inoculación, no mostraron síntomas de marchitez en ninguno de los tratamientos, independientemente de la variedad utilizada. Por el contrario, las plantas no injertadas, inoculadas con el omiceto, sí mostraron marchitez. Los primeros síntomas en el Experimento 1 y 2 empezaron a ser visibles en el día 53 después del trasplante, es decir, 19 días después de la primera inoculación y 10 días después de la segunda (Fig. 2).

El cultivar Camino Real (CCR) resultó más susceptible que el Criollo de Tetela de Ocampo, Puebla (CTO). En el Experimento 1, el primero alcanzó el máximo valor de severidad en el día 73 después del trasplante, mientras que el segundo lo alcanzó en el día 103 (Fig. 2a). En el Experimento 2, solamente el CCR alcanzó el máximo valor de marchitez (día 73 después del trasplante), mientras que el CTO mantuvo niveles bajos de severidad y llegó a un valor promedio de 4.5 (Fig. 2b).

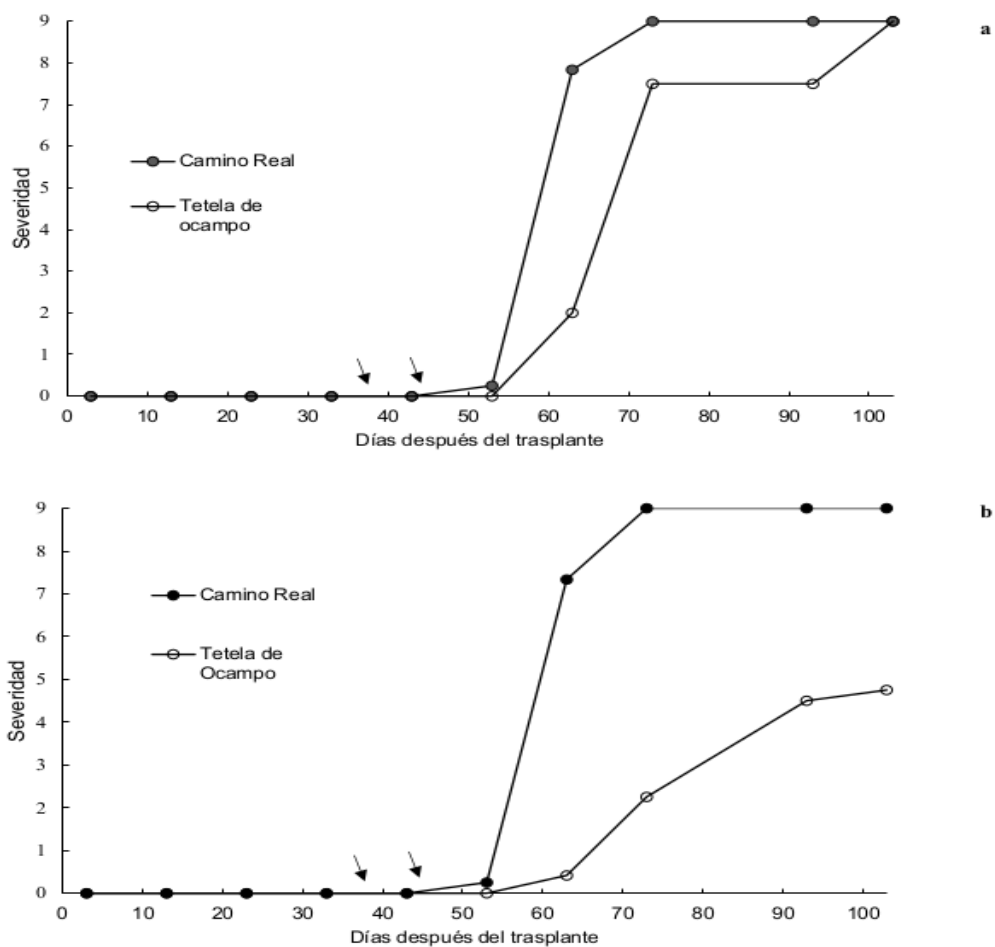


Fig. 2. Dinámica de la severidad de la infección por *Phytophthora capsici* en dos variedades no injertadas de chile serrano, inoculadas (10^5 zoosporas, los días 36 y 43 después del trasplante) con una cepa procedente de la Vega de Metztlán, Hidalgo. Promedios de 12 repeticiones. **a** = Experimento 1. **b**=Experimento 2.

Al analizar la enfermedad desde el punto de vista del Área Bajo la Curva del Progreso de la Severidad (ABCPS), el análisis de varianza reportó efectos altamente significativos en todos los factores e interacciones en ambos experimentos (Cuadros A1 y A2, del apéndice). La Fig. 3 resume los resultados observados en esta variable. Ninguna de las plantas no inoculadas mostraron síntomas de marchitez y sólo las plantas inoculadas no injertadas tuvieron algún valor de ABCPS. Los promedios de esta variable para el CCR en ambos experimentos resultaron estadísticamente más altos que los observados en el CTO.

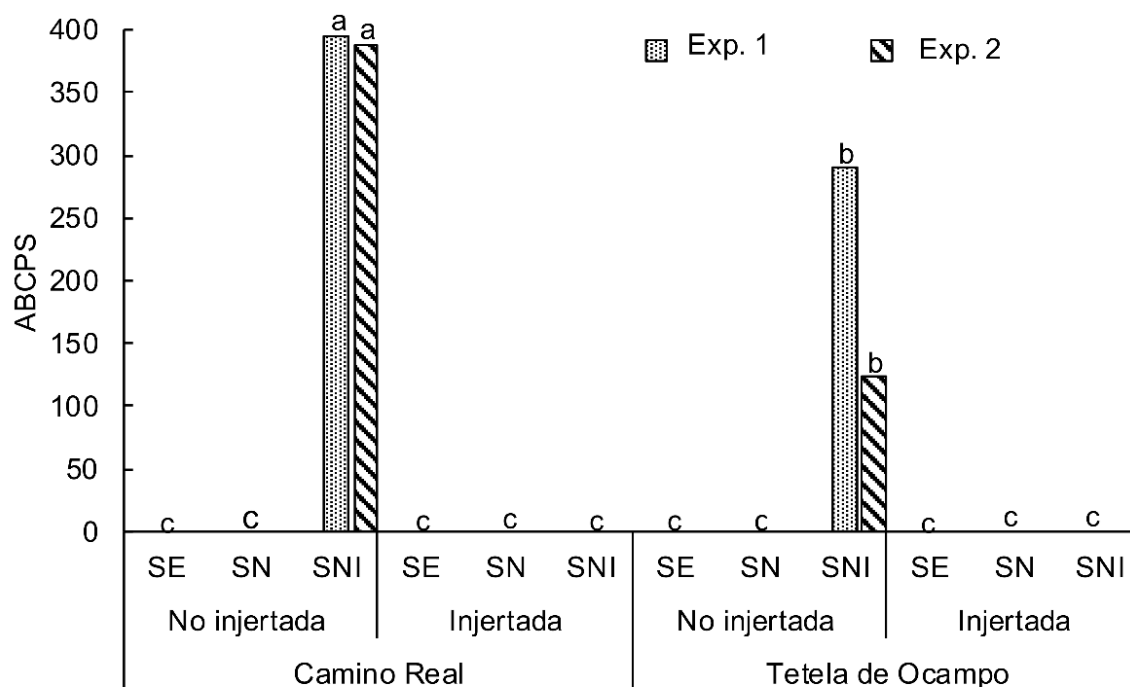


Fig. 3. Área bajo la curva del progreso de la severidad de *Phytophthora capsici* en dos variedades de chile serrano inoculadas con una cepa de la Vega de Metztitlán, Hidalgo. Promedios de 12 repeticiones por experimento. Las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey P = 0.05).

7.3 Variables de rendimiento

7.3.1 Número de frutos maduros

7.3.1.1 Número acumulado de frutos maduros

De acuerdo al análisis de varianza para esta variable, en ambos experimentos hubo alta significancia de todos los efectos principales e interacciones evaluados (Cuadros A3 y A4). La Fig. 4 describe los resultados para la triple interacción Variedad X Injerto X Inoculación al Suelo. En el Experimento 1, todos los tratamientos del CCR, con excepción de las plantas no injertadas en suelo inoculado con el oomiceto, tuvieron los promedios más altos de número acumulado de frutos maduros, los cual fueron significativamente mayores que en todos los tratamientos dados al CTO, y que a su vez fueron estadísticamente iguales entre sí, con excepción del tratamiento injertado en suelo natural, cuyo número de frutos resultó más alto que el observado en las plantas del mismo cultivar, no injertadas e inoculadas. Las plantas no injertadas de ambos cultivares, inoculadas con *P. capsici* tuvieron números de frutos cercanos a cero (Fig. 4a). En el Experimento 2, se observaron resultados similares, pero en este caso las plantas injertadas e inoculadas del CCR y las no injertadas, cultivadas en suelo natural, tuvieron valores intermedios a los dos grupos ya señalados (Fig. 4b).

7.3.1.2. Largo de frutos maduros

De acuerdo al análisis de varianza para el largo de frutos (LF), la interacción Variedad X Injerto X Inoculación al suelo resultó altamente significativa en ambos Experimentos (Cuadro A11). En el Experimento 1 la triple interacción indica que aunque todas las plantas del CTO, con excepción de las no injertadas, crecidas en suelo esterilizado, tuvieron los valores de LF más grandes, sus promedios resultaron estadísticamente iguales a todos los tratamientos del CCR, con excepción del tratamiento no injertado inoculado con *P. capsici* quien tuvo LF muy cercanos a cero. (Fig. 5a). En la misma interacción del Experimento 2 se observaron en general las mismas tendencias que en el Experimento 1, pero las plantas no injertadas del CTO en suelo esterilizado tuvieron un LF estadísticamente igual a la de todos los tratamientos con excepción del no injertado en suelo inoculado (Fig. 5b).

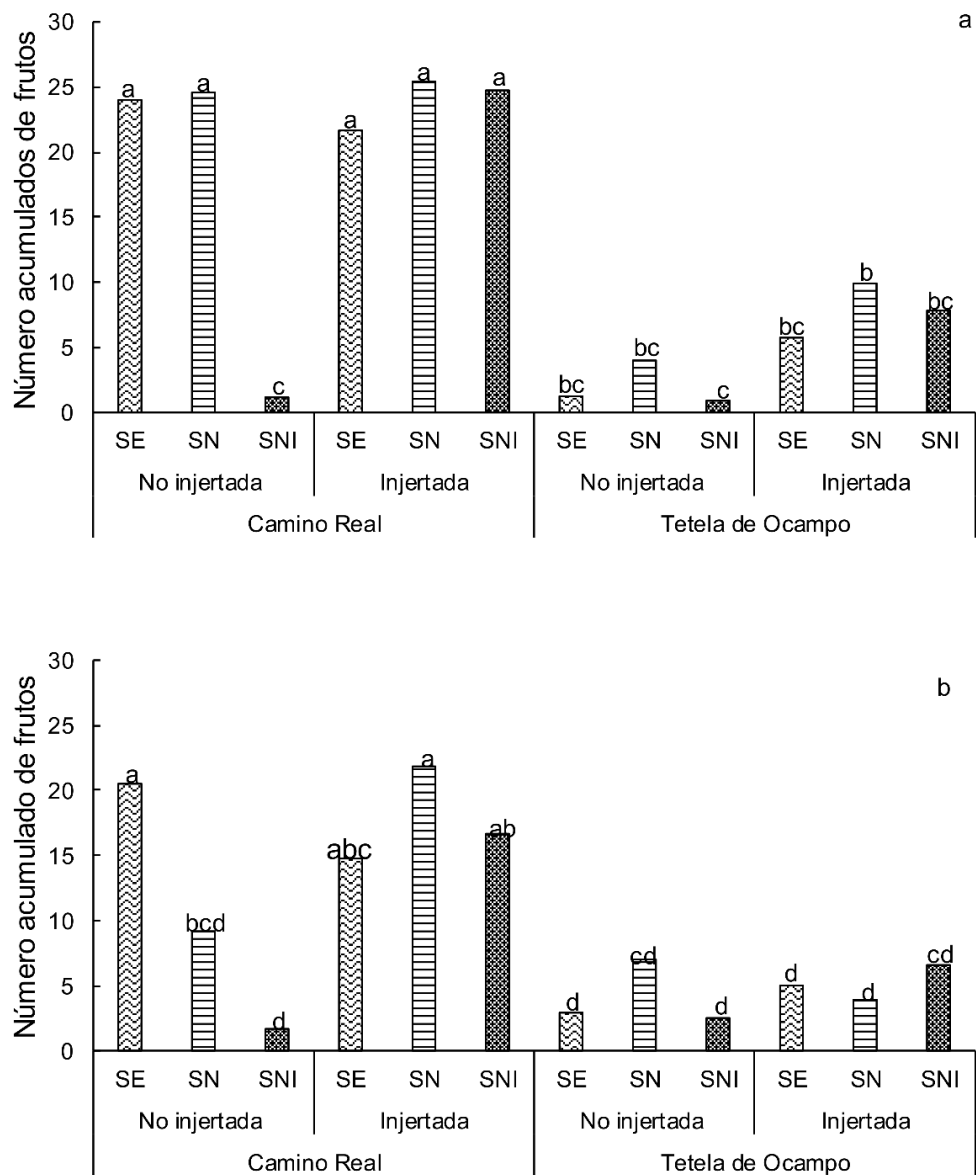


Fig. 4. Efecto de interacción entre variedad de chile serrano, injerto sobre el criollo de Morelos 334 e inoculación al suelo sobre el número acumulado de frutos en el primer (a) y segundo (b) experimento factorial. SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado (10^5 zoosporas, los días 36 y 43 después del trasplante). Promedios de 12 repeticiones. Dentro de cada experimento, las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $P = 0.05$)

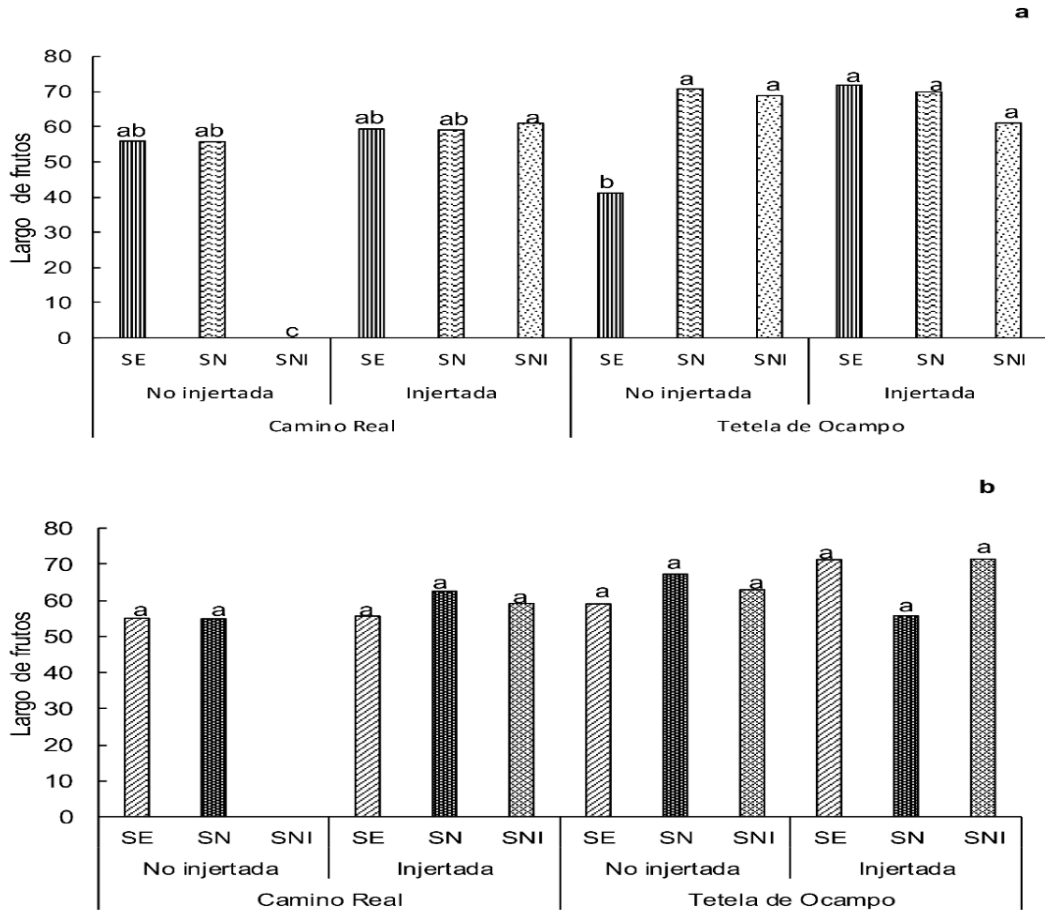


Fig.5. Efecto de interacción entre variedad de chile serrano, injerto sobre el criollo de Morelos 334 e inoculación al suelo sobre el largo de frutos (mm) en el Experimento 1 (a) y Experimento 2 (b). SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado (10^5 zoosporas, los días 36 y 43 después del trasplante). Promedios de 12 repeticiones. Dentro de cada experimento, las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $P = 0.05$).

7.3.1.3. Ancho de frutos maduros

En esta variable solo resultó significativo el efecto de variedad en ambos experimentos (Cuadro A12). En el Experimento 1 el CCR tuvo un ancho de frutos (14.5 mm/fruto) significativamente mayor que el CTO (8.9 mm/fruto). Similarmente, en el Experimento 2 el promedio del CCR (13.09 mm/ fruto) fue más ancho que el del CTO (7.56mm/).

7.3.1.4 Largo X ancho de frutos maduros

En esta variable solo resultó significativo el efecto de variedad en ambos Experimentos (Cuadro A13). En el Experimento 1 el promedio del largo x ancho de frutos (mm) del CCR (800.2) fue significativamente mayor que el del CTO (611.2). En el Experimento 2 el promedio del CCR (757.2) fue también mayor que el del CTO (509.94)

7.3.1.5 Peso fresco de frutos

7.3.1.5.1 Peso fresco acumulado

El análisis de varianza de esta variable en los dos experimentos indicó alta significancia de todos los efectos principales e interacciones evaluados (Cuadros A3 y A4). La Fig. 6 describe los resultados para la triple interacción Variedad X Injerto X Inoculación al Suelo. En los dos experimentos, el peso fresco acumulado de frutos (PFAF) del CCR resultó significativamente más alto que el obtenido en el CTO en todos los tratamientos, con excepción de las plantas donde el CCR no fue injertado pero sí inoculado con *P. capsici*.

En el Experimento 1, el promedio más alto de PFAF fue observado en las plantas del CCR injertadas e inoculadas con el oomiceto, pero este valor resultó estadísticamente igual al observado en los tratamientos no injertados y sin inoculación y a los injertados en suelo natural (Fig. 6a). Las plantas de este mismo cultivar en el tratamiento injertado en suelo esterilizado tuvieron un valor significativamente más bajo que el primer tratamiento, pero estadísticamente igual que el de los demás, con excepción del tratamiento inoculado y sin injerto. En el caso del CTO aunque se detectaron variaciones numéricas en el PFAF entre tratamientos, estos resultaron estadísticamente iguales entre sí y en la mayoría de los casos considerablemente más bajos de los observados en el CCR.

En el Experimento 2 se observó un patrón de PFAF muy similar al observado en el Experimento 1, pero en este caso, el valor más alto en el CCR se detectó en el tratamiento injertado en suelo natural, aunque su promedio resultó estadísticamente igual al de las plantas injertadas e inoculadas y al de las no injertadas en suelo esterilizado (Fig. 6b). Le siguió en orden decreciente de rendimiento de los tratamientos injertados en suelo esterilizado y no injertados en suelo natural. Solamente las plantas inoculadas y no injertadas mostraron

valores considerablemente más bajos que las anteriores, y sus promedios fueron estadísticamente iguales a los observados en el CTO quien no tuvo variaciones significativas entre sus tratamientos.

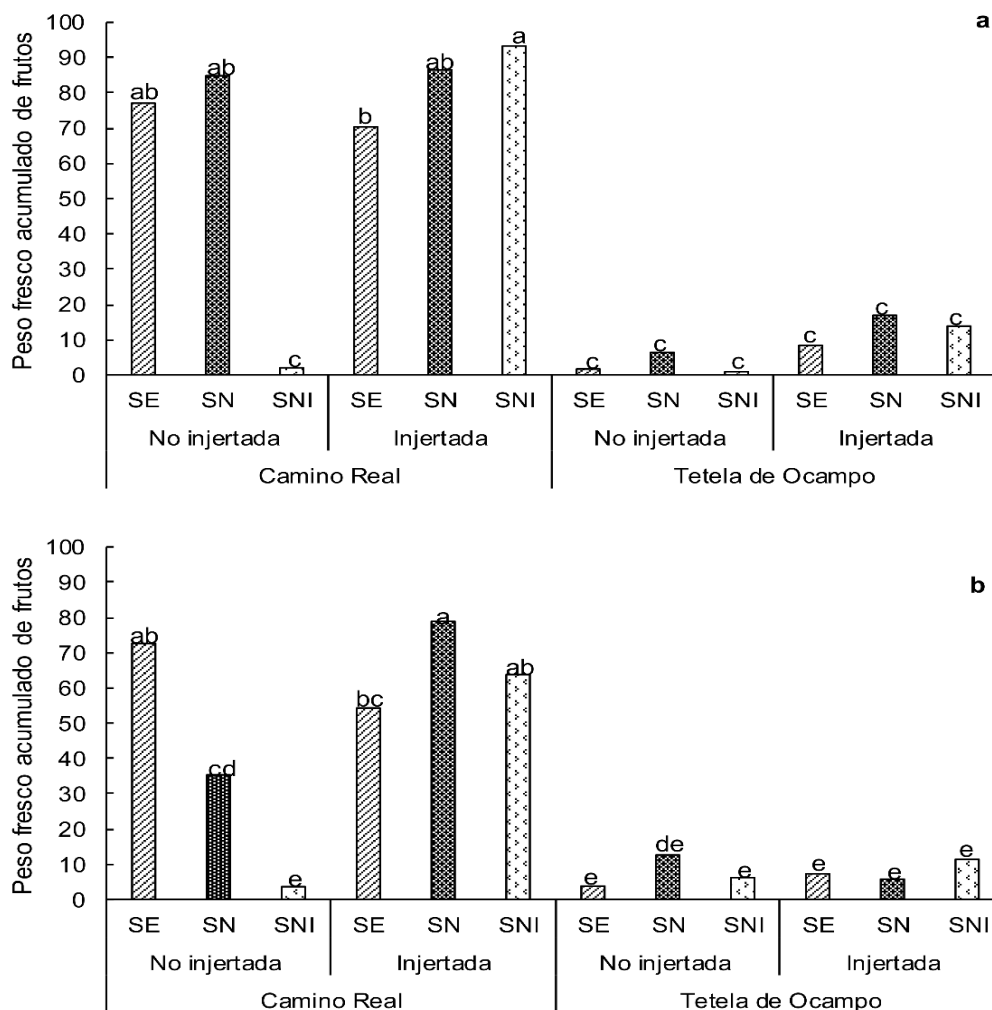


Fig. 6. Efecto de interacción entre variedad de chile serrano, injerto sobre el criollo de Morelos 334 e inoculación al suelo sobre el peso fresco acumulado de frutos en el primer (a) y segundo (b) experimento factorial. SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado (10^5 zoosporas, los días 36 y 43 después del trasplante). Promedios de 12 repeticiones. Dentro de cada experimento, las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $P = 0.05$).

7.3.1.6 Peso seco de frutos.

7.3.1.6.1 Peso seco acumulado.

De acuerdo al análisis de varianza de esta variable, en los dos experimentos hubo alta significancia de todos los efectos principales e interacciones evaluados (Cuadros A3 y A4). La Fig. 7 describe los resultados para la triple interacción Variedad X Injerto X Inoculación al Suelo. En el Experimento 1, el promedio más alto de peso seco acumulado de frutos (PSAF) fue observado en las plantas del CCR injertadas en suelo natural y suelo inoculado con el oomiceto, pero este valor resultó estadísticamente igual al observado en los tratamientos no injertados en suelo esterilizado y en suelo natural, y significativamente más alto que en las plantas no injertadas en suelo natural inoculado, las cuales a su vez resultaron estadísticamente iguales a lo observado en todos los tratamientos dados al CTO, cuyos valores resultaron iguales entre sí (Fig. 7a). En el Experimento 2, el valor más alto de PSAF se observó en las plantas injertadas del CCR cultivadas en suelo natural, pero este valor resultó estadísticamente igual que el de las plantas injertadas en suelo esterilizado y suelo natural inoculado y no injertadas en suelo esterilizado (Fig. 7b). Las plantas injertadas del CCR, cultivadas en suelo esterilizado, resultaron a su vez estadísticamente iguales a las plantas no injertadas, cultivadas en suelo natural; las cuales por su parte tuvieron un PSAF igual al observado en las plantas del CTO, no injertadas, cultivadas en suelo natural, e injertadas cultivadas en suelo natural inoculado. Los tratamientos CCR no injertado en suelo natural inoculado y CTO no injertados en suelo esterilizado o en suelo natural inoculado, o injertados en suelo natural, tuvieron los valores más bajos.

7.4 Variables fenológicas

7.4.1 Área bajo la curva del progreso de la altura (ABCPA)

En ambos experimentos la interacción Injerto X Inoculación al Suelo resultó altamente significativas (Cuadro A1). En el primer experimento el mayor valor lo presentó el tratamiento de plantas injertadas cultivadas en suelo natural y este fue estadísticamente diferente al tratamiento de plantas no injertadas en suelo esterilizado y a los demás tratamientos de plantas injertadas, los cuales fueron estadísticamente iguales entre sí, pero diferentes al tratamiento de plantas no injertadas e inoculadas con el oomiceto que a su vez presentó el valor más bajo (Fig. 8a). La misma tendencia se observó en el experimento dos

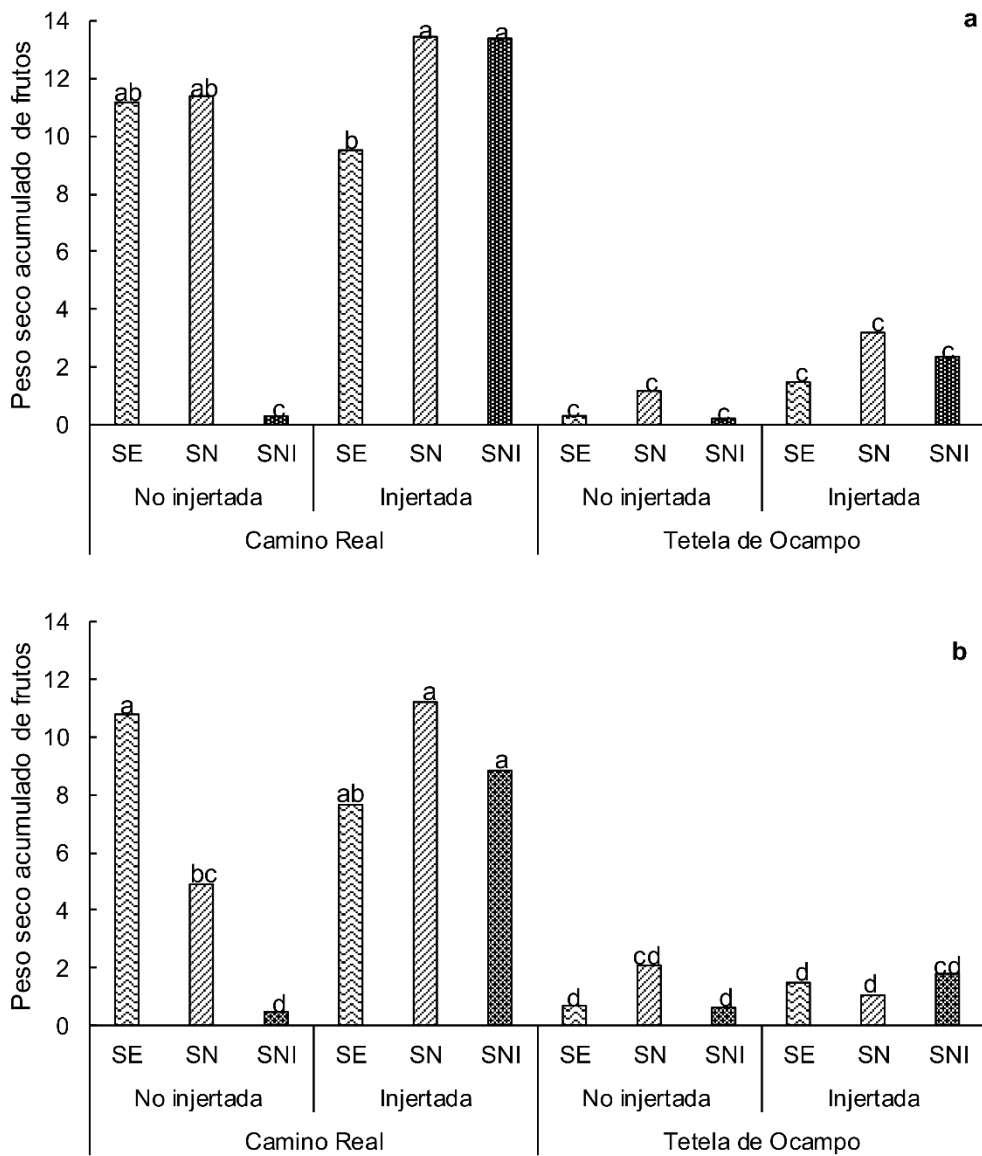


Fig. 7. Interacción entre variedad de chile serrano, injerto sobre el criollo de Morelos 334 e inoculación al suelo con *Phytophthora capsici* sobre el peso seco acumulado de frutos en el primer (a) y segundo (b) experimento factorial. SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado (10^5 zoosporas, los días 36 y 43 después del trasplante). Promedios de 12 repeticiones. Dentro de cada experimento, las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $P = 0.05$).

(Fig. 8b) , sin embargo los tratamientos en suelo esterilizado de plantas injertadas y no injertadas fueron estadísticamente iguales al valor más alto, así como a los demás tratamientos, con excepción de las plantas no injertadas e inoculadas con *P. capsici*.

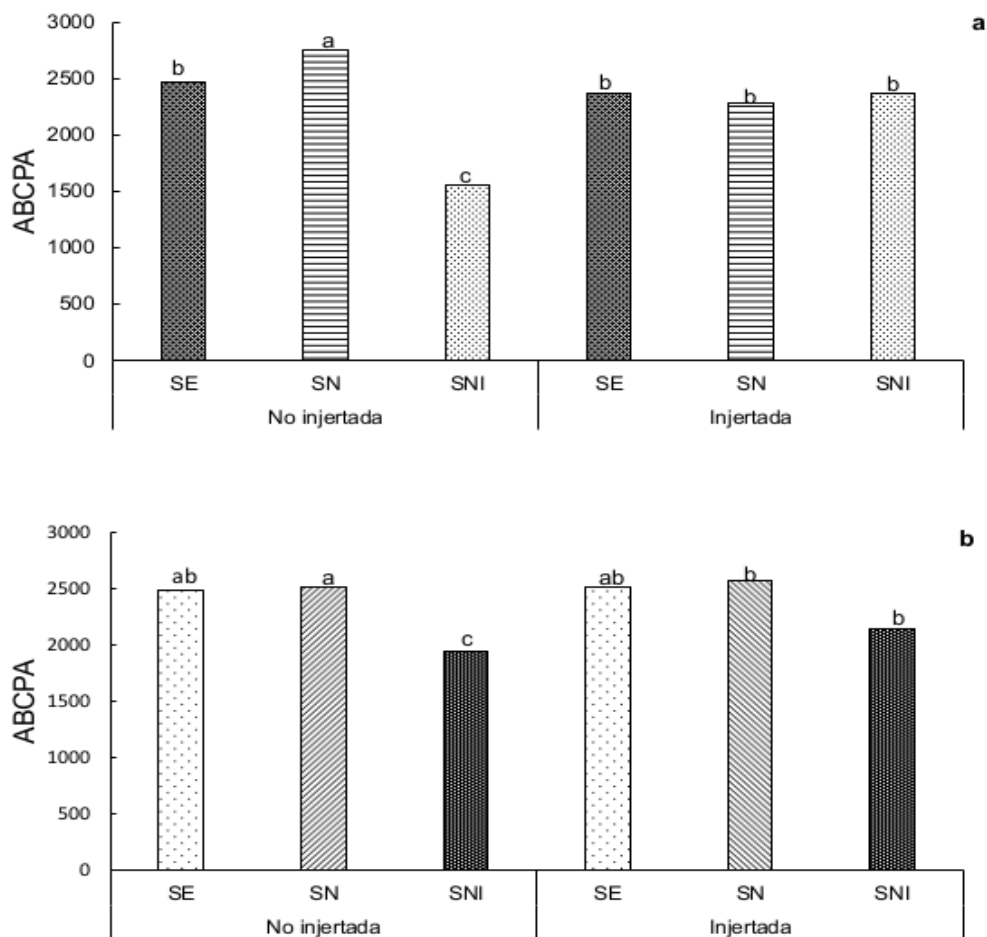


Fig. 8. Efecto de interacción entre injerto y tratamiento de inoculación al suelo por *Phytophthora capsici*, sobre el área bajo la curva del progreso de la altura en el primer (a) y segundo (b) experimento factorial. SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado. Promedios de 12 repeticiones. Dentro de cada experimento, las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey P = 0.05).

7.4.2 Área bajo la curva del progreso del número de hojas (ABCPNH)

En el Experimento 1 las interacciones Variedad X Injerto e Injerto X Inoculación al Suelo resultaron altamente significativas (Cuadro A1). En la primera interacción no se detectaron diferencias entre tratamientos con base en la prueba de Tukey pero se observó una reducción considerable en el ABCPNH del CTO cuando las plantas no fueron injertadas (Fig 9). En la interacción Injerto X Inoculación el ABCPNH más alto se observó en las plantas no injertadas en suelo esterilizado y suelo natural. Todos los tratamientos al suelo en las plantas injertadas tuvieron un valor de ABCPNH significativamente menor a las anteriores, el cual a su vez fue significativamente más alto que el observado en las plantas no injertadas en suelo inoculado, las cuales tuvieron el valor más bajo. En el Experimento 2 resultó altamente significativa la interacción Variedad X Injerto X Inoculación al Suelo (Cuadro A2). En esta interacción el ABCPNH más alto ocurrió en las plantas no injertadas del CCR plantadas en suelo esterilizado y en suelo natural, y en las del CTO plantadas en suelo esterilizado (Fig.10), pero estos dos últimos tratamientos resultaron estadísticamente iguales a los del CCR injertados en suelo inoculado y del CTO no injertadas en suelo natural e injertadas en suelo esterilizado y suelo inoculado; este grupo a su vez resultó estadísticamente igual al de las plantas de ambos cultivares injertadas en suelo natural. Los valores más bajos de ABCPNH ocurrieron en los tratamientos de ambos cultivares no injertados en suelo inoculado, pero el tratamiento del CTO no injertado en suelo inoculado resultó estadísticamente igual a los tratamientos injertados en suelo esterilizado y natural del CCR y en los injertados en suelo natural del CTO.

7.4.3 Floración.

7.4.3.1 Días a floración

De acuerdo al análisis de varianza para esta variable, en el Experimento 1 la interacción Variedad X Injerto X Inoculación al suelo resultó significativa (Fig. 11) mientras que en el Experimento 2 únicamente se detectó significancia en el efecto principal de injerto (Cuadro A14). En la triple interacción, las plantas del CTO, injertadas en suelo inoculado tuvieron el período más largo de días a primera floración pero este valor sólo resultó estadísticamente diferente del observado en las plantas del mismo cultivar, no injertadas en

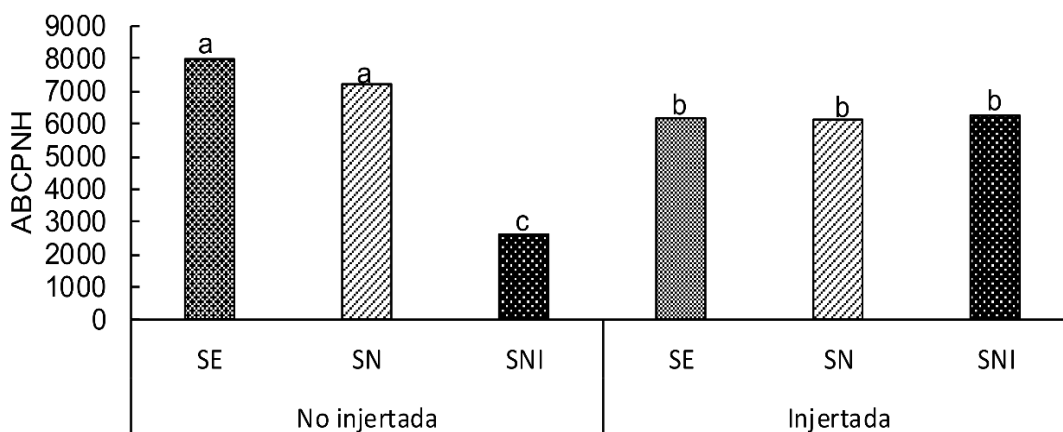


Fig. 9. Efecto de interacción entre injerto y tratamiento de inoculación al suelo con *Phytophthora capsici* sobre el área bajo la curva del progreso del número de hojas (ABCPNH) en el primer experimento factorial. SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado (10^5 zoosporas, los días 36 y 43 después del trasplante). Promedios de 24 repeticiones. Las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey P = 0.05).

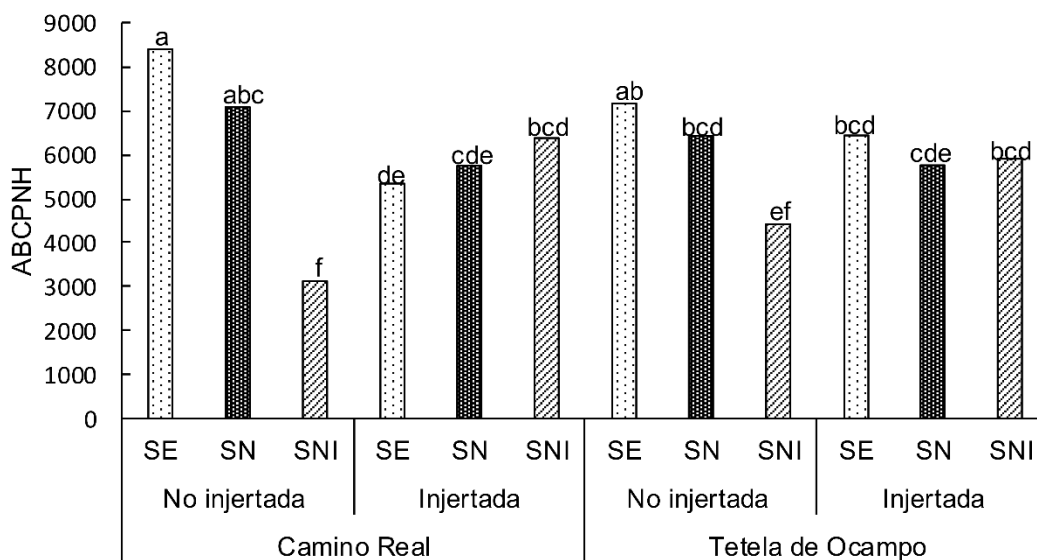


Fig. 10. Efecto de interacción entre variedad de chile serrano, injerto sobre el criollo de Morelos 334 e inoculación al suelo con *Phytophthora capsici* sobre el área bajo la curva del número de hojas (ABCPNH) en el segundo experimento factorial. SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado (10^5 zoosporas, los días 36 y 43 después

del trasplante). Promedios de 12 repeticiones. Las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey P = 0.05).

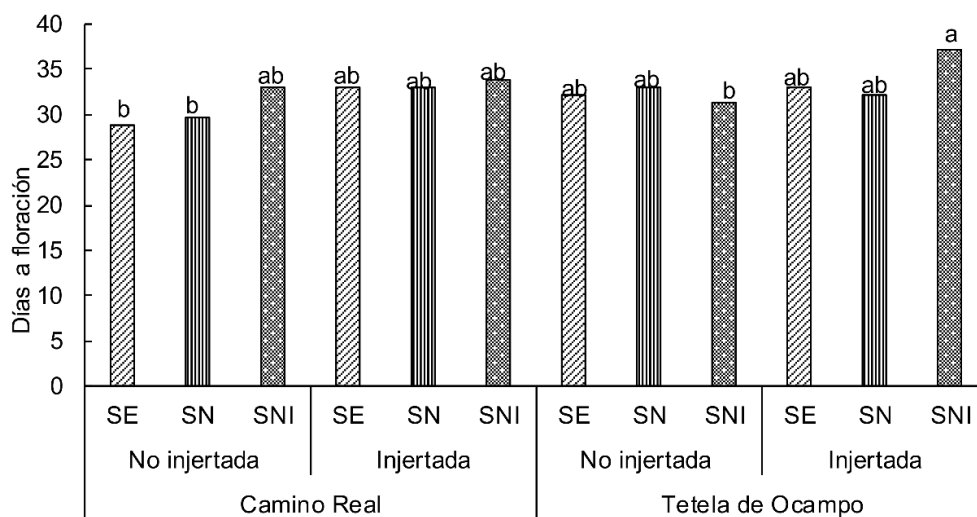


Fig. 11. Efecto de interacción entre variedad de chile serrano, injerto sobre el criollo de Morelos 334 e inoculación al suelo con *Phytophthora capsici* sobre los días a floración en el primer experimento factorial. SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado. Promedios de 12 repeticiones. Las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey P = 0.05).

suelo inoculado; y del CCR no injertadas en suelo esterilizado y suelo natural. En el resto de tratamientos los promedios resultaron estadísticamente iguales a los dos grupos anteriores. En el Experimento 2 el promedio para las plantas injertadas (33.7 días a floración) resultó estadísticamente más largo que el de las no injertadas (31.3 días a floración).

7.4.4 Número de flores

7.4.4.1 Número acumulado de flores

El análisis de varianza de esta variable en el Experimento 1 indica interacción significativa para Variedad X Injerto y altamente significativa para Variedad X Inoculación al Suelo e Injerto X Inoculación al Suelo (Cuadro A15). En el Experimento 2 la triple

Interacción resultó significativa con $P > F = 0.024$. La interacción Variedad X Injerto consistió en que el tratamiento de plantas injertadas del CTO tuvo un número acumulado de flores (NACFLOR) más alto que el de las plantas no injertadas del mismo cultivar y que el de las plantas del CCR con o sin injerto (Fig.12).

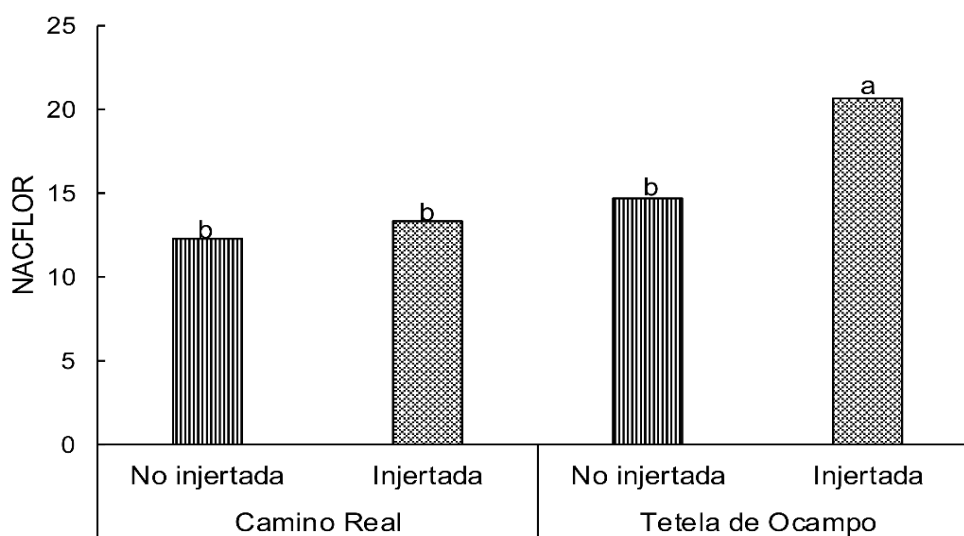


Fig. 12. Interacción entre variedad de chile serrano e injerto sobre el criollo de Morelos 334 sobre el número acumulado de flores en el primer experimento factorial. Promedios de 36 repeticiones. Las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey $P = 0.05$).

En la interacción Variedad X Inoculación al Suelo se observó que todas las plantas del CTO y las del CCR en suelo esterilizado tuvieron un NACFLOR estadísticamente igual pero más alto que en el resto de tratamientos. El valor más bajo ocurrió en el CCR en suelo inoculado, mientras en el CCR en suelo natural el NACFLOR tuvo un valor intermedio. En la interacción Injerto X Inoculación al Suelo se observó que las plantas injertadas en todos los tratamientos al suelo mostraron los valores más altos de NACFLOR, pero fueron estadísticamente iguales al tratamiento de plantas no injertadas en suelo esterilizado y suelo natural. Este último tratamiento fue estadísticamente igual al de plantas no injertadas en suelo inoculado el cual tuvo el valor más bajo. En el Experimento 2 la triple interacción consistió

en que las plantas del CCR no injertadas en suelo esterilizado tuvieron el NACFLOR más alto pero este resultó estadísticamente igual a las del mismo cultivar, injertadas en suelo inoculado y que todas las del CTO, con excepción de las plantas no injertadas en suelo inoculado, tuvieron valores intermedio y similares a las del CCR no injertadas en suelo natural e injertadas en suelo esterilizado y suelo natural, que no mostraron diferencias estadísticas entre sí. En este caso el tratamiento de plantas no injertadas en suelo inoculado tuvo el NACFLOR más bajo. (Fig.13)

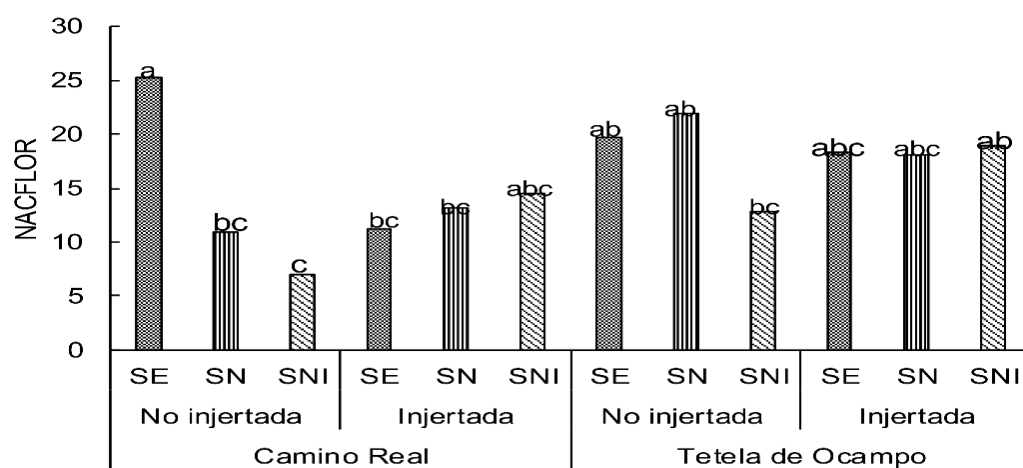


Fig. 13. Efecto de interacción entre variedad de chile serrano, injerto sobre el criollo de Morelos 334 e inoculación al suelo sobre el número acumulado de flores en el segundo experimento factorial. SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado (10^5 zoosporas, los días 36 y 43 después del trasplante). Promedios de 12 repeticiones. Las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey P = 0.05).

7.4.5. Diámetro de flor.

7.4.5.1 Área abajo la curva del progreso del diámetro de flor (ABCPDI)

El análisis de Varianza para esta variable indicó que para el Experimento 1 resultaron altamente significativas las interacciones Variedad X Inoculación al Suelo e Injerto X Inoculación al Suelo, mientras que para el Experimento 2 resultó altamente significativa la interacción de mayor orden (Variedad X Injerto X Inoculación al Suelo) (Cuadros A1 y A2). En el caso de la primera interacción del Experimento 1 las plantas del CCR en suelo

esterilizado tuvieron la mayor ABCPDI quien resultó estadísticamente diferente a los demás tratamientos, los cuales no presentaron diferencias estadísticas entre sí. En la interacción Injerto x Inoculación al Suelo, las plantas no injertadas e inoculadas tuvieron el ABCPDI más bajo pero fueron estadísticamente iguales que las no injertadas en suelo esterilizado y suelo natural y que las injertadas en suelo natural. El valor más alto ocurrió en las plantas injertadas e inoculadas pero éstas resultaron estadísticamente iguales que el resto de plantas injertadas y que las no injertadas en suelo esterilizado (Fig.14)

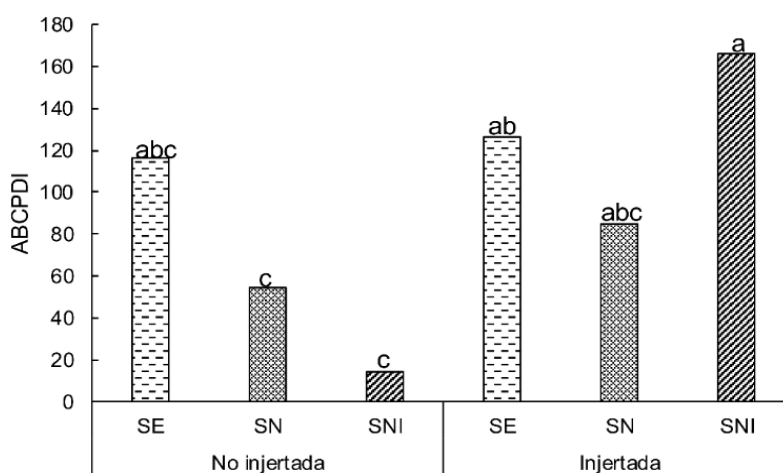


Fig. 14. Efecto de interacción entre injerto y tratamiento de inoculación al suelo con *Phytophthora capsici* sobre el área bajo la curva del progreso del diámetro de flor (ABCPDI) en el primer experimento factorial. SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado (10^5 zoosporas, los días 36 y 43 después del trasplante). Promedios de 24 repeticiones. Las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey P = 0.05).

En la triple interacción del Experimento 2, aunque el valor más bajo de ABCPDI ocurrió en las plantas del CCR, no injertadas e inoculadas, la mayoría de los tratamientos, con excepción del CCR no injertado en suelo esterilizado y en suelo natural, resultaron estadísticamente iguales a este tratamiento(Fig.15).

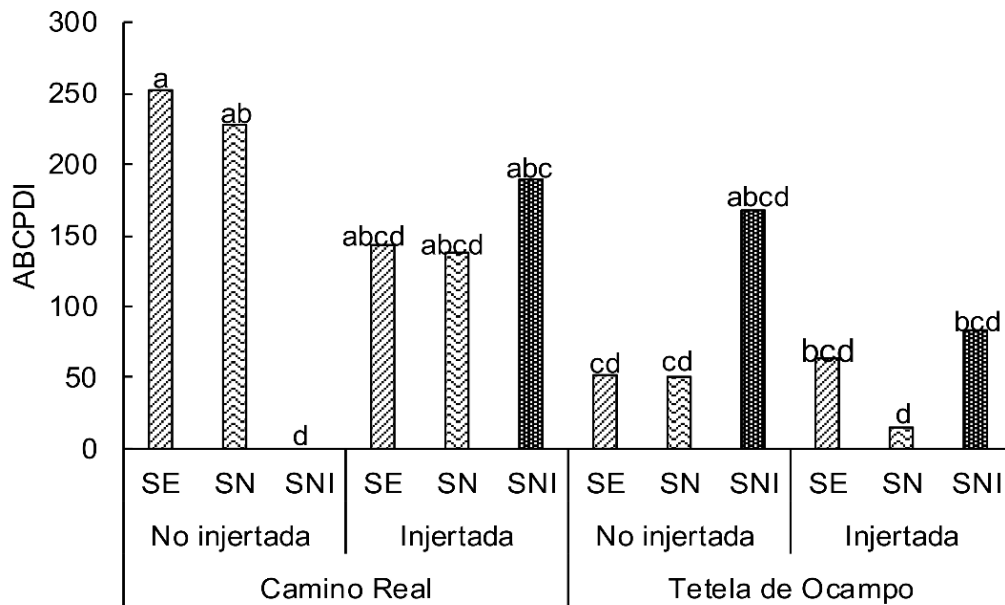


Fig. 15. Efecto de interacción entre variedad de chile serrano, injerto sobre el criollo de Morelos 334 e inoculación al suelo sobre el área bajo la curva del diámetro de flores (ABCPDI) en el segundo experimento factorial. SE = Suelo esterilizado, SN = Suelo natural, SNI = Suelo natural inoculado (10^5 zoosporas, los días 36 y 43 después del trasplante). Promedios de 12 repeticiones. Las medias con la misma letra son estadísticamente iguales (Tukey P = 0.05).

VIII. DISCUSION

Aunque los injertos del cultivar Camino Real (CCR) sobre el CM-334 tuvieron los mayores porcentajes de prendimiento, hubo una reducción considerable de la sobrevivencia en todos los casos, incluidos los homoinjertos. En primer lugar, esto se debió a la dificultad para mantener condiciones de temperatura y humedad favorables para la sobrevivencia. Adicionalmente, el Criollo de Tetela (CTO) mostró heterogeneidad en el grosor de los tallos, por lo cual sus porcentajes de prendimiento fueron menores que en el CCR que es un híbrido y por tanto con mayor homogeneidad. Esto coincide con lo reportado por Katoh *et al.* (2004) quienes mencionan que en plantas injertadas de pimiento las diferencias entre los diámetros de los tallos causan una baja tasa de supervivencia durante el periodo de aclimatación. No podemos descartar también el factor humano, ya que el injertado fue una habilidad desarrollada a la par de la implementación del presente trabajo, Andrews y Márquez (1993), mencionan que la habilidad del injertador y factores ambientales tienen efectos directos en la compatibilidad o incompatibilidad del injerto. Además la técnica utilizada (empalme) pudo también ser un factor determinante. En injertos de pimiento, M'Hamdi *et al* (2010) reportaron el mayor porcentaje de supervivencia al utilizar la técnica de inserción, seguida la técnica de hendidura y en menor porcentaje para la técnica de aproximación, sin embargo; Rojas y Rivero (2002) reportan un 90 % de prendimiento, al utilizar la técnica de aproximación, por lo que consideran que el porcentaje de prendimiento no depende tanto de la interacción vegetal patrón/injerto, para chiles de la misma especie *C. annuum* L. sino que depende del tipo de injerto empleado. En cuanto a la evaluación de la enfermedad el CCR resultó significativamente más susceptible al ataque de *Phytophthora capsici* que el CTO, ya que en los dos experimentos mostró niveles de severidad más altos y todas sus plantas murieron. Adicionalmente, el CTO, al ser un criollo, evidenció más variabilidad en la expresión de síntomas. Aunque en el primer experimento tuvo un patrón de enfermedad similar al del CCR, pero con menores valores de severidad, y al final las plantas evaluadas murieron a causa del pseudohongo, en el segundo experimento tuvo una expresión de síntomas más tardía que en el CCR y todas sus plantas lograron sobrevivir con un nivel intermedio de severidad. Esto indica que el CTO tiene una mayor tolerancia a la marchitez

que el CCR, los resultados fortalecen la hipótesis de que las poblaciones criollas son reservorios de genes de resistencia a diferentes enfermedades (Gonzales *et al.*, 2002; Santos, 2010). Por otra parte, al injertar ambos cultivares sobre el genotipo CM-334, ninguno de los dos mostró síntomas de marchitez, lo cual hace evidente el potencial de esta práctica como una solución para el manejo de la enfermedad. Esto coincide con lo reportado por García Rodríguez *et al.* (2010), quienes señalan que el uso de CM334 como patrón tiene potencial para la producción de chile en zonas con alta incidencia de *P. capsici*. Por otra parte en un trabajo relacionado, Jang *et al.* (2012) en donde utilizó la misma concentración de zoosporas en diferentes portainjertos para *Capsicum annuum*, en ninguna de las plantas injertadas se manifestaron síntomas de marchitez. Jang *et al.* (2012) mencionan que la resistencia de plantas injertadas está influenciada por la combinación del injerto-patrón; una mala combinación tendría un impacto directo en la resistencia al patógeno y en el comportamiento agronómico y calidad de sus frutos. Además El World Vegetable Center ha reportado al CM-334 como un portainjerto útil para el control de *P. capsici* en Chile (Saadoun, 2013).

Se ha reportado que plantas injertadas llegan a incrementar los rendimientos debido a que los porta injertos tienen sistemas radicales fuertes por lo tanto la absorción de nutrientes es mayor así como el aumento en la fotosíntesis (Xu *et al.*, 2005; Wu *et al.*, 2006; Davis *et al.*, 2008, Gisbert *et al.*, 2011). En cuanto a las variables de rendimiento, bajo las condiciones del presente trabajo el CTO mostró una productividad limitada con y sin injertado sobre el CM-334, no aceptable agronómicamente para la producción de chile en condiciones invernadero, mientras que el CCR tuvo rendimientos significativamente más altos en la mayoría de los casos, con excepción de cuando no fue injertado pero si inoculado con el pseudohongo. Es posible que las condiciones ambientales durante el desarrollo de los experimentos no hayan sido favorables para el CTO, quien aunque tuvo una producción de hojas, inicio de floración y número de flores comparables con el CCR, sus componentes del rendimiento principales (peso fresco, peso seco y número de frutos) tuvieron valores significativamente más bajos en todos los casos, lo cual no es consistente con su comportamiento en campo bajo las condiciones de Tetela de Ocampo. Esta baja adaptabilidad en condiciones de invernadero; coincide con lo reportado por Jovicich, (2004) quien menciona que la estación de crecimiento, densidad de población, cultivar, riego, fertilizantes empleados y tecnología usada bajo condiciones de invernadero pueden afectar directamente el rendimiento de esta

especie. Por el contrario, el CCR tuvo más del doble de rendimiento que el CTO, con excepción de cuando fue inoculado con el pseudohongo y no fue injertado. En estos casos no produjo frutos con posterioridad a la inoculación. Resalta el caso de las plantas del CCR no injertadas en suelo esterilizado y suelo natural quienes generalmente tuvieron niveles de producción similares a los de las plantas injertadas, pero tuvieron una disminución en el rendimiento en suelo natural cuando no fue injertado en el caso del segundo experimento, lo cual pudo deberse a la presencia de inóculo natural del pseudohongo, ya que el suelo utilizado proviene de una área regularmente afectada por la marchitez. Este problema fue resuelto con el injertado, ya que al realizar esta práctica el CCR mostró rendimientos estadísticamente iguales tanto en suelo natural como en suelo inoculado. En algunos casos fue notoria una disminución en el rendimiento cuando se utilizó suelo esterilizado, aun cuando las plantas fueron injertadas. Motavalli *et al.* (2004) mencionan que al disminuir las poblaciones de microorganismos y poblaciones presentes en el suelo, los cuales tienen funciones como descomposición de la materia orgánica, mineralización y movilización de nutrientes, esta disminución puede tener efectos significativos en el comportamiento agronómico de la planta. Algunos autores mencionan que el injertado afecta el desarrollo de las plantas, así como la translocación de agua y nutrientes y hormonas, lo que pudiera estar afectando directamente la producción de frutos (Jan *et al.*, 2012; Edelstein *et al.*, 2010; Ruiz *et al.*, 1997; Savvas *et al.*, 2010). Gisbert *et al.* (2010) mencionan que el injerto puede ocasionar cambios en la calidad de frutos; sobre todo en largo y ancho, ocasionando deformaciones en el fruto, esto debido a cambios en la concentración de reguladores de crecimiento por el porta injerto. En nuestro estudio, las variables de largo y ancho de frutos para el CCR y el CTO no se vieron afectadas por el injerto, esto coincide con lo reportado por Gonzales-Vargas (2016), donde menciona que en Chile manzano y pimiento injertados sobre CM-334 no se vio afectada la calidad ni el rendimiento de frutos.

Algunos autores mencionan que el uso del portainjerto CM334 puede incrementar o disminuir algunos parámetros de crecimiento en las plantas, esto como resultado de la interacción injerto/ portainjerto. García-Rodríguez *et al.* (2010) reportan una reducción significativa del vigor en plantas de Chile 'Rebelde' injertadas sobre CM334; además Leal-Fernández *et al.* (2013) reportan efectos negativos en características morfológicas y agronómicas en plantas de pimiento injertado sobre CM334. En nuestro estudio la variable

de la altura de la planta no se vio afectada por el injerto, por el contrario se observó una reducción de hojas en plantas injertadas, esto no coincide con los resultados de Jang (2012) quien reporta que las hojas en plantas injertadas de pimiento fue mayor que en plantas no injertadas. Sin embargo esta reducción puede ser atribuida al injerto, ya que cuando se realizó, solo se dejaron dos pares de hojas, esto para disminuir la actividad fotosintética y transpiración durante el proceso de unión. Por otro lado en el caso de la floración, el CTO sí presentó una demora significativa en los días a primera floración debido al injerto entre plantas inoculadas y no inoculadas. Amiri *et al.* (2014) mencionan que el injertado ocasiona cambios en los niveles hormonales (giberelinas, citoquininas y auxinas) lo cual está relacionado con el crecimiento, senescencia en hojas y flores; esta demora en la floración coincide con lo reportado por Yamasaki *et al.* (1994) quienes mencionan que en plantas de sandía injertada la floración es retrasada con respecto a las plantas no injertadas. Además Lee y Oda en el 2003 reportan también retraso e inhibición de floración por efecto del injertado en plantas de pepino. Por otro lado Xu *et al.* (2005) reportaron que en injertos de *cucurbitáceas* se retrasa la floración hasta una semana, lo que resulta también en retraso de maduración de frutos, sin embargo esta demora no tuvo efectos significativos en el rendimiento global.

IX. CONCLUSIONES

- El CCR es un cultivar muy susceptible a *P. capsici* y sus plantas mueren al ser inoculadas con este patógeno.
- Dentro de la población del CTO existen plantas con tolerancia parcial a *P. capsici*, que pueden sobrevivir a la inoculación con este patógeno, pero su rendimiento es en general limitado bajo las condiciones de invernadero del presente trabajo.
- El injerto de los dos cultivares anteriores sobre el cultivar Criollo de Morelos 334 evitó los daños por *P. capsici* en todos los casos.
- El injertado causó una demora temporal en la producción de frutos en ambos cultivares pero ésta no impactó el rendimiento global de ambos cultivares.
- Las plantas injertadas del CTO tuvieron una demora en el inicio de la floración, pero una mayor producción de flores que las no injertadas.
- El CCR resultó más adaptable al injerto tipo empalme sobre el CM-334 que el CTO debido a la heterogeneidad de estos dos cultivares en el diámetro de sus tallos.

X. BIBLIOGRAFÍA

- Aguilar R., V.H., T. Corona T., P. López L., L. Latournerie M., M. Ramírez M., H. Villalón M., J A. Aguilar C. 2010. Los chiles de México y su distribución. SINAREFI, Colegio de Postgraduados, INIFAP, IT-Conkal, UANL, UAN. Montecillo, Texcoco, Estado de México. 114 p.
- Alejo-Lozano, N. 2014. Etiología y manejo de la marchitez del chile de árbol (*Capsicum annuum* L.) en suelos de la Vega de Metztlán, Hidalgo, México. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Méx. 97p.
- Amiri M., E. 2014. Influence of rootstock on mineral uptake and scion growth of Golden delicious and royal gala apples. J. Plant Nutr. 37:16-29.
- Anaya L., J. L. M. M González C., E. Villordo-Pineda., R. Rodríguez-Guerra., R. Rodríguez-Martínez., R. G. Guevara G., L. Guevara O., V. Montero T., I.Torres, P. 2011. Selección de genotipos de chile resistentes al complejo patogénico de la marchitez. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 2: 373-383.
- Andrews P., K. and Marquez, C. S. 1993. Graft incompatibility. Hort. Rev.15:183–232.
- Bérdy, J. 2005. Bioactive Microbial Metabolites Journal of Antibiotics; Tokyo 58.1.
- Bernhardt, E., A., and G. Grogan R. 1982. Effect of soil matric potential on the formation and indirect germination of sporangia of *Phytophthora parasitica*, *P. capsici*, and *P. cryptogea*. Phytopathology 72:507-511.
- Bi Y., H. Jiang., M .K. Hausbeck and J. Hao J. 2012. Inhibitory effects of essential oils for controlling *Phytophthora capsici*. Plant Disease 96:797803.
- Bosland P., W. and L. Lindsey D. 1991. A seedling screen for *Phytophthora* root rot of pepper, *Capsicum annuum*. Plant Disease 75:1048-1050.
- Blair J., E. Coffey M., D. Park S., Y. Geiser D., M. and Kang S. 2008. A multi-locus phylogeny for *Phytophthora* utilizing markers derived from complete genome sequences. Fungal Genet. Biol. 45:266-277. 7.

- Bosland P., W. 1994. Chiles: history, cultivation, and uses. In: G. Charalambous (Ed.), Spices, Herbs, and Edible Fungi. Elsevier. New York. 347-366 p.
- Buchenauer, H. 1998. Biological control of soil-borne diseases by rhizobacteria / Biologische Bekämpfung von bodenbürtigen Krankheiten durch Rhizobakterien Journal of Plant Diseases and Protection Vol. 105, No. 4, pp. 329-348.
- Candela M. E., C. Egea., M.D García P., J. Costa., and M. Candela. 2000. Breeding papryka type peppers resistant to *Phytophthora capsici*. Acta Horticulturae 522:79-86.
- Candole, B. L., C. Patrick J., J. Pingsheng. 2010 Screening Capsicum annum Accessions for Resistance to Six Isolates of *Phytophthora capsici*. HortScience vol. 45 no. 2:254-259.
- Castro R., A., S. Fernandez P., P. Osuna A. 2012. Defense mechanisms in the *Capsicum annum-Phytophthora capsici* pathosystem. Revista Mexicana de Fitopatología, 1: 49–65.
- Caterina M., J., A. Schumaner M., M. Tominaga., A. Rosen T., D. Levine J., and D. Julius. 1997. The capsaicin receptor: A heat- activated ion channel in the pain pathway, Nature Biotechnol 389: 816-824.
- Chew, M. Y. I., A. Vega P., M. Palomo R., y F. Jiménez D. 2008. Principales enfermedades del chile (*Capsicum annum* L.). Folleto Técnico no. 15. 42 p.
- Clardy J., A. Fischbach M., C. Walsh T. 2006. New antibiotics from bacterial natural products. Nature Biotechnol; 24: 1541-1550.
- Cohen, R., C. Horev., Y. Burger., Y. Shriber., M. Hershenh J., J. Katan., M. Edelstein .2002. Horticultural and pathological aspects of *Fusarium* wilt management using grafted melons. Hortscience 37:1069-1073.
- Colla G., Y. Roupael., C. Leonardi., and B. Zhilong. 2010. Role of grafting in vegetable crops grown under saline conditions. Scientia Horticulturae. 127:147-155.
- Davis, A.R., P. Perkins-Veazie, R. Hassell, A. Levi, S.R. King, and X. Zhang. 2008. Grafting effects on vegetable quality. Hortscience 43:1670-1672.
- Davidse L., C. A. Hofman E., and C. M. Velthuis G. 1983. Specific interference of metalaxyl with endogenous RNA polymerase activity in isolated nuclei from *Phytophthora megasperma* f. SP. Medicaginis. Experimental Mycology 7:344-361.

- Edelstein, M. 2004. Grafting vegetable-crop plants: Pros and cons. *Acta Hort.* 659: 235-238.
- Edelstein M., R. Cohen, Y. Burger., S. Shriber., S. Pivonia., y D. Stieberg 1999. Integrated management of sudden wilt of melons, caused by *Monosporascus cannonballus*, using grafting and reduced rate of methyl bromide. *Plant disease* 83:1142-1145.
- Edelstein M., M. Ben-Hur, and Z. Plaut. 2008. Response of grafted and non-grafted melon plants to effluent and boron under greenhouse conditions. *Acta Hort.* 2008:325-333.
- Erwin D., C. and K. Ribeiro O. 1996. *Phytophthora* Diseases Worldwide. The American Phytopathological Society. APS Press. St. Paul, MN, USA. 562 pp.
- Fernandez G., N., V. Martinez., A. Cerda., M. Carvajal. 2004. Fruit quality of grafted tomato plants grown under saline conditions. *J. Hortic. Sci Biotechnol.* 79: 995-1101.
- Fernández-Herrera, E., R. I. Rojas-Martínez, L. Guevara- Olvera, M. E. Rivas-Dávila, E. Valadez-Moctezuma, y E. Zavaleta-Mejía. 2012. Defensa en chile CM-334 inoculado con *Phytophthora capsici* e infectado por *Nacobbus aberrans*. *Nematropica* 42: 96-107.
- Food and agriculture organization of the United Nations (FAO) <http://www.fao.org/statistics/es-FAOSTAT-2014-2016>
<http://www.fao.org/faostat/en/#data> (Consulta 13 enero, 2016).
- Foster, J. M., and M. K. Hausbeck. 2010. Managing *Phytophthora* crown and root rot in bell pepper using fungicides and host resistance. *Plant Disease.* 94:697-702.
- Gallegly M., C. Hong. 2008. *Phytophthora*: Identifying species by morphology and DNA fingerprints. American Phytopathological Society. USA. 168p.
- García R. S., C. Juárez., J. Carrillo., A. R. Allende., I. Marquéz., y M. D. Muy-Rangel. 2000. Marchitez bacteriana en chile bell causada por *Erwinia carotovora* sub spp. *Carotovora*. *Revista Mexicana de Fitopatología.* 18:120-124.
- Garcia-Rodriguez, M. R., E. Chiquito-Almanza., D. Loeza-Lara, P., H. GodoyHernandez., V. Pineda E., L. Pons-Hernandez, J., M. Gonzalez-Chavira M., and L. Anaya-Lopez J. 2010. Production of Ancho chili graft on Criollo de Morelos 334 for the control of *Phytophthora capsici*. *Agrociencia* 44:701-709.

- Gevens, A. J., S. Donahoo R., H. Lamour K., and M. K. Hausbeck. 2007. Characterization of *Phytophthora capsici* from Michigan surface irrigation water. *Phytopathology* 97:421-428. 37.
- Gevens, A. J., S. Donahoo R., H. Lamour K., and M. K Hausbeck. 2008. Characterization of *Phytophthora capsici* causing foliar and pod blight of snap bean in Michigan. *Plant Disease*. 92:201-209. 38.
- Gheler C., F., T. Domingues Z., S. de M. I. 2013. Biological control of phytopathogenic fungi by endophytic actinomycetes isolated from maize (*Zea mays* L.) Braz. *Arch. Biol. Technol.* vol.56 no.6 Curitiba.
- Gindrat, D., V. Ducrot., R. and Caccia. 1977. Varietal resistance and grafting: two methods of preventive control for tomato *Fusarium* wilt. *Revue Suisse Viticulture Arboriculture Horticulture*. 9:109-114.
- Gisbert, C., J. Prohensa, M.D. Raigonb, J. R. Stommelc, and F. Nueza. 2011. Eggplant relatives as sources of variation for developing new rootstocks: Effects of grafting on eggplant yield and fruit apparent quality and composition. *Scientia Hort*. 128:14-22.
- Guigón L. C., y P. A. González G. 2001. Estudio regional de la enfermedades del chile (*Capsicum annuum* L.) y su comportamiento temporal en el sur de Chihuahua, México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 19:49-56.
- Gonzáles C. M.M., I. Tones P., y H. Guzmán M. 2002. Patógenos involucrados en la marchitez del chile. Proc 16th int pepper conf, Tampico, Tamaulipas, México. Pp. 3
- Gonzáles-Vargas B. 2016. Caracterización agronómica y fisiológica de plantas de chile pimiento (*Capsicum annuum* l.) y chile manzano (*Capsicum pubescens* R. & P.) injertadas sobre CM-334 (*Capsicum annuum* L.) Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Méx. 153p
- 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.
- Granke L. L., and M. K. Hausbeck 2010. Effects of temperature, concentration, age, and algaecides on *Phytophthora capsici* zoospore infectivity. *Plant Disease* 94: 54-60.
- Gregory P. J., C.J Atkinson., A.G Bengough., M.A Else., F. Fernandez-Fernandez, R.J Harrison, 2013. Contributions of roots and rootstocks to sustainable, intensified crop production. *J Exp Bot* 64:1209–1222.
- Ha, S. H., J.B. Kim, Y.S. H wang and S. W. Lee. 2003. Molecular characterization of three 3- Hydroxyl 3- Methylglutaryl – CoA reductase genes including pathogen induced Hmg from pepper *capsicum annuum* *Biochimica et Biophysica Acta* 162:253 2-60.
- Hausbeck M. K., H. Lamour K. 2004. *Phytophthora capsici* on vegetable crops: Research progress and management challenges. *Plant Disease* 88:1292-1303.
- Hausbeck M. K., B. Enzenbacher, T., Cortright, B. D., and Linderman, S. D. 2012. *Phytophthora* and fumigation. *Michigan State University Ext. Bulletin*. 1-2 p.
- Harada, T. 2010. Grafting and RNA transport via phloem tissue in horticultural plants. *Sci.Hortic*. 125: 545-550.
- Hartmann, H.T., E. Kester D., T. Davies F., L. Geneve R. 1977. *Plant propagation: Principles and practices*. Prentice hall, upper saddle river, N.J. USA 770 pp.
- Hartmann, G.E. 2000. Myths and dogmas of biocontrol: Changes in perceptions derived from research on *Trichoderma harzianum* T-22. *Plant Disease* 84:377-393.
- Hartmann, H.T., D. E. Kester, y F.Davies Jr., and L. Geneve R. 2002. *Plant propagation, principles and practice*. 7 th ed. Prentice Hall, New Jersey, USA 880p.
- Hartmann, H., T., D. E. Kester, F. T. Divies, y L. Geneve R. 2010. *Plant Propagation: Principles and Practices*. Séptima edición. Pp: 416-463.
- Heo, Y. G. 2000. Disease resistance of citrus germoplasm and utilization as watermelon rootstock. Ph D kyuung hee univ Korea (in Korean with English summary)
- Heiser, C.B. 1976. Peppers *Capsicum (Solanaceae)*. p. 265-268. In: N.W. Simmonds (Ed.), *The evolution of crops plants*. Longman Press, London.

- Heath, M.C. 2000. Hypersensitive response-related death. *Plant molecular Biology* 44:321-334.
- Heiser, C.B.1981. Peppers *Capsicum* (Solanaceae).Pp 265-268.
- Hernández–Verdugo, S., R. G. Guevara–González, R. F. Rivera–Bustamante, C. Vázquez–Yanes, y K. Oyama. 1998. Los parientes silvestres del chile (*Capsicum* spp.) como recursos genéticos. *Bol. Soc. Bot. Méx.* 62: 171–181.
- Huang, Y., R. Tang., Q. Cao., Z. Bie. 2009. Improving the fruit yield and quality of cucumber by grafting onto the salt tolerant rootstock under NaCl stress. *Sci Hort* 122: 26-31.
- Huang, Y., I. Bie Z., P. He S., B. Hua., A. Zhen. 2010. Improving cucumber tolerance to major nutrients induced salinity by grafting onto *cucurbita ficifolia*. *Environment. Exp. Bot* 69: 32-38.
- Huang, W., S. Liao LV H., M. Khaldun A.B., Y.Wang. 2015 characterization of the growth and fruit quality of tomato grafted on a woody medicinal plant, *Lycium chinense*. *Scientia horticulturae* 197: 447-453.
- Jang, Y., Y.E. M.Cho, Y.C. Um. K.Ko and C.Chum. 2012. Effect of Grafting on Growth and Incidence of *Phytophthora* Blight and Bacterial Wilt of Pepper (*Capsicum annuum* L.) *Hort. Environ. Biotechnol.* 53:9-19.
- Johkan, M., Mitukuri, K., Yamasaki, S., Mori, G., and Oda, M. 2009. Causes of defoliation and low survival rate of grafted sweet pepper plants. *Scientia. Horticulturae.* 119:103–107.
- Jovicich, E., D. J. Cantliffe, S. A. Sargent, and L. S. Osborne. 2004. Production of greenhouse-grown peppers in Florida. Department of Horticultural Sciences, University of Florida HS979.
- Kannwischer, M. E. and J. Mitchell D. 1978. The Influence of a Fungicide on the Epidemiology of Black Shank of Tobacco. *Phytopathology.* 68: 1760-1765.
- Katoh N., M. Yui., S. Sato., T. Shirai., H. Yuasa., M. Hagimori. 2004. Production of virus-free plants from virus-infected sweet pepper by in vitro grafting. *Scientia Horticulturae* 100:1–6.
- Kawaguchi, M., A. Taji., D. Backhouse., and M. Oda. 2008. Anatomy and physiology of graft incompatibility in solanaceous plants. *J. Hortic. Sci. Biotech.* 83:581–588.

- King, S., R. King., A. Davis R., X. Zhang., and K. Crosby. 2010. Genetics, breeding and selection of rootstock for solanaceae and cucurbitaceae. *Sci. Hortic.* 127:106-111.
- King S.R., A. Davis., W.G Liv R., A. Levi. 2008. Grafting for disease resistance. *HortScience* 43:1673-1676.
- Kim S., Y. Kim. 2009. Histological and cytological changes as sociated with susceptible and resistant responses of chili pepper root and stem to *Phytophthora capsici* infection. *Plant Pathology Journal* 25:113-120.
- Klosterman, S.J., Z. Atallah K., E. Vallad G., V. Subbarao R. 2009. Diversity, pathogenicity. And management of *Verticillium* species. *Annual Rev. Phytopathol.* 47: 59-62.
- Kobayashi, K. 2005. Grafting robot for fruit vegetables. National Agriculture and Bio-oriented Research Organization, Tsukuba, Ibaraki, Japan. <http://www.affrc.go.jp/en/>
- Kousik, C.C., L. Adams, M., R. Jester W., R Hassell., F. Harrison M., J. Holmes G. 2011. Effect of cultural practices and fungicides on development of fruit rot of watermelon caused by *Phytophthora capsici* in the Carolinas Crop protection. 30:888-894.
- Kubota, C., and M. Kroggel. 2006. Air Temperature and Illumination During Transportation Affect Quality of Mature Tomato Seedlings *HortScience*. vol. 41 no. 7:1640-1644.
- Laborde, C., J.A., y O. Pozo C. 1984. Presente y pasado del chile en México. SARH. INIA. México, D.F. 80 p.
- 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.
- Laxalt A.M., and T. Munnik. 2002. Phospholipid signaling in plant defense. *Current Opinion in Plant Biology* 3:315-319.
- Leal-Fernández C., H. Godoy H., C.A Núñez C., J.I Anaya L., S. Villalobos R., J.Z Castellanos. 2013. Morphological response and fruit yield of sweet pepper (*Capsicum annuum* L.) grafted onto different commercial rootstocks. *Biol Agric Hortic* 29:1-11.

- Lee, J. M. 1994. Cultivation of grafted vegetables I. Current status, grafting methods, and benefits Hort.Sci 29:235-239.
- Lee, J.M., C. Kubota., J. Tsao S., Z. Bie., P. Hoyos-Echevarria., C. Morra., M. Oda., 2010. Current Status of vegetable grafting: Diffusion, grafting techniques, automation. Sci. Hortic 127, 93-105.
- Lee, S.G. 2007. Production of high quality vegetable seedling grafts. Acta Hort. 759: 169-174.
- Lee, J.M., M. Oda. 2003. Grafting of herbaceous vegetables and ornamental crops. Hortc.Rev.28, 61-124.
- Lee C, J., Y.Yoo., Shin J. H., Lee J. H., S. Hwang., D. Kim B. 2005. Non-pungent capsicum contains a deletion in the capsaicinoid synthetase gene, which allows early detection of pungency with SCAR markers. Mol. Cells 19:262-267.
- Leonardi, C. and D. Romano. 2004. Recent issues in vegetable grafting. Acta Hort. 631: 163-174.
- Li, Y., M. Tian X., M. Wei., F. Wang X., H. Shi Q., J. Yang F. 2014. Rootstock screening for tolerance to low temperature, weak light and salt stress in cucumber. Int Sym Veg Graft 1086: 167-176.
- Li, Z., W. Long., J. Zheng., and J. Lei. 2007. Isolation and identification of *Phytophthora capsici* in Guangdong province and measurement of their pathogenicity and physiological race differentiation. Frontiers of agriculture in China, 377:381
- Long-Solís, J. 1986. *Capsicum* y Cultura: La historia del Chilli. Fondo de Cultura Económica. México D. F. 203p.
- López-Marín, J. 2013. Grafting is an efficient alternative to shading screens to alleviate thermal stress in greenhouse-grown sweet pepper. Scientia horticultrae. 149:39-46.
- López-Riquelme, O. G. 2003. Chilli: La especia del nuevo mundo. Ciencias.Méx.069: 66 - 75 Disponible en: <http://redalyc.uaemex.mx/redalyc/pdf/644/64406912.pdf>

- Louws, F. J., C. Rivard L., C. Kubota. 2010. Grafting fruiting vegetables to manage soilborne pathogens, foliar pathogens, arthropods and weeds. *Scientia horticultrae* 127: 127-146.
- Malajczuk, N. 1983. Microbial Antagonism to *Phytophthora*. pp. 197-218. In: D.C. Erwin, S. Bartnicki-Garcia, and P.H. Tsao (eds.). *Phytophthora*. Its Biology, Taxonomy, Ecology, and Epidemiology. The American Phytopathological Society. St. Paul, Minnesota, USA. 392 p.
- M'Hamdi, M., N. Boughalleb, N. Ouhaibi, N. Tarchoun, M. Souli, and L. Belbahri. 2010. Evaluation of grafting techniques and a new rootstock for resistance of pepper (*Capsicum annuum* L.) towards *Phytophthora nicotianae*. *Journal of Food, Agriculture & Environment* 8: 135-139.
- Maleck, K., and A. Dietrich R. 1999. Defense on multiple fronts: How do plants cope with diverse enemies?. *Trends in Plant Science* 4:215-219.
- Martínez B., Danay I. Infante. , I. Reyes Y. 2013. *Trichoderma* spp. y su función en el control de plagas en los cultivos Rev. Protección Veg. vol.28 no.1 La Habana Ene.-Abr.
- Martinez B. M.C., C. Alaraz López., B. Muries., C. Mota Candelas., M. Carvajal 2010. Physiological aspect of rootstock-scion interactions *Sci.Hort* 127:112-8.
- 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.
- Motavalli, P. P., J. Kremer, R., M. Fang., & E Means N. 2004. Impact of genetically modified crops and their management on soil microbially mediated plant nutrient transformations. *Journal of environmental quality*, 33: 816-824.
- Moore, R., B. Walker, D. 1981. Studies on vegetative compatibility-incompatibility in higher plants and structural study of a compatible autograph in sedum telephoides (*Crassulaceae*). *Am.J.Bot.* 68:820-830.
- More, K. 1984 a model for graft compatibility incompatibility in higher plants. *AM. J. Bot* 71: 752-758.
- Morán B., S. H., V. H. Aguilar R., T. CoronaT., E. Zavaleta M., 2010. Resistencia a *Phytophthora capsici* LEO. de chiles nativos del sur de Puebla, México. *Revista Fitotecnia Mexicana* 33: 21-26.

- Morra, L. 1998. Potential and limits of grafting in horticulture. *Informatore Agrario* 54:39-42.
- Oda, M. 2007. Vegetables seeding grafting in japon. *Acta hortic* 759, 175-180.
- Oda, M. 1999. Grafting of vegetables to improve greenhouse production. *Ext. Bull, food and fertilizer. Technology center for the Asian and pacific region* 480:1-11.
- Oda, M., M. Maruyama., G. Mori. 2005. Water transfer at graft union of tomato plants grafted onto solanum rootstocks *J. JPN. Sol. Hortic Si.* 74: 458-463.
- Oelke L., P. Bosland., and R. Steiner 2003. Differentiation of race specific resistance to *Phytophthora* root rot and foliar blight in *Capsicum annuum*. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 128:213218.
- Ogundiwin E.A., F. Berke T., M. Massoudi., L. Black L., G. Huestis., D. Choi., S. Lee and P. Prince J. 2005. Construction of 2 intraespecific linkage maps and identification of resistance QTLs for *Phytophthora capsici* root-rot and foliar-blight diseases of pepper (*Capsicum annuum* L.). *Genome* 48:698-711.
- Ortiz R., F. Delgado F., G. Alvarado., and J. Crossa. 2010. Classifying vegetable genetic resources- A case study with domesticated *Capsicum spp.* *Scientia Horticulturae* 126:186-19.
- Palloix A., M. Daubeze A., and E. Pochard. 1988. Time sequences of root infection and resistance expression in an artificial inoculation method of pepper with *Phytophthora capsici*. *Journal of Phytopathology* 123:12-24.
- Pavlou, G.C., J. Vakalonnakis, D., and K. Ligoxigakis E. 2002. Control of root and stem rot of cucumber, caused by *F.oxysporum* F.spradiciscucumerinum, by grafting onto resistant rootstocks. *Plant Disease* 86: 379–382.
- Penella, C., G. Nebauer S., A. Quinones., S. Bautista A., S. López-Galarza., and A. Calatayud. 2015. Some rootstocks improve pepper tolerance to mild salinity through ionic regulation. *Plant Sci.* 230, 12–22.
- Pérez G. M., F. Márquez S., A. Peña L. 1998. mejoramiento genético de hortalizas. 2da. Edición. Edit. UACH Mundi Prensa. 380 p.
- Pérez M., L., J. Durán-Ortiz L., R. Ramírez-Malagón., R. Sánchez-Pale, J. y V. Olalde-Portugal. 2003. Compatibilidad fisiológica y sensibilidad a fungicidas de

- aislamientos de *Phytophthora capsici* Leo. Revista Mexicana de Fitopatología 21:19-25.
- Pérez, C. Nilda. 2004. Manejo Ecológico de Plagas. Centro de Estudios de Desarrollo Agrario y Rural del II Curso de Control Biológico, SMCB UAAAN, Buenavista, Saltillo, Coah. México. Pp 296.
- Pérez M., L., J. Salina G y R. Rodriguez M. 1986. Herencia de la Resistencia de *Phytophthora capsici* LEO. En cuatro materiales de chile *Capsicum annum* L. Agrociencia No 66:127-139.
- Pickersgill, B. 2003. Peppers and chillies, the University of Reading, reading, Berkshiere UK. 4460p.
- PLM, diccionario de especialidades agropecuarias. 2013. 23a Edición. México, D.F. 1472P.
- Podile, A. R., V. Laxmi V. D. 1998. Seed Bacterization with *Bacillus subtilis* AF 1 Increases Phenylalanine Ammonia-lyase and Reduces the Incidence of Fusarial Wilt in Pigeonpea: Department of Plant Sciences, School of Life Sciences, University of Hyderabad, Hyderabad-500 046,India.
- Pozo, C. O. 1993. Logros y aportaciones de la investigación agrícola en el cultivo del chile Instituto Nacional de las Investigaciones Agrícolas. Secretaría de Agricultura y Recursos Hidraulicos México DF. 20p.
- Quesada-Ocampo, L. M., W. Fulbright D., and M. K. Hausbeck. 2009. Susceptibility of Fraser fir to *Phytophthora capsici*. Plant Dis. 93:135-141.
- Quesada-Ocampo, L. M., and M. K. Hausbeck. 2010. Resistance in tomato and wild relatives to crown and root rot caused by *Phytophthora capsici*. Phytopathology 100:619-627.
- Redondo E. 1974. Estudio preliminar en la obtención de posibles plantas diferenciales para agrupar las razas patogénicas del hongo *Phytophthora capsici* Leonian. Tesis de Maestría. Escuela Nacional de Agricultura .Colegio de Posgraduados. Chapingo, México.
- Richard D. R., S. Micheleto., A. O'Connell M. 2009. Gene expression profiles unique to chile (*Capsicum annum* L.) resistan to *Phytophthora* root rot. Plant science 178:192-201.

- Ristaino J. B., A. Johnston S. 1999. Ecologically based approaches to management of *Phytophthora* blight on bell pepper. *Plant dis.*83:1080-1089.
- Rivard, C.L., J. Louws F. 2008. Grafting to manage soilborne diseases in heirloom tomato production. *HortScience* 43,2014-2111.
- Romero, L., A. Belakbir., L. Ragala., and J. Ruiz M. 1997. Response of plant yield and leaf pigments to saline conditions: effectiveness of different rootstocks in melon plant (*Cucumis melo* L.). *Soil Sci. Plant. Nutr.* 43:855-862.
- Rouphael, Y., M. Cardarelli., G. Colla., E. Rea. 2008. Yield, mineral composition, water relations and water use efficiency of grafted mini-watermelon plants under deficit irrigation. *Hort Science* 43: 730-736.
- Rodríguez, M.,V.M., J. Luna R., P. Valle G., M. Tiscareño L. y J.A Ruiz C. 2004. Caracterización patogénica y sexual de *Phytophthora capsici* Leonian y análisis de su distribución espacial en el centro-norte de México mediante un sistema de información geográfica. *Revista Mexicana de Fitopatología* 22:72-81.
- Rojas, P. L., y F. Riveros B. 2002. Prendimiento de injertos en hortalizas. *Terra Adentro* 45: 30-31.
- Ruiz, J.M., A. Belakbir, I. López-Cantarero, and L. Romero. 1997. Leaf-macronutrient content and yield in grafted melon plants. A model to evaluate the influence of rootstock genotype. *Scientia Hort.* 71:227-234.
- Ruiz, J. M., L. Romero. 1999. Nitrogen efficiency and metabolism in grafted melon plants. *Sci, hortic* 81:113-123.
- Ruiz, J. M., B. Blasco, R. M. Rivero, and L. Romero. 2005. Nicotine-free and salt tolerant tobacco plants obtained by grafting to salinity-resistant rootstocks of tomato. *Physiologia Plantarum* 124:465-475.
- Russo, V. M. 2012. Peppers: botany, production and uses. CABI. Cambridge, Massachusetts, USA. 279 p.
- SAGARPA. 2016. Anuario estadístico de la producción agrícola de los Estados Unidos Mexicanos. Secretaría de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural. Servicio de Información y Estadística Agroalimentaria y Pesquera (www.gob.mx/wb2/egobierno/egob_Anuarios_estadisticos).

- Sánchez-Rodríguez, E., L. Romero., & M. Ruiz J. 2013. Role of grafting in resistance to water stress in tomato plants: ammonia production and assimilation. *Journal of plant growth regulation*, 32: 831-842.
- Santos, H. A., E. R. Goto. 2004. Enxertia em plantas de pimentao no controle da murcha de fitóftora em ambiente protegido. *Hort. Bras.* 22: 45-49.
- Santos -Juárez .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.
- Sansome, E. 1976. Gametangial meiosis in *Phytophthora capsici*. *Can. J. Bot.* 54:1535-1545.
- Sanogo S., y Ji, P. 2012. Integrated management of *Phytophthora capsici* on solanaceous and cucurbitaceous crops: current status, gaps in knowledge and research needs. *Canadian Journal of Plant Pathology*, 34(4), 479-492.
- Sakata, Y., T. Ohara, and M. Sugiyama. 2003. The history and present state of grafting of cucurbitaceous vegetables in Japan. *Acta Hort.* 731:159–170.
- SAS. 2010. Statal Analysis Sistem. Institute Inc. SAS. Version 9.4 North Caroline. USA.
- Savvas, D., G. Colla, Y. Roupael, and D. Schwarz. 2010. Amelioration of heavy metal and nutrient stress in fruit vegetables by grafting. *Scientia Hort.* 127:156-161.
- SIAP. 2016. Servicio de información agroalimentaria y pesquera Disponible en: http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapper&view=wrapper&Itemid=347. (Consulta 13 enero, 2016).
- Silva R., H.V., S.P Fernández P., C. C Góngora., B.C. Macías-López y G.D. Ávila Quezada. 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.
- Stefanova, M., A. Leiva., L. Larrinaga, y F. Coronado M. 1999. Actividad metabólica de cepas de *Trichoderma* spp. Para el control de hongos fitopatógenos del suelo. *Revista Facultad de Agronomía.* 16:509-516.
- Suzuki, J., M. Morishita. 2002. Effects of scion and rootstock cultivars on growth and yield of eggplant cultured under two fertilizer levels. *Journal of the Japanese Society for Horticultural Science*, 71: 568-574

- Schwarz D., Y. Rouphael., G. Colla., H. Venema, J. 2010. Grafting as a tool to improve tolerance of vegetables to abiotic stresses: thermal stress, water stress and organic pollutants. *Sci. Hort* 127: 162-171.
- Sy, O., R. Steiner., P. Bosland. 2008. Recombinant inbred approaches to management of *Phytophthora* blight of bell pepper. *Plant Disease*. 83:1080-1089.
- Tarabily, E. K. A., S.T Giles E., J. Hardy., S. Krishnapillai., M. Hussein A., I Kurtböke D. 1997. The potential for the biological control of cavity-spot disease of carrots, caused by *Pythium* coloratum, by streptomycete and non-streptomycete actinomycetes. *New Phytologist*, 137: 495-507.
- Thabuis A., A. Palloix., B. Servin, A.M Daubeze., P. Signoret and F. Hospital. 2004. Marker-assisted introgression of 4 *Phytophthora capsici* resistance QTL alleles into a bell pepper line: validation of additive and epistatic effects. *Molecular Breeding* 14:9-20.
- Tiedemann, R. 1989. Graft unión development and symplastic phloem contact in the heterograft cucumis sativa on curcubita ficifolia. *J. plant physiol.*134: 427-440.
- Thines, M., and S. Kamoun. 2010. Oomycete-plant coevolution: recent advances and future prospects. *Current Opinion in Plant Biology* 13:427-433.
- Trinchera A., G. Pandozy., A. Temperini., F. Caprio., E. Rea., S. Rinaldi., E. Svecova., P. Crino., O. Temperini. 2013. Grafting of globe artichoke plants onto wild and cultivated cardoon; agronomical and physiological Aspects. *Ishs Act Hort* 983:231-5.
- Traka Mavrona, E., M. Koutsika-Sotiriou., T. Pritsa. 2000. Response of squash (*cucurbita* spp.) as rootstock for melon (*cucumis melo* L) *Sci. Hort*. 83:353 362.
- Tikoo, S.K., R. Mathai. J., R Kishan. 1979. Successful graft culture of tomato in bacterial wilt sick soils. *Curr. Sci* 48:259-260.
- Turelli, M. 1984. In planta functions of the Arabidopsis cytokinin receptor family *Theoretical Population Biology*. *Theoretical Population Biology* Volume 25, Issue 2, Pages 138–193.
- Tyler, B. M. 2001. Genetics and genomics of the oomycete-host interface. *Trends in Genetics* 17:611-614.

- Ueeda M., M. Kubota., and K. Nishi, 2006. Contribution of jasmonic acid to resistance against *Phytophthora* blight in *Capsicum annuum* cv. SCM334. *Physiological and Molecular Plant Pathology* 67:149-154.
- Vargas M. T., E. Zavaleta M., y M. Hernández A. 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., B. Tlapal B., M de J. Yáñez M., R. Pérez P. y M. Quintos E. 2009. Etiología de la marchitez del Chile de agua (*Capsicum annuum* L.) en Oaxaca, México. *Revista Fitotecnia Mexicana* 32: 127-134.
- Velázquez V, R., M Medina A., J. J Luna R. 2001. Sintomatología y géneros de patógenos asociados con las pudriciones de raíz del Chile *Capsicum annuum* L. en el norte-centro del México. *Revista Mexicana de Fitopatología* 19:175-181.
- Velásquez, V.R., F. Rincón, V., y L. C. López, F. 2000. Guía para controlar la pudrición de la raíz de Chile en Zacatecas y Aguascalientes. Folleto para Productores No. 25. Campo Experimental Calera-INIFAP-SAGAR.
- Victoria-Arellano, A.D. 2015. Control biológico de la Marchitez del Chile (*Capsicum annuum* L.) causada por *Phytophthora capsici* mediante cepas nativas de *Trichoderma* spp. De suelos productores. Tesis Colegio de postgraduados, Montecillo, Texcoco, Edo. De México.
- Vilmorin, D. F. 1977. El cultivo del pimiento dulce tipo Bell. Ed. Diana. México. 314 p.
- Wang, W., B., O. Vinocur S., and A. Altman 2004. Role of plant heat –shock proteins and molecular chaperones in the abiotic stress response trends. *Plant Science* 9:244-254.
- Wei, L. Z., H. Cheng J., L. Li., X. Mei J., J. Wu. 2013. Effects of two multi-resistance rootstocks on growth and berry quality of Daziwang grapevine. *Acta Agriculturae Zhejiangensis*. 2013-01.
- West P., V., A. Appiah A., N. Gow, 2003. Advances in research on oomycete root pathogens. *Physiological and Molecular Plant Pathology* 62:99-111.
- Weller, D.M. 1988. Biological control of soilborne plant pathogens in the rhizosphere with bacteria. *Annu. Rev. Phytopathol.* 26:379-407.

- Wu, Y.F., Y. Chen., and J. Zhao Y. 2006. Effect of pumpkin stocks on growth, development, yield, and quality of grafted muskmelon, Fujian J. Agr. Sci.21: 354–359.
- Xu, C.Q., L. Lí, T., Y. Qi H., H. Wang. 2005. Effects of grafting on growth and development, yield and quality of muskmelon. China Veg. 6:12-14.
- Yamasaki, A., M.Yamashita., S. Furuya. 1994. Mineral concentrations and cytokinin activity in the xylem exudates of grafted watermelons as affected by rootstock and crop. Sci Hort. 62: 817-826.
- Yin, H., B. Yan., J. Sun., P. Jia., Z. Zhang., X.Yan., J. Chai., Z. Ren., G. Zheng., and H. Liu. 2012. Graft union development: A delicate process that involves cell- cell communication between scion and stock for local auxion accumulation Bot. 63: 4219 4232.
- Zhao, X., Y. Ghuo., D. Huber J., Lee J. 2011. Grafting effects on postharvest ripening and quality of 1-methylcyclopropene-treated muskmelon fruit. Sci. Hort. 130:581-58.
- Zavaleta, M. E. 2002. Rompimiento de resistencia a hongos fitopatógenos por nematodos fitoparásitos, una hipótesis. Revista Mexicana de Fitopatología 20:118-122.

XI. APÉNDICE.

Cuadro A1. Resumen del análisis de varianza del área bajo la curva del progreso de la severidad de la infección de plantas de chile por *Phytophthora capsici*, la altura de planta, el número de hojas, el número de flores y el diámetro de flor en el primer experimento factorial de variedades de chile, injertos sobre CM334 e inoculación al suelo con *P. capsici*.

Fuente de variación	Área bajo la curva del progreso de la				
	Severidad	Núm. de hojas	Altura	Núm. de Flores	Diámetro de flor
	P > F				
Variedad	0.0007	0.1811	0.8740	<.0001	<.0001
Injerto	<.0001	0.1265	0.1880	0.0245	0.0003
Variedad X Injerto	0.0007	<.0001	0.7767	0.0364	0.3798
Inoculación al suelo (IS)	<.0001	<.0001	<.0001	0.0171	0.0686
Variedad X IS	<.0001	0.2034	0.7806	0.0032	0.0043
Injerto X IS	<.0001	<.0001	<.0001	0.0078	0.0015
Variedad X Injerto X IS	<.0001	0.2352	0.9592	0.3684	0.3901

Los valores de P > F marcados con negrita fueron tomados como base para la preparación de gráficas y presentación de resultados de efectos principales e interacciones.

Cuadro A2. Resumen del análisis de varianza del área bajo la curva del progreso de la severidad de la infección de plantas de chile por *Phytophthora capsici*, la altura de planta, el número de hojas, el número de flores y el diámetro de flor en el segundo experimento factorial de variedades de chile, injertos sobre CM334 e inoculación al suelo con *P. capsici*.

Fuente de variación	Área bajo la curva del progreso de la				
	Severidad	Núm. de hojas	Altura	Núm. de Flores	Diámetro de flor
	P > F				
Variedad	<.0001	0.9260	0.1917	<.0001	<.0001
Injerto	<.0001	0.3185	0.3794	0.4470	0.3519
Variedad X Injerto	<.0001	0.2391	0.7465	0.6623	0.4345
Inoculación al suelo (IS)	<.0001	<.0001	<.0001	0.0276	0.6995
Variedad X IS	<.0001	0.2186	0.5702	0.0898	0.0006
Injerto X IS	<.0001	<.0001	<.0001	0.0024	0.0534
Variedad X Injerto X IS	<.0001	<.0001	0.0765	0.1549	0.0004

Los valores de P > F marcados con negrita fueron tomados como base para la preparación de gráficas y presentación de resultados de efectos principales e interacciones.

Cuadro A3. Resumen del análisis de varianza del número, peso fresco y peso seco acumulado de frutos en variedades de chile serrano, injertadas o no sobre CM334, con y sin inoculación con *Phytophthora capsici*. Primer experimento factorial.

Fuente de variación	Número acumulado	Peso fresco acumulado	Peso seco acumulado
	P > F		
Variedad	<.0001	<.0001	<.0001
Injerto	<.0001	<.0001	<.0001
Variedad X Injerto	0.4613	0.0006	0.0019
Inoculación al suelo (IS)	<.0001	<.0001	<.0001
Variedad X IS	<.0001	<.0001	<.0001
Injerto X IS	<.0001	<.0001	<.0001
Variedad X Injerto X IS	<.0001	<.0001	<.0001

Los valores de P > F marcados con negrita fueron tomados como base para la preparación de gráficas y presentación de resultados de efectos principales e interacciones.

Cuadro A4. Resumen del análisis de varianza del número, peso fresco y peso seco acumulado de frutos en variedades de chile serrano, injertadas o no sobre CM334, con y sin inoculación con *Phytophthora capsici*. Segundo experimento factorial.

Fuente de variación	Número acumulado	Peso fresco acumulado	Peso seco acumulado
	P > F		
Variedad	<.0001	<.0001	<.0001
Injerto	<.0001	<.0001	<.0001
Variedad X Injerto	0.0028	<.0001	0.0001
Inoculación al suelo (IS)	0.0032	0.0002	0.0001
Variedad X IS	<.0001	<.0001	<.0001
Injerto X IS	0.0020	<.0001	0.0001
Variedad X Injerto X IS	<.0001	<.0001	<.0001

Los valores de P > F marcados con negrita fueron tomados como base para la preparación de gráficas y presentación de resultados de efectos principales e interacciones.

Cuadro A5. Resumen del análisis de varianza del peso fresco de frutos a diferentes días después del trasplante en el primer experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con *Phytophthora capsici*.

Fuente de variación	Días después del trasplante																	
	74	78	81	87	91	92	93	94	105	115	120	123	132	136	145	154	169	179
	P > F																	
Variedad	0.0176	0.6394	0.0007	<.0001	0.0028	0.0088	<.0001	0.0001	0.8012	0.0069	0.7019	0.6765	0.9239	0.1455	0.0012	0.1838	0.0501	<.0001
Injerto	0.0001	0.468	0.0743	0.0274	0.0304	0.7915	0.9745	0.1102	0.2939	0.713	0.1474	0.7089	0.4174	0.7942	0.2567	0.8765	0.2817	<.0001
Variedad X Injerto	0.0266	0.3739	0.2002	0.1895	0.053	0.9022	0.8454	0.3221	0.1888	0.6903	0.7019	1	0.8361	0.1108	0.5109	0.2385	0.9774	0.0048
Inoculación al suelo (IS)	0.2476	0.3053	0.5363	0.2871	0.7137	0.1134	0.6027	0.1715	0.1451	0.5991	0.5282	0.2223	0.4569	0.3336	0.988	0.1547	0.2189	<.0001
Variedad X IS	0.5643	0.2996	0.6588	0.2304	0.9372	0.0977	0.5232	0.3019	0.2694	0.8612	0.1999	0.9593	0.4048	0.203	0.9221	0.039	0.4824	<.0001
Injerto X IS	0.4854	0.095	0.0068	0.1046	0.6377	0.7617	0.044	0.8421	0.0285	0.0994	0.5282	0.0101	0.6978	0.0751	0.0641	0.6973	0.1666	<.0001
Variedad X Injerto X IS	0.6343	0.8114	0.0249	0.0908	0.4721	0.6399	0.027	0.5709	0.6174	0.0373	0.1999	0.9924	0.4739	0.5991	0.1911	0.8906	0.6405	<.0001

Los valores de $P > F$ marcados con negrita fueron tomados como base para la preparación de gráficas y presentación de resultados de efectos principales e interacciones.

Cuadro A6. Resumen del análisis de varianza del peso fresco de frutos a diferentes días después del trasplante en el segundo experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con *Phytophthora capsici*.

Fuente de variación	Días después del trasplante																	
	74	78	81	87	91	92	93	94	105	115	120	123	132	136	145	154	169	179
	P > F																	
Variedad	0.946	0.2321	0.0026	<.0001	0.0037	0.6537	0.0018	<.0001	0.15	0.4015	0.3555	0.1591	0.5123	0.2514	0.0015	0.038	0.2333	<.0001
Injerto	0.0024	0.0946	0.0205	0.1221	0.7347	0.2687	0.6478	0.3716	0.565	0.3468	0.8744	0.4586	0.743	0.4303	0.9668	0.4896	0.9734	0.0003
Variedad X Injerto	0.815	0.8039	0.022	0.412	0.8214	0.6718	0.5517	0.6566	0.8092	0.3933	0.2698	0.9689	0.0836	0.3096	0.9979	0.4896	0.1502	0.0007
Inoculación al suelo (IS)	0.003	0.2255	0.2829	0.0013	0.3254	0.9144	0.7429	0.6234	0.4338	0.3934	0.7056	0.0536	0.0301	0.7317	0.0953	0.132	0.4911	0.0027
Variedad X IS	0.8973	0.1574	0.4076	0.0008	0.2883	0.39	0.8186	0.8827	0.4692	0.2064	0.183	0.598	0.774	0.0575	0.0424	0.2362	0.2732	0.0021
Injerto X IS	0.0015	0.0388	0.6436	0.0386	0.1778	0.5206	0.3603	0.0416	0.2019	0.2724	0.5229	0.4413	0.9624	0.445	0.2975	0.0422	0.2066	<.0001
Variedad X Injerto X IS	0.74	0.0648	0.9621	0.371	0.1998	0.4905	0.3672	0.0429	0.0985	0.0577	0.9613	0.4405	0.088	0.9041	0.2703	0.3147	0.5624	<.0001

Los valores de $P > F$ marcados con negrita fueron tomados como base para la preparación de gráficas y presentación de resultados de efectos principales e interacciones.

Cuadro A7. Resumen del análisis de varianza del peso seco de frutos a diferentes días después del trasplante en el primer experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con *Phytophthora capsici*.

Fuente de variación	Días después del trasplante																	
	74	78	81	87	91	92	93	94	105	115	120	123	132	136	145	154	169	179
										P > FP > F								
Variedad	0.021	0.5345	0.0057	<.0001	0.0069	0.0162	0.0006	0.0005	0.517	0.0098	0.763	0.4731	0.6672	0.1896	0.0018	0.2543	0.0877	<.0001
Injerto	<.0001	0.7092	0.0924	0.0221	0.1166	0.9596	0.8892	0.0731	0.0534	0.7086	0.1333	0.6192	0.3029	0.6782	0.2158	0.9254	0.2228	<.0001
Variedad X Injerto	0.0489	0.2643	0.1872	0.1081	0.2358	0.8793	0.9265	0.1596	0.517	0.7086	0.763	0.8684	0.6672	0.1599	0.5503	0.2543	0.9536	0.0052
Inoculación al suelo (IS)	0.3049	0.3253	0.2529	0.2833	0.9711	0.2096	0.8243	0.0645	0.0246	0.6349	0.5294	0.2116	0.5423	0.2923	0.9678	0.1732	0.131	<.0001
Variedad X IS	0.6883	0.2258	0.3095	0.3469	0.8721	0.1563	0.9361	0.1484	0.6555	0.9215	0.1805	0.8298	0.3812	0.3571	0.9377	0.0318	0.6596	0.0004
Injerto X IS	0.6911	0.0742	0.0034	0.1609	0.1009	0.5102	0.0757	0.3291	0.0246	0.083	0.5294	0.0071	0.5968	0.1059	0.0622	0.7097	0.172	<.0001
Variedad X Injerto X IS	0.4865	0.6586	0.0168	0.0927	0.0336	0.3976	0.0708	0.4946	0.6555	0.0518	0.1805	0.9728	0.3812	0.5354	0.2573	0.91	0.6913	<.0001

Los valores de P > F marcados con negrita fueron tomados como base para la preparación de gráficas y presentación de resultados de efectos principales e interacciones.

Cuadro A8. Resumen del análisis de varianza del peso seco de frutos a diferentes días después del trasplante en el segundo experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con *Phytophthora capsici*.

Fuente de variación	Días después del trasplante																	
	74	78	81	87	91	92	93	94	105	115	120	123	132	136	145	154	169	179
										P > FP > F								
Variedad	0.1735	0.2952	0.0136	<.0001	0.0024	0.6515	0.0094	0.0023	0.2162	0.4311	0.6498	0.1249	0.3937	0.3621	0.0015	0.0476	0.3154	<.0001
Injerto	0.0002	0.0479	0.0209	0.4582	0.7073	0.4403	0.3732	0.4926	0.2162	0.2942	0.343	0.3449	0.8188	0.7545	0.8671	0.5432	0.6752	0.0003
Variedad X Injerto	0.47	0.7531	0.0801	0.9435	0.7836	0.7375	0.3732	0.6586	0.4388	0.4839	0.7102	0.7147	0.1644	0.3554	0.8044	0.5432	0.1814	0.0013
Inoculación al suelo (IS)	0.0006	0.2663	0.5028	0.0001	0.3862	0.6017	0.7088	0.9893	0.3167	0.5128	0.2753	0.13	0.0292	0.6906	0.0616	0.135	0.4754	0.0074
Variedad X IS	0.2669	0.069	0.4762	<.0001	0.2877	0.2616	0.7088	0.6775	0.2262	0.1577	0.7768	0.6756	0.568	0.0465	0.0218	0.2628	0.2679	0.0109
Injerto X IS	0.0001	0.069	0.6185	0.2651	0.0946	0.3734	0.2441	0.0362	0.2262	0.2619	0.3189	0.3904	0.9793	0.4365	0.49	0.0392	0.2226	<.0001
Variedad X Injerto X IS	0.0586	0.0307	0.7841	0.6842	0.1096	0.6449	0.2441	0.0906	0.1056	0.082	0.4192	0.7082	0.1942	0.8664	0.4405	0.3405	0.5751	<.0001

Los valores de P > F marcados con negrita fueron tomados como base para la preparación de gráficas y presentación de resultados de efectos principales e interacciones.

Cuadro A9. Resumen del análisis de varianza del número de frutos a diferentes días después del trasplante en el primer experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con *Phytophthora capsici*.

Fuente de variación	Días después del trasplante																	
	74	78	81	87	91	92	93	94	105	115	120	123	132	136	145	154	169	179
	P > F																	
Variedad	0.1695	0.0891	0.0449	<.0001	0.0065	0.0307	<.0001	0.0017	0.4705	0.0564	0.5165	0.061	0.1462	0.3202	0.0162	1	1	<.0001
Injerto	<.0001	1	0.1313	0.0303	0.0186	1	0.8715	0.0918	0.4705	0.1512	0.1956	1	0.1462	0.1519	0.1364	0.6955	0.1158	<.0001
Variedad X Injerto	0.1695	0.3934	0.501	0.6622	0.0724	1	0.6277	0.5723	0.4705	0.6312	0.5165	0.7061	0.6269	0.0617	0.8517	0.1191	0.5986	0.2487
Inoculación al suelo (IS)	0.0001	0.1149	0.4561	0.2588	0.5971	0.0845	0.3813	0.1254	0.2116	0.4731	0.4789	0.6296	0.4797	0.2854	0.9241	0.1212	0.0662	<.0001
Variedad X IS	0.6109	0.0567	0.4372	0.3657	0.9384	0.0655	0.2797	0.4471	0.5935	0.9438	0.2564	0.7792	0.7292	0.2411	0.6865	0.0721	0.7607	<.0001
Injerto X IS	0.0029	0.1149	0.0702	0.1395	0.6774	0.6727	0.1512	0.7867	0.0282	0.1086	0.4789	0.0391	0.2853	0.0973	0.1612	0.8332	0.1945	<.0001
Variedad X Injerto X IS	0.6109	0.4823	0.021	0.0551	0.4168	0.6727	0.0497	0.4393	0.5935	0.0231	0.2564	0.5091	0.7292	0.7921	0.4294	0.7427	0.97	<.0001

Los valores de P > F marcados con negrita fueron tomados como base para la preparación de gráficas y presentación de resultados de efectos principales e interacciones.

Cuadro A10. Resumen del análisis de varianza del número de frutos a diferentes días después del trasplante en el segundo experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con *Phytophthora capsici*.

Fuente de variación	Días después del trasplante																	
	74	78	81	87	91	92	93	94	105	115	120	123	132	136	145	154	169	179
	P > FP > F																	
Variedad	0.2544	0.7512	0.1166	<.0001	0.0041	0.2543	0.0024	0.0038	0.2995	0.8582	0.7773	0.0498	0.1115	0.5035	0.0183	0.3047	0.4306	<.0001
Injerto	<.0001	0.0279	0.0341	0.0427	0.6608	0.3826	0.5638	0.1985	0.7112	0.451	0.7026	0.6242	0.2184	0.9252	0.9533	0.5214	0.1494	0.0009
Variedad X Injerto	0.2642	0.7512	0.1233	1	1	0.6626	0.4927	0.8406	0.7654	0.4453	0.3462	0.7728	0.1008	0.3793	0.7694	0.2813	0.0721	0.013
Inoculación al suelo (IS)	<.0001	0.4057	0.162	0.0165	0.331	0.7964	0.7454	0.6718	0.4582	0.6771	0.1883	0.0798	0.0415	0.6288	0.0751	0.2468	0.8674	0.0042
Variedad X IS	0.2318	0.1511	0.2685	0.0016	0.3117	0.3946	0.7656	0.7013	0.653	0.1531	0.6465	0.5577	0.2075	0.041	0.0087	0.4841	0.241	0.0048
Injerto X IS	<.0001	0.1511	0.2844	0.024	0.1145	0.7267	0.4294	0.1795	0.4086	0.6435	0.6379	0.569	0.4609	0.3012	0.2133	0.0291	0.285	<.0001
Variedad X Injerto X IS	0.1727	0.0841	0.8811	0.761	0.0891	0.4446	0.432	0.1081	0.0746	0.1359	0.994	0.718	0.1211	0.9672	0.3198	0.4204	0.3748	0.0002

Los valores de P > F marcados con negrita fueron tomados como base para la preparación de gráficas y presentación de resultados de efectos principales e interacciones.

Cuadro A11. Resumen del análisis de varianza global del Largo de frutos en el primer y segundo experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con *Phytophthora capsici*.

Fuente de variación	Experimento 1	Experimento 2
	P > F	
Variedad	0.1912	0.0021
Injerto	0.1335	0.1077
Variedad X Injerto	0.0421	0.5193
Inoculación al suelo (IS)	0.3448	0.8728
Variedad X IS	0.0080	0.2621
Injerto X IS	0.0014	0.2090
Variedad X Injerto X IS	0.0059	0.0088

Los valores de P > F marcados con negrita fueron tomados como base para la preparación de gráficas y presentación de resultados de efectos principales e interacciones.

Cuadro A12. Resumen del análisis de varianza global del Ancho de frutos en el primer y segundo experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con *Phytophthora capsici*.

Fuente de variación	Experimento 1	Experimento 2
	—————	—————
	P > F	
Variedad	0.0054	<.0001
Injerto	0.7136	0.3854
Variedad X Injerto	0.6898	0.4391
Inoculación al suelo (IS)	0.6313	0.3623
Variedad X IS	0.3173	0.6575
Injerto X IS	0.6649	0.8808
Variedad X Injerto X IS	0.2323	0.9989

Los valores de P > F marcados con negrita fueron tomados como base para la el reporte de promedios entre tratamientos.

Cuadro A13. Resumen del análisis de varianza global del Largo X Ancho de frutos en el primer y segundo experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con *Phytophthora capsici*.

Fuente de variación	Experimento 1	Experimento 2
	————— P > F —————	
Variedad	0.0015	<.0001
Injerto	0.2393	0.9794
Variedad X Injerto	0.6762	0.3954
Inoculación al suelo (IS)	0.0187	0.3623
Variedad X IS	0.1047	0.5045
Injerto X IS	0.4887	0.9605
Variedad X Injerto X IS	0.8590	0.3304

Los valores de P > F marcados con negrita fueron tomados como base para la el reporte de promedios entre tratamientos.

Cuadro A14. Resumen del análisis de varianza del número de días a primera floración en el primer y segundo experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con *Phytophthora capsici*.

Fuente de variación	Experimento. 1	Experimento. 2
	—————	—————
	P > F	
Variedad	0.0741	0.2772
Injerto	0.0009	0.0003
Variedad X Injerto	0.5495	0.0516
Inoculación al suelo (IS)	0.0289	0.3706
Variedad X IS	0.887	0.7171
Injerto X IS	0.4697	0.9535
Variedad X Injerto X IS	0.0136	0.1602

Los valores de P > F marcados con negrita fueron tomados como base para la preparación de gráficas y presentación de resultados de efectos principales e interacciones.

Cuadro A15. Resumen del análisis de varianza del número acumulado de flores en el primer y segundo experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con *Phytophthora capsici*.

Fuente de variación	Experimento. 1		Experimento. 2
		P > F	
Variedad	<.0001		0.0016
Injerto	0.0044		0.6858
Variedad X Injerto	0.0445		0.5505
Inoculación al suelo (IS)	0.0047		0.0123
Variedad X IS	0.0025		0.13
Injerto X IS	0.0022		0.0003
Variedad X Injerto X IS	0.2213		0.024

Los valores de P > F marcados con negrita fueron tomados como base para la preparación de gráficas y presentación de resultados de efectos principales e interacciones.

Cuadro A16 Resumen del análisis de varianza del número de flores a diferentes días después del trasplante en el primer experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM 334 e inoculación al suelo con *Phytophthora capsici*.

Fuente de variación	Días después del trasplante							
	23	33	43	53	63	73	93	103
	P > F							
Variedad	0.5209	0.4333	<.0001	0.6293	0.109	<.0001	<.0001	0.2409
Injerto	<.0001	0.0402	0.7965	0.0094	0.0014	0.9742	0.368	0.0673
Variedad X Injerto	0.8305	0.2858	0.1364	0.0006	0.076	0.1306	0.2306	0.61
Inoculación al suelo (IS)	0.1702	0.3955	0.8498	0.4036	0.1053	0.4273	0.0731	0.0426
Variedad X IS	0.3831	0.1943	0.066	0.4846	0.1313	0.0043	0.5833	0.3023
Injerto X IS	0.3196	<.0001	0.8101	0.9223	0.3299	0.0219	0.0023	0.0009
Variedad X Injerto X IS	0.4195	0.4742	0.0312	0.6528	0.0402	0.0974	0.1505	0.1789

Los valores de P > F marcados con negrita fueron tomados como base para la preparación de gráficas y presentación de resultados de efectos principales e interacciones.

Cuadro A 17. Resumen del análisis de varianza del número de flores a diferentes días después del trasplante en el segundo experimento factorial de variedades de chile, injerto sobre CM334 e inoculación al suelo con *Phytophthora capsici*.

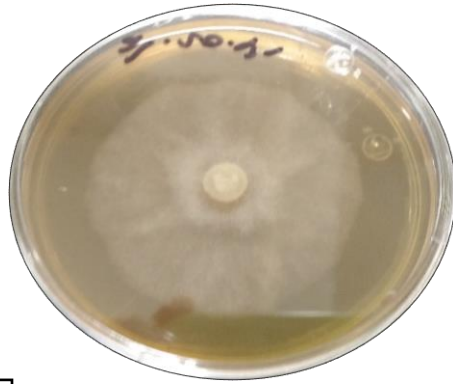
Fuente de variación	Días después del trasplante							
	23	33	43	53	63	73	93	103
	P > F							
Variedad	0.0593	0.7519	<.0001	0.0271	0.0878	<.0001	<.0001	0.7603
Injerto	0.0008	0.4871	0.5619	0.1445	0.1739	0.3353	0.8557	0.0217
Variedad X Injerto	0.0593	0.8496	0.3171	0.0739	0.4547	0.6192	0.8966	0.7603
Inoculación al suelo (IS)	0.8972	0.1842	0.2455	0.1659	0.0174	0.302	0.1048	0.1296
Variedad X IS	0.4072	0.2023	0.4964	0.1452	0.654	0.7792	0.0669	0.9393
Injerto X IS	0.8972	0.0408	0.7078	0.1559	0.0007	0.0907	0.1549	0.0001
Variedad X Injerto X IS	0.4072	0.1915	0.416	0.0904	0.001	0.7453	0.9792	0.0285

Los valores de P > F marcados con negrita fueron tomados como base para la preparación de gráficas y presentación de resultados de efectos principales e interacciones.

XII. ANEXOS



A: Plántulas en crecimiento para injerto CCR, CTO y CM-334; **B:** preparación de cámara de curado; **C:** plántulas injertadas; **D:** Plántula de chile serrano CCR/CM-334 dentro de cámara de curado.



E



F



G



H

E: Ceba V45 (*Phytophthora capsici*) aislamiento de plantas de chile serrano de la Vega de Metztlán Hidalgo; **F:** Plantas de chile serrano sin injertar inoculadas con el patógeno; **G:** Plantas injertadas en producción dentro del invernadero **H:** primeros frutos de plantas injertadas y no injertadas.